

Gonzalo Illán Aguirre

Descripción y caracterización  
epidemiológica de la parasitofauna  
de peces ciprínidos de la cuenca  
alta y media del río Duero

Departamento  
Patología Animal

Director/es

Blas Giral, Ignacio de  
Ruiz Zarzuela, Imanol

<http://zaguan.unizar.es/collection/Tesis>



**Universidad**  
Zaragoza

Tesis Doctoral

DESCRIPCIÓN Y CARACTERIZACIÓN  
EPIDEMIOLÓGICA DE LA PARASITOFAUNA DE  
PECES CIPRÍNIDOS DE LA CUENCA ALTA Y  
MEDIA DEL RÍO DUERO

Autor

Gonzalo Illán Aguirre

Director/es

Blas Giral, Ignacio de  
Ruiz Zarzuela, Imanol

**UNIVERSIDAD DE ZARAGOZA**

Patología Animal

2012



**Universidad de Zaragoza**  
**Facultad de Veterinaria**  
**Departamento de Patología Animal**  
**Unidad de Patología Infecciosa y Epidemiología**



**Facultad de Veterinaria**  
**Universidad Zaragoza**

**Descripción y caracterización  
epidemiológica de la parasitofauna de  
peces ciprínidos de la cuenca alta y  
media del río Duero**

Memoria presentada por **Gonzalo Illán Aguirre**  
Para optar al grado de Doctor  
julio 2012





**Departamento de  
Patología Animal**  
**Universidad Zaragoza**

Dr. IGNACIO DE BLAS GIRAL, Profesor Titular del Departamento de Patología Animal de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Zaragoza y Dr. IMANOL RUIZ ZARZUELA, Profesor Ayudante Doctor del Departamento de Patología Animal de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Zaragoza, como Directores,

C E R T I F I C A N:

Que D. GONZALO ILLÁN AGUIRRE ha realizado bajo nuestra dirección los trabajos correspondientes a su Tesis Doctoral titulada “Descripción y caracterización epidemiológica de la parasitofauna de peces ciprínidos de la cuenca alta y media del río Duero” que se ajusta con el Proyecto de Tesis presentado y cumple las condiciones exigidas para optar al Grado de Doctor por la Universidad de Zaragoza, por lo que autorizan su presentación para que pueda ser juzgada por el Tribunal correspondiente.

Y para que conste, firmamos el presente certificado

En Zaragoza, a 27 de julio de 2012

Dr. I. de Blas Giral

Dr. I. Ruiz Zarzuela



Cuando lo leí a los 12 años, no entendí la grandeza de su obra. Ahora comprendo cómo se sentía aquel viejo del que hablaba **Hemingway**:

*Cuando entró en el puertecito, las luces de La Terraza estaban apagadas y se dio cuenta de que todo el mundo estaba acostado. La brisa se había ido levantando gradualmente y ahora soplaba con fuerza. Sin embargo, había tranquilidad en el puerto y puso proa hacia la playita de grava bajo las rocas. No había nadie que pudiera ayudarlo, de modo que adentró el bote todo lo posible en la playa. Luego se bajó y lo amarró a una roca. Quitó el mástil de la carlinga y enrolló la vela y la ató. Luego se echó el palo al hombro y empezó a subir. Fue entonces cuando se dio cuenta de la profundidad de su cansancio. Se paró un momento y miró hacia atrás y al reflejo de la luz de la calle vio la gran cola del pez levantada detrás de la popa del bote.*





A mis padres,  
A mis hermanas,  
A mi sobrino Javier, quien algún día seguirá mis pasos,  
y si tiene suerte, los de otros...  
A Sonia



## Agradecimientos

Creo recordar que empecé mis “andanzas” en el Laboratorio de Sanidad Animal de Soria allá en junio del año 2003, después de una temporada al sol hondureño que tan buenos recuerdos me dejó.

El proyecto al que me incorporaba tenía que ver con la sanidad de los peces, vaya un tema. Pensé que era una buena oportunidad para seguir en algo que siempre me ha apasionado, a veces de forma enfermiza, y que a día de hoy sigue haciéndolo, a pesar de todo.

Allí tuve la oportunidad de bajar literalmente a los sótanos de la investigación y curar mi humildad. En ellos, entre el polvo, pude compartir experiencias y aprender. Entre otras cosas, aprendí que el ocular del microscopio hay que limpiarlo de vez en cuando, como los malos recuerdos, porque no te deja ver la parte buena de las cosas, y lo afortunado que eres por vivir esta realidad.

Y así fui sacando las mejores fotos, que a día de hoy, en Segovia, en un caluroso mes de julio de 2012, hace ya 9 años... saco del cajón y vuelvo a mirar con satisfacción y, sobre todo, con mucha gratitud. Todo lo que he hecho, mejor o peor, se lo agradezco sinceramente a las siguientes personas:

Como no podía ser de otra manera, empezaré por los primeros, los Doctores Imanol Ruiz Zarzuela e Ignacio de Blas Giral, Profesores del Departamento de Patología Animal y co-directores de esta tesis. De ellos sólo he conocido una parte, y es deslumbrante. No sería justo si no dijera que para llegar a tener estas vistas me he aupado en los hombros de estos dos gigantes, sin los cuales no habría hecho más que ir al río a echar la caña y, con un poco de suerte, una trucha al horno.

Muy en especial, al Dr. Pepe Múzquiz, que me aceptó, con la mayor amabilidad y sentido del humor, en el Laboratorio de Ictiopatología del Departamento de Patología Animal de la Facultad de Veterinaria, permitiendo que todo esto fuera posible. Y a todo el personal del Laboratorio, con los que ha sido todo un lujo colaborar.

A los expertos en distintos ámbitos académicos y profesionales que me han orientado y ayudado a poner nombre y cara a los distintos parásitos: Dra. Pilar Álvarez Pellitero, Dra. Juana M<sup>a</sup> Pereira Bueno, Dr. Rafael Araujo, Dr. Juan Carlos Velasco, Dra. Ana Pérez del Olmo y Dr. Paulino de Paz.

A Ana María Larrán, responsable de la línea de investigación en acuicultura del Instituto Tecnológico Agrario, compañera del alma y amiga. Para ella mi especial agradecimiento... no sólo por cortesía, sino porque ella me ha “sufrido” especialmente desde el principio de los tiempos. Con ella he compartido lo mejor de esta experiencia.

A Sara Olmedo, Jefa del Área de Ganadería, y Cristina León, de la Unidad de Transferencia Tecnológica y Divulgación, no sólo jefas sino también excelentes compañeras y amigas.

Al resto de compañeras de Transferencia, que me han facilitado mucho la labor, siempre con amabilidad y la mejor de las sonrisas: María Ángeles Melero y Elena Ordás.

Al antiguo Servicio de Biblioteconomía y Documentación del Instituto, con Teresa López, que me ayudó muchísimo a conseguir artículos valiosos, y también algunos en ruso que, por cierto, nunca leí; y al nuevo, con Rebeca Hernández, compañera y amiga

desde las primeras convivencias anuales de becarios organizadas por Luis, y que tan buen recuerdo me traen.

Al resto de compañeros/as del Instituto, excelente grupo de profesionales y amigos: Mari Cruz García, Emilio Gómez y Juanjo García. Menciono a los que están al frente, aunque no me olvido del resto: Pepe, Edu, Laura, Raquel, Dani, Berta, Rafa, José Antonio, Quique... y una larga lista. Por supuesto, al *mister*, Gabriel Villamayor, y a Javier Álvarez Benedí, por sus sabios consejos.

En especial, a los antiguos Subdirectores de Investigación y Tecnología, Luis Rodríguez Ruiz y Ana Belén Martín Diana, que me han seguido apoyando a pesar de todo este tiempo de espera... ¿¿¿he dicho 9 años???

A la analista de laboratorio, Luján, y al oficial de mantenimiento, Fede, que han vivido conmigo la ingrata puesta a punto del nuevo centro de investigación; y a los becarios/as Silvia, los dos Raúles, Rocío, Marian y Cristina, por su compañerismo y amistad, pero sobre todo porque le han quitado seriedad a algo que debería ser siempre divertido.

Al servicio de guardería de los Servicios Territoriales de Medio Ambiente de la Junta de Castilla y León, en las provincias de Soria, Burgos y Segovia, por su valiosísima ayuda, por compartir sus conocimientos y por cuidar de algo tan preciado. También a Antonio, sabio y dedicado piscicultor de tencas, que nos dejó hace dos años.

A Belén García Nieto, hermana de mi hermana, a quien agradezco su predisposición e inestimable ayuda.

A mis amigos, de los que me olvido a menudo, pero que siempre están ahí. En especial, a aquellos que me acogieron y me dieron su amistad en medio del huracán.

A mis familiares más próximos, que viven todo esto desde la distancia y en silencio, desde esa yerma tierra de campos, que ellos riegan con abundante agua... nunca les sabré agradecer todo lo que han hecho por mí.

Y a Sonia, con la que comparto no sólo una tesis, sino el proyecto más importante de mi vida. Ella ha vivido el día a día de mis alegrías y mis penas. Todavía no me ha conocido "sin tesis", y ya va siendo hora...

GRACIAS a todos ellos por recorrer este camino conmigo y darme un empujón hacia delante cuando lo necesité.

La realización del presente estudio ha sido financiada desde el 18/02/2005 al 16/02/2007 por la beca predoctoral “*Calidad del agua y patología de Ciprínidos en los ríos de la Comunidad Autónoma de Castilla y León*”, de la Junta de Castilla y León (Consejería de Agricultura y Ganadería), Instituto Tecnológico Agrario (resolución de 20 de enero de 2005); y desde el 17/02/2007 al 17/02/2009 por un contrato de trabajo en prácticas del Instituto Tecnológico Agrario.



INSTITUTO  
TECNOLÓGICO  
AGRARIO

Junta de Castilla y León  
Consejería de Agricultura y Ganadería



# Índice

<b>Índice</b> .....	<b>I</b>
<b>Resumen</b> .....	<b>XI</b>
<b>Summary</b> .....	<b>XII</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
1.1. Justificación .....	2
1.2. Objetivos .....	3
1.3. Diseño del estudio .....	4
1.3.1. Período de estudio .....	4
1.3.2. Metodología de muestreo .....	5
1.3.2.1. Selección de los ríos y la piscifactoría .....	5
1.3.2.2. Selección y localización de los puntos de muestreo .....	6
1.3.2.3. Selección de los peces .....	7
1.3.3. Tamaño de la muestra .....	7
1.4. Encuesta epidemiológica y diseño de la base de datos .....	8
1.5. Análisis estadístico .....	8
1.5.1. Variables utilizadas .....	8
1.5.2. Pruebas del análisis estadístico .....	9
1.5.2.1. Descripción estadística .....	9
1.5.2.2. Análisis estadístico bivalente .....	9
1.5.3. Análisis epidemiológico .....	10
<b>2. EL MEDIO ACUÁTICO</b> .....	<b>11</b>
2.1. Estado ecológico de los ecosistemas acuáticos .....	11
2.1.1. Estructura de los ecosistemas fluviales .....	11
2.1.1.1. Factores biogeográficos .....	12
2.1.1.2. Factores bióticos .....	12
2.1.1.3. Factores abióticos .....	13
2.1.1.3.1. Temperatura .....	15
2.1.1.3.2. Turbidez .....	17
2.1.1.3.3. Oxígeno disuelto .....	18
2.1.1.3.4. pH .....	20
2.1.1.3.5. Alcalinidad .....	22
2.1.1.3.6. Dureza .....	22
2.1.1.3.7. Conductividad .....	23
2.1.1.3.8. Compuestos nitrogenados .....	23
2.1.2. Funcionamiento de los ecosistemas fluviales .....	25
2.1.2.1. Los tramos altos y medios de los ríos ibéricos .....	26



2.1.2.2. Los ecosistemas fluviales mediterráneos (el factor estacionalidad) .....	28
2.1.2.3. La alteración de nuestros ríos .....	29
2.1.2.3.1. Construcciones hidráulicas .....	29
2.1.2.3.2. Contaminación de los cursos fluviales .....	30
2.1.2.4. El medio acuático continental orientado a la producción de peces .....	31
2.2. Caracterización del área de estudio .....	33
2.2.1. La Submeseta Norte .....	33
2.2.2. La Cuenca del Duero .....	34
2.2.3. Características ecológicas de los puntos de muestreo .....	34
2.2.3.1. Punto de muestreo <i>Rev</i> (río Revinuesa) .....	34
2.2.3.2. Punto de muestreo <i>Uc-A</i> (río Ucero, tramo alto) .....	35
2.2.3.3. Punto de muestreo <i>Arl</i> (río Arlanza) .....	36
2.2.3.4. Punto de muestreo <i>Dur</i> (río Duratón) .....	36
2.2.3.5. Punto de muestreo <i>Er</i> (río Eresma) .....	37
2.2.3.6. Punto de muestreo <i>Uc-M</i> (río Ucero, tramo medio) .....	38
2.2.3.7. Punto de muestreo <i>Pisc</i> (Piscifactoría, sistema acuático artificial) .....	38
2.3. Recogida de muestras de agua .....	39
2.4. Recogida de datos <i>in situ</i> .....	39
2.4.1. Características del punto de muestreo .....	39
2.4.2. Parámetros físico-químicos del agua .....	39
2.5. Metodología analítica .....	40
2.5.1. Determinación de la calidad físico-química de las aguas .....	40
2.5.1.1. Parámetros estimados mediante Valoraciones Titramétricas .....	40
2.5.1.2. Parámetros estimados mediante Fotometría .....	40
2.5.2. Estudio de la calidad microbiológica de las aguas .....	40
2.5.2.1. Recuento de coliformes totales, coliformes fecales y estreptococos fecales .....	40
2.5.2.2. Recuento de aerobios totales .....	41
2.5.2.3. Recuento de anaerobios sulfito-reductores .....	41
2.6. Resultados y discusión .....	41
2.6.1. Calidad físico-química y microbiológica del agua .....	41
2.6.1.1. Parámetros físico-químicos .....	42
2.6.1.2. Parámetros microbiológicos .....	43
2.6.2. Parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua en función de las características temporales .....	44
2.6.3. Parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua en función de las características espaciales .....	46
2.6.3.1. Ecosistemas naturales (ríos) vs ecosistemas artificiales (piscifactoría) .....	46
2.6.3.2. Tramo de río .....	48
2.6.3.3. Puntos de muestreo .....	50
2.6.3.3.1. Arlanza ( <i>Arl</i> ) .....	50
2.6.3.3.2. Duratón ( <i>Dur</i> ) .....	50
2.6.3.3.3. Eresma ( <i>Er</i> ) .....	50

2.6.3.3.4. Revinuesa ( <i>Rev</i> ) .....	51
2.6.3.3.5. Ucero alto ( <i>Uc-A</i> ) .....	51
2.6.3.3.6. Ucero medio ( <i>Uc-M</i> ) .....	51
<b>3. HOSPEDADORES CIPRÍNIDOS .....</b>	<b>53</b>
3.1. Distribución geográfica .....	53
3.2. Origen y evolución .....	54
3.3. Características generales .....	54
3.3.1. Características morfológicas y fisiológicas .....	54
3.3.2. Reacciones de defensa del hospedador ante la parasitación .....	55
3.3.3. Estrategias vitales .....	56
3.3.3.1. Edad .....	58
3.3.3.2. Tamaño .....	58
3.3.3.3. Índice de condición .....	59
3.3.3.4. Sexo .....	59
3.3.3.5. Freza .....	60
3.3.3.6. Comportamiento .....	61
3.3.3.7. Alimentación .....	61
3.4. Especies de ciprínidos .....	62
3.4.1. Barbo común ( <i>Barbus bocagei</i> Steindachner 1864) .....	62
3.4.2. Boga del Duero ( <i>Chondrostoma duriense</i> Coehlo 1985) .....	63
3.4.3. Bermejuela ( <i>Chondrostoma arcasii</i> Steindachner 1866) .....	63
3.4.4. Bordallo ( <i>Squalius carolitertii</i> Doadrio 1987) .....	64
3.4.5. Piscardo ( <i>Phoxinus phoxinus</i> Linnaeus 1758) .....	64
3.4.6. Gobio ( <i>Gobio lozanoi</i> Doadrio y Madeira 2004) .....	65
3.4.7. Tenca ( <i>Tinca tinca</i> Linnaeus 1758) .....	66
3.5. Captura de animales .....	66
3.6. Recogida de datos <i>in situ</i> : características de los peces capturados .....	67
3.7. Resultados: Parámetros biométricos de los peces capturados .....	68
3.7.1. Parámetros biométricos de los peces según su distribución espacial (ubicación) .....	68
3.7.2. Parámetros biométricos de los peces según su distribución temporal (estacional) .....	69
3.7.3. Parámetros biométricos de los peces en función de factores intrínsecos .....	69
3.7.4. Parámetros biométricos de los peces en función de la especie .....	70
3.7.4.1. Barbo ( <i>Barbus bocagei</i> ) .....	72
3.7.4.2. Boga del Duero ( <i>Chondrostoma duriense</i> ) .....	73
3.7.4.3. Bermejuela ( <i>Chondrostoma arcasii</i> ) .....	73
3.7.4.4. Bordallo ( <i>Squalius carolitertii</i> ) .....	74
3.7.4.5. Gobio ( <i>Gobio lozanoi</i> ) .....	75
3.7.4.6. Piscardo ( <i>Phoxinus phoxinus</i> ) .....	76
3.7.4.7. Tenca ( <i>Tinca tinca</i> ) .....	76



5.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	111
5.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	112
5.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	112
5.3. Factores dependientes del medio .....	117
5.3.1. Estacionalidad .....	117
5.3.2. Ubicación .....	122
5.3.3. Calidad del agua .....	125
<b>6. TRIPARTIELLA .....</b>	<b>127</b>
6.1. Etiología .....	127
6.1.1. Clasificación taxonómica .....	127
6.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	127
6.1.3. Descripción morfológica .....	127
6.2. Factores dependientes del hospedador .....	130
6.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	130
6.2.2. Localización en el hospedador .....	132
6.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	132
6.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	133
6.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	133
6.3. Factores dependientes del medio .....	136
6.3.1. Estacionalidad .....	136
6.3.2. Ubicación .....	139
6.3.3. Calidad del agua .....	141
<b>7. MYXOBOLUS SP. ....</b>	<b>143</b>
7.1. Etiología .....	143
7.1.1. Clasificación taxonómica .....	144
7.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	144
7.1.3. Descripción morfológica de la espora de <i>Myxobolus</i> sp. ....	146
7.1.4. Descripción morfológica de los trofozoitos .....	149
7.2. Factores dependientes del hospedador .....	152
7.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	152
7.2.2. Localización en el hospedador .....	156
7.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	157
7.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	157
7.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	158
7.3. Factores dependientes del medio .....	163
7.3.1. Estacionalidad .....	163
7.3.2. Ubicación .....	168
7.3.3. Calidad del agua .....	171

<b>8. <i>GYRODACTYLUS SP.</i></b> .....	<b>173</b>
8.1. Etiología .....	173
8.1.1. Clasificación taxonómica .....	173
8.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	173
8.1.3. Descripción morfológica .....	174
8.2. Factores dependientes del hospedador .....	179
8.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	179
8.2.2. Localización en el hospedador .....	182
8.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	183
8.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	184
8.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	184
8.3. Factores dependientes del medio .....	188
8.3.1. Estacionalidad .....	188
8.3.2. Ubicación .....	192
8.3.3. Calidad del agua .....	193
<b>9. <i>DACTYLOGYRUS SP.</i></b> .....	<b>195</b>
9.1. Etiología .....	195
9.1.1. Clasificación taxonómica .....	195
9.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	195
9.1.3. Descripción morfológica .....	197
9.2. Factores dependientes del hospedador .....	200
9.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	200
9.2.2. Localización en el hospedador .....	204
9.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	204
9.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	205
9.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	205
9.3. Factores dependientes del medio .....	209
9.3.1. Estacionalidad .....	209
9.3.2. Ubicación .....	213
9.3.3. Calidad del agua .....	215
<b>10. <i>ERGASILUS SIEBOLDI</i></b> .....	<b>217</b>
10.1. Etiología .....	217
10.1.1. Clasificación taxonómica .....	217
10.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	217
10.1.3. Descripción morfológica .....	218
10.2. Factores dependientes del hospedador .....	222
10.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	222

10.2.2. Localización en el hospedador .....	225
10.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	227
10.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	228
10.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	229
10.3. Factores dependientes del medio .....	231
10.3.1. Estacionalidad .....	231
10.3.2. Ubicación .....	234
10.3.3. Calidad del agua .....	236
<b>11. LERNAEA CYPRINACEA .....</b>	<b>237</b>
11.1. Etiología .....	237
11.1.1. Clasificación taxonómica .....	237
11.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	237
11.1.3. Descripción morfológica .....	238
11.2. Factores dependientes del hospedador .....	243
11.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	243
11.2.2. Localización en el hospedador .....	245
11.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	246
11.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	246
11.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	248
11.3. Factores dependientes del medio .....	252
11.3.1. Estacionalidad .....	252
11.3.2. Ubicación .....	254
11.3.3. Calidad del agua .....	257
<b>12. NEMÁTODOS .....</b>	<b>259</b>
12.1. Etiología .....	259
12.1.1. Clasificación taxonómica .....	259
12.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	259
12.1.3. Descripción morfológica .....	260
12.2. Factores dependientes del hospedador .....	263
12.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	263
12.2.2. Localización en el hospedador .....	265
12.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	265
12.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	266
12.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	266
12.3. Factores dependientes del medio .....	268
12.3.1. Estacionalidad .....	268
12.3.2. Ubicación .....	271
12.3.3. Calidad del agua .....	273

<b>13. CARYOPHYLLAEUS SP.</b> .....	<b>275</b>
13.1. Etiología .....	275
13.1.1. Clasificación taxonómica .....	275
13.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	275
13.1.3. Descripción morfológica .....	276
13.2. Factores dependientes del hospedador .....	277
13.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	277
13.2.2. Localización en el hospedador .....	280
13.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	282
13.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	282
13.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	283
13.3. Factores dependientes del medio .....	285
13.3.1. Estacionalidad .....	285
13.3.2. Ubicación .....	289
13.3.3. Calidad del agua .....	290
<b>14. HYSTEROMORPHA TRILOBA (METACERCARIAS)</b> .....	<b>293</b>
14.1. Etiología .....	293
14.1.1. Clasificación taxonómica .....	293
14.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	294
14.1.3. Descripción morfológica del adulto .....	295
14.1.4. Descripción morfológica de las larvas metacercarias .....	295
14.2. Factores dependientes del hospedador .....	297
14.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	297
14.2.2. Localización en el hospedador .....	299
14.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	301
14.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	302
14.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	303
14.3. Factores dependientes del medio .....	306
14.3.1. Estacionalidad .....	306
14.3.2. Ubicación .....	309
14.3.3. Calidad del agua .....	311
<b>15. GLOQUIDIOS (UNIO SP.)</b> .....	<b>313</b>
15.1. Etiología .....	313
15.1.1. Clasificación taxonómica .....	313
15.1.2. Ciclo vital y transmisión .....	313
15.1.3. Descripción morfológica .....	314
15.2. Factores dependientes del hospedador .....	315

15.2.1. Rango de hospedadores y especificidad .....	315
15.2.2. Localización en el hospedador .....	317
15.2.3. Efectos sobre el hospedador .....	318
15.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica .....	318
15.2.5. Factores de riesgo intrínsecos .....	319
15.3. Factores dependientes del medio .....	321
15.3.1. Estacionalidad .....	321
15.3.2. Ubicación .....	323
15.3.3. Calidad del agua .....	323
<b>16. CONCLUSIONES .....</b>	<b>325</b>
<b>17. BIBLIOGRAFÍA .....</b>	<b>327</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>373</b>
Anexo 1.1. Variables incluidas en el cuestionario correspondiente a la recogida de datos del punto de muestreo .....	373
Anexo 1.2. Variables incluidas en el cuestionario correspondiente a la recogida de datos de los peces muestreados .....	374
Anexo 2.1. Distribución espacial y temporal de las muestras .....	375
Anexo 2.2. Calidad físico-química del agua .....	376
Anexo 2.3. Calidad microbiológica del agua .....	382
Anexo 2.4. Calidad físico-química y microbiológica del agua en cada punto de muestreo .....	386
Anexo 3.1. Sinónimos de nombres actuales de especies capturadas, origen, grado de amenaza y tendencia poblacional .....	395
Anexo 3.2. Listado de especies citadas en el texto .....	397
Anexo 3.3. Número de ejemplares de ciprínidos capturados en cada punto de muestreo .....	399
Anexo 5. Parasitación por <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> .....	400
Anexo 7. Parasitación por <i>Myxobolus</i> sp. ....	401
Anexo 8. Parasitación por <i>Gyrodactylus</i> sp. ....	403
Anexo 9. Parasitación por <i>Dactylogyrus</i> sp. ....	406
Anexo 12. Parasitación por Nemátodos .....	407
Anexo 13. Parasitación por <i>Caryophyllaeus</i> sp. ....	408
Anexo 15. Parasitación por Gloquidios ( <i>Unio</i> sp.) .....	409





## Resumen

La presente Tesis Doctoral presenta un doble enfoque: cualitativo y cuantitativo. La parte cualitativa consistió en la identificación de los distintos grupos de parásitos presentes en la ictiofauna de la cuenca alta y media del río Duero, mediante su descripción morfológica y su clasificación en diferentes grupos taxonómicos. La parte cuantitativa se planteó como un estudio epidemiológico transversal, con el fin de establecer la prevalencia e intensidad de infección de los distintos grupos parasitarios identificados, así como tratar de establecer las asociaciones más importantes entre la presencia de dichos grupos y aquellos factores de riesgo que pudieran estar implicados.

El objeto de estudio fueron las especies pertenecientes a la Familia Cyprinidae, la más característica y diversa en los ecosistemas acuáticos estudiados, y en concreto las siguientes especies: barbo (*Barbus bocagei*), bermejuela (*Chondrostoma arcasii*), boga del Duero (*Chondrostoma duriense*), bordallo (*Squalius carolitertii*), gobio (*Gobio lozanoi*), piscardo (*Phoxinus phoxinus*) y tenca (*Tinca tinca*). Estableciendo como unidad de muestreo el pez, se llevó a cabo un muestreo aleatorio, estratificado y distribuido en tres estaciones (primavera, verano y otoño), entre los años 2005 y 2007.

Se seleccionó un total de siete puntos de muestreo: dos de ellos en los tramos altos de los ríos Revinuesa y Ucero; cuatro en los tramos medios de los ríos Arlanza, Duratón, Eresma y Ucero; y un único punto en una piscifactoría de tencas.

En total, se aislaron tres parásitos protozoos (*Ichthyophthirius multifiliis*, *Tripartiella* sp. y *Myxobolus* sp.), dos monogenéticos (*Gyrodactylus* sp. y *Dactylogyrus* sp.), dos crustáceos copépodos (*Ergasilus sieboldi* y *Lernaea cyprinacea*), un nemátodo (*Rhabdochona* sp.), un cestodo (*Caryophyllaeus* sp.), un trematodo digenético (*Hysteromorpha triloba*) y un gloquidio (*Unio* sp.).

Para cada uno de ellos se describieron las prevalencias e intensidades de infestación en los peces en los que estaban presentes, así como los principales factores de riesgo asociados a su presentación, tanto intrínsecos (especie, sexo, estado reproductivo, condición corporal...) como extrínsecos (localización, estacionalidad, calidad físico-química y microbiológica del agua...).

En líneas generales, nuestros resultados ponen de manifiesto la estrecha relación existente entre los distintos parámetros medioambientales característicos de los ambientes acuáticos de la región estudiada, la adaptación de los ciclos y estrategias vitales de las diferentes especies de ciprínidos a los mismos, así como la propia adaptación de los diferentes grupos taxonómicos de los parásitos tanto al ambiente como al hospedador dentro/sobre el cual desarrollan sus ciclos vitales.

## Summary

The current PhD Thesis has a double approach: qualitative and quantitative. The qualitative part was based on the identification of the different parasites found in the fish of the mid and upper river Duero basin, through the morphological description and classification in different taxonomic groups. The quantitative part was designed as a transversal epidemiological study, with the aim of establishing the prevalence and intensity of infection of the different parasite groups identified, as well as establishing the most important associations between those groups and the risk factors that could be involved.

The aim of the study was the species belonging to the Family Cyprinidae, the most characteristic and diverse in its aquatic ecosystems: Iberian barbel (*Barbus bocagei*), "bermejuela" (*Chondrostoma arcasii*), Duero nase (*Chondrostoma duriense*), Iberian chub (*Squalius carolitertii*), Iberian gudgeon (*Gobio lozanoi*), Eurasian minnow (*Phoxinus phoxinus*) and tench (*Tinca tinca*). The fish was chosen as sampling unit, and sampling which was randomized, stratified and distributed through three seasons (spring, summer and autumn), since 2005 to 2007.

Seven sampling stations were selected: two of them in the upper part of the rivers Revinuesa and Ucero; four in the middle part of the rivers Arlanza, Duratón, Eresma y Ucero; and a single station in a tench fish farm.

In total, eleven taxonomic groups were identified: three protozoans (*Ichthyophthirius multifiliis*, *Tripartiella* sp. y *Myxobolus* sp.), two monogeneans (*Gyrodactylus* sp. y *Dactylogyirus* sp.), two crustacean copepods (*Ergasilus sieboldi* y *Lernaea cyprinacea*), one digenetic trematode (*Hysteromorpha triloba*) and one mollusc glochidium (*Unio* sp.).

For every parasite, prevalences and intensities of infection were measured in those fish in which they were identified, as well as the main risk factors associated to its presence, both intrinsic (species, sex, reproductive state (spawning), somatic condition factor...) and extrinsic (location, seasonality, water physic-chemical and microbiological water quality...).

In general terms, our results show the close link between the different environmental parameters which are characteristic of the studied region, the adaptations in the life cycles and strategies of the different species of cyprinids to them, as well as the adaptation of the different taxonomic groups of parasites both to the environment and to the host in/on which they develop their life cycles.

# 1. INTRODUCCIÓN

## 1.1. Justificación

Los peces, con unas 27.300 especies descritas hasta la fecha, constituyen casi la mitad de todas las especies de vertebrados; sin embargo representan el segundo grupo, después de los anfibios, en especies en peligro de extinción. Se estima que el 65% de las poblaciones piscícolas autóctonas de la Península Ibérica están en declive, siendo la ictiofauna ibérica la más amenazada de Europa. Los ciprínidos ibéricos, grupo más característico y diverso, con ciclos y estrategias perfectamente adaptados a las características de nuestros ecosistemas acuáticos peninsulares, están amenazados por la degradación de su hábitat y la introducción de especies exóticas. Sin embargo, y debido a la ausencia de especies comerciales y deportivas, a su baja diversidad, o simplemente porque no son visibles o atractivos, son los grandes olvidados de nuestra fauna.

Los peces nos aportan una multitud de beneficios. A partir de su respuesta biológica ante las condiciones del medio acuático, en algunos casos reflejadas en una mayor incidencia de enfermedades o en mortalidades masivas, actúan como indicadores de calidad ambiental, como una “sonda” del estado ecológico del ambiente acuático. Sin embargo, y debido al crecimiento de la población mundial, y a la creciente demanda de proteína animal, su principal valor sigue siendo el alimenticio. Los ciprínidos son pescados a lo largo de toda Eurasia, y en los países sin salida al mar son el principal grupo de peces consumidos, alcanzando sus capturas las 626.000 tm en el año 2004.

En el mismo sentido, los cambios en la prevalencia, abundancia y diversidad de sus parásitos, o su capacidad para bioacumular metales pesados, también se producen como respuesta a los cambios ambientales, actuando asimismo como indicadores de contaminación. En otras ocasiones, pueden servirnos como marcadores biológicos, mostrándonos con su presencia las rutas de migración de ciertas especies o proporcionándonos información sobre la composición de su dieta. Pero, sin duda, su principal papel lo juegan al formar parte del “equilibrio ecológico” de los ecosistemas acuáticos, sirviendo como mecanismo de control del tamaño de las poblaciones naturales de peces. Así, pequeños cambios en las condiciones “normales” dentro del ecosistema, bien de origen natural o bien provocado por el ser humano, pueden dar lugar a que un organismo asuma un carácter patógeno, y que se produzcan brotes epidémicos que puedan desencadenar importantes mortalidades.

En efecto, algunos parásitos, cuando están presentes en gran número, son la causa directa de la muerte de los peces, afectando en algunos casos a su metabolismo o disminuyendo su resistencia a ciertos parámetros de calidad de agua. Mediante el daño que causan en su superficie corporal y órganos internos, además, favorecen la entrada y proliferación de otros organismos patógenos. Indirectamente, al afectar a su morfología, fisiología y comportamiento, aumentan la vulnerabilidad de los peces ante los depredadores, actuando como un factor más de la selección natural y la evolución. En este sentido, las consecuencias son mayores cuando la mortalidad se produce entre los individuos pre-reproductores, ya que se altera la composición de las clases de edad de una población. Sin embargo, y aunque se han hecho estimaciones, en los ecosistemas naturales es difícil establecer el valor económico de los daños causados por los parásitos.

Los parásitos de los peces también pueden afectar, de forma más o menos directa, a la Salud Pública. Las fases larvarias de algunos helmintos, localizadas principalmente en el tejido muscular y/o las vísceras de los peces, se pueden transmitir al hombre cuando se ingiere pescado crudo o insuficientemente cocinado, teniendo en ocasiones implicaciones graves o incluso fatales para nuestra salud (afecciones gastrointestinales, alergias, etc.). En este sentido, los cambios sociales y demográficos están contribuyendo a la expansión de estas zoonosis. En España, las metacercarias de dos especies de trematodos potencialmente transmisibles al ser humano (*Opisthorchis tenuicolis* y *Metagonimus yokogawai*) han sido encontradas en las escamas de algunas especies de ciprínidos. En otros casos, los parásitos pueden hacer que los peces sean estéticamente indeseables, reduciendo así su valor comercial.

En acuicultura, en el año 2008 se estaban criando más de 483 especies de animales y plantas en todo el mundo, correspondiendo el mayor incremento en la producción a las especies de aguas marinas con el 47,5% de la producción, ligeramente superior a la de especies dulceacuícolas (46,2%). El cultivo de ciprínidos se ha intensificado con éxito, especialmente en Europa y su producción a nivel mundial en el año 2008, con 19 millones de toneladas aproximadamente, representaba el 63,5% de la producción acuícola. En el año 2001, la producción europea de tenca fue de 3.800 tm, mientras que la producción nacional en el año 2009 alcanzó las 29,5 tm (ESACUA, 2010). Esta especie está cobrando cada vez más importancia debido a la calidad de su carne, al incremento del precio en el mercado, y a su uso como especie deportiva y ornamental. En Castilla y León existen cuatro piscifactorías dedicadas a su cultivo y al de ciprínidos ornamentales (carpín dorado y carpa koi).

Pero al mismo tiempo, se ha registrado un aumento en la incidencia de parásitos transmisibles, algunos en situación emergente. El intercambio de especies para operaciones a escala experimental y comercial está creciendo rápidamente, y varias especies de ciprínidos (carpa herbívora) han sido introducidas fuera de su hábitat de distribución natural, convirtiéndose en verdaderas plagas. En la Península Ibérica se han introducido distintas formas de carpa, carpín y tenca. De forma paralela, algunos parásitos se han diseminado con sus hospedadores, actuando algunos ciprínidos como portadores de parásitos que pueden afectar a especies comerciales de salmónidos (como *Gyrodactylus salaris*, *G. derjavini* o *G. gobii*). En este tipo de situaciones, donde un gran número de peces se concentran bajo condiciones ambientales a veces estresantes, los parásitos pueden causar enfermedades serias, a menudo dando como resultado brotes epidémicos masivos. Aunque el efecto fuera pequeño, todo parásito es perjudicial para su hospedador, provocando cambios extensos en órganos individuales o tejidos, o bajo la forma de un efecto general negativo sobre su estado de salud. Estos daños pueden variar con las fases del ciclo vital de los parásitos, afectando al sistema nervioso del hospedador, interfiriendo con su metabolismo y nutrición, alterando los movimientos y funciones del canal alimentario, la acción del sistema circulatorio, y representando así una de las pérdidas económicas de mayor importancia en acuicultura, bien por causar mortalidad, bien por impedir que la especie cultivada alcance su potencial en términos de crecimiento y fecundidad.

El conocimiento de las enfermedades parasitarias puede mejorar las condiciones de salud de los animales, con la consiguiente mejora en el bienestar animal y la producción. La prevención, una vez más, es mucho más efectiva que el tratamiento de los peces parasitados. Pero para diseñar medidas profilácticas, y realizar una correcta prevención y manejo de un brote de enfermedad, es necesaria una adecuada identificación de los

parásitos, y la comprensión de su ecología y sus ciclos vitales, que nos van a permitir hallar alguna conexión débil por medio de la cual realizar su control.

Sin embargo, a pesar de todo lo expuesto, la fauna de ciprínidos sólo ha comenzado muy recientemente a ser considerada de interés en nuestro país, y hasta la fecha se desconocen muchos aspectos básicos de su biología y ecología de poblaciones. También se desconoce bajo qué circunstancias ambientales son capaces de vivir y desarrollarse sus parásitos, cómo funcionan los sistemas parásito-hospedador, sus hospedadores potenciales en un sistema determinado, la significación de estos hospedadores en su transmisión, y los factores de riesgo, así como el papel de las enfermedades parasitarias en la ecología de las poblaciones animales. Tampoco se dispone de muchos detalles sobre los parásitos que se desarrollan en las instalaciones de producción, sobre los factores relacionados con el manejo que afectan a su desarrollo y propagación, y sobre la posible transmisión entre estos peces cultivados y los que habitan los cursos fluviales. La parasitofauna de peces ciprínidos, en concreto, ha sido muy poco estudiada, hasta la fecha, en los ríos y piscifactorías de Castilla y León.

En un esfuerzo para prevenir y combatir las enfermedades parasitarias, y hacer una correcta gestión de las poblaciones piscícolas, tanto en condiciones naturales como de producción, es necesario el entendimiento del sistema parásito-hospedador-ambiente, mediante estudios multidisciplinarios (cruzando entre la patobiología y la epidemiología), de su biología, patogenicidad, ciclos vitales y transmisión. Estos estudios requieren la movilización de un gran número de especialistas y un considerable apoyo económico.

Dado que se va a considerar a las especies estudiadas a nivel poblacional, y se van a estudiar los factores ambientales, así como los factores dependientes del hospedador, y su posible influencia como factores de riesgo en la incidencia e intensidad de infestación parasitaria, el presente estudio se ha planteado desde el punto de vista de la Epidemiología Cualitativa (en ocasiones referida como Ecopatología).

Finalmente, debemos tener en cuenta que la aparición de procesos patológicos en las poblaciones ícticas se caracteriza por tener un marcado carácter multifactorial (Snieszko, 1973; Wedemeyer, 1974; Arkoosh y cols., 1998), lo que hace que en la presentación de los mismos deban considerarse diversos aspectos: por una parte, las características del medio donde viven (**Capítulo 2**), por otra los elementos constitutivos del hospedador (**Capítulo 3**), y por último, el agente patógeno (**Capítulos 4 a 15**). La interacción entre estos elementos se conoce como "*cadena epidemiológica de la enfermedad*".

Es por ello que durante la realización del presente trabajo se ha adoptado dicha estructura tanto en el apartado de Revisión Bibliográfica como en la presentación de los Resultados obtenidos y su Discusión posterior ya que, a nuestro modo de ver, facilita su lectura y el seguimiento ordenado de las ideas y de los datos que en ella se exponen.

## 1.2. Objetivos

El **objetivo general** del presente estudio es el establecimiento de la relación entre el nicho ecológico (requerimientos medioambientales, hábitos alimentarios, etc.) de las distintas especies de ciprínidos y la presencia de los distintos grupos de parásitos encontrados; es decir, el estudio de la relación entre la calidad del agua en la que viven los peces y la presencia de dichos parásitos; y finalmente, la descripción de los

principales grupos aislados en los peces ciprínidos de la Comunidad Autónoma de Castilla y León.

Los **objetivos específicos** planteados son los siguientes:

- Identificar y describir la morfología de los principales grupos taxonómicos de parásitos, tanto endo- como ectoparásitos, en las distintas especies de peces ciprínidos estudiados en los ríos y piscifactorías de la cuenca del río Duero.
- Determinar la prevalencia de infección de los distintos parásitos en las diferentes poblaciones y especies de ciprínidos estudiadas.
- Determinar la intensidad de infección, para cada grupo de taxonómico y órgano estudiado, en las distintas poblaciones y especies de ciprínidos.
- Establecer las posibles relaciones o asociaciones entre los factores medioambientales y del hospedador, y la prevalencia e intensidad de parasitación de los distintos grupos de parásitos identificados.
- Establecer los factores de riesgo y/o de protección asociados a la presencia de los distintos parásitos encontrados.

### 1.3. Diseño del estudio

El presente trabajo tiene un doble carácter: cualitativo y cuantitativo. La parte cualitativa consistió en la identificación de los distintos grupos de parásitos presentes en la ictiofauna de la cuenca del río Duero, mediante su descripción morfológica y su clasificación en diferentes grupos taxonómicos. La parte cuantitativa se planteó como un estudio epidemiológico observacional de tipo transversal, con el fin de establecer la prevalencia e intensidad de infección de los distintos grupos parasitarios identificados, así como tratar de establecer las asociaciones más importantes entre la presencia de dichos grupos y aquellos factores de riesgo que pudieran estar implicados.

Debido a la importancia ecológica y económica dentro del conjunto de la fauna piscícola de Castilla y León, el objeto del estudio fueron las especies pertenecientes a la familia *Cyprinidae*, la más característica y diversa en sus ecosistemas acuáticos. Dado que era imposible la recogida de información de la totalidad de la población ciprínicola existente, se trabajó con una muestra representativa de la misma, obtenida a partir de una población diana. Estableciendo como unidad de muestreo el pez, se llevó a cabo un muestreo aleatorio, estratificado y distribuido en tres estaciones del año: primavera, verano y otoño.

#### 1.3.1. Período de estudio

---

El estudio se llevó a cabo durante los años 2005, 2006 y 2007, si bien en algunos casos sólo se pudo recoger información durante 2006 y 2007. Como ya hemos señalado, durante este período se procedió a la recogida de muestras durante las estaciones de primavera, verano y otoño.

Se decidió no realizar los muestreos durante la época invernal, debido principalmente a la dificultad existente a la hora de muestrear los ríos durante esta estación del año ya que suelen presentar un caudal y velocidad de corriente muy altos, así como a la dificultad de acceso a puntos de muestreo situados a más de 1.000 m de altitud.

### **1.3.2. Metodología de muestreo**

---

Con el fin de minimizar posibles errores a lo largo del estudio y obtener unos resultados o estimaciones lo más próximos a los valores reales, se seleccionó una muestra representativa de la población diana en cada uno de los puntos sujetos a estudio. Para ello, se utilizó un muestreo aleatorio (todas las unidades de muestreo debían tener las mismas probabilidades de ser elegidas) y estratificado (considerando como estratos las variables asociadas a los puntos de muestreo, a la estación del año o a las especies hospedadoras), con una frecuencia estacional, excluyendo el período invernal.

#### **1.3.2.1. Selección de los ríos y la piscifactoría**

Los principales criterios de selección de los ríos fueron los siguientes:

- Distancia al laboratorio: por este motivo, los puntos de muestreo de los ríos están todos en la zona Este de la Región.
- Riqueza de fauna ciprinícola, especialmente abundante en los tramos medios.
- Disposición de los agentes medioambientales de cada provincia a la hora de colaborar en la recogida de muestras.

El cultivo de tenca en Castilla y León es, principalmente, una actividad orientada a la producción agraria, pero también supone un suministro de ejemplares con los que repoblar ciertos tramos de ríos y embalses de la Comunidad. Las tencas cultivadas en las piscifactorías de la región provienen, en algunos casos, de instalaciones ubicadas en otras zonas de la geografía peninsular (Extremadura) o europea (República Checa), y este movimiento de animales puede suponer la transferencia, en muchos casos, de la fauna saprobia o patógena asociada.

Además, las condiciones específicas creadas en este ecosistema artificial pueden afectar de forma directa e indirecta a los peces y modificar, por lo tanto, las relaciones parásito-hospedador.

Estos motivos (la transferencia de parásitos entre distintos ambientes y zonas geográficas, y la influencia de los factores ambientales creados en un ecosistema artificial) nos han hecho plantearnos la conveniencia de incluir una piscifactoría de tencas en este trabajo, con la finalidad de estudiar las posibles diferencias existentes entre este tipo de ambiente y un ecosistema natural como el río.

Así pues los principales criterios usados para la selección de la piscifactoría fueron:

- Disposición de la misma a la hora de proporcionar ejemplares de tenca para su estudio ictiopatólogo, y agua de las lagunas de cultivo para su análisis físico-químico y microbiológico.
- Disposición a la hora de proporcionar datos sobre sus instalaciones, gestión de la producción, manejo, etc.

La piscifactoría seleccionada está ubicada en la provincia de Salamanca, en el municipio de Machacón (Tabla 1.1 y Figura 2.6). El agua de las lagunas tiene un doble origen: un pozo artesiano y, en menor medida, el canal de Villagonzalo (río Tormes).

#### **1.3.2.2. Selección y localización de los puntos de muestreo**

La elección de puntos de muestreo con diferentes características o condiciones ambientales se debe a que la ubicación puede influir, no sólo en la biología y



diversidad de las poblaciones piscícolas existentes, sino también en la parasitofauna presente, pudiendo intervenir como posibles factores e indicadores de riesgo en su presentación.

Por ello, en cada uno de los ríos señalados en el apartado anterior se seleccionaron diferentes puntos de muestreo (Tabla 1.1 y Figuras 1.1 y 2.3 a 2.6)

Tabla 1.1. Situación geográfica de los puntos de muestreo

Río	Localidad	Provincia	Denominación	Altitud (msnm)	Coordenadas U.T.M. <sup>1</sup>	
					X	Y
Arlanza	Hortigüela	Burgos	Arl	960	464084	4655792
Revinuesa	Vinuesa	Soria	Rev	1.107	519529	4640763
Ucero	Ucero	Soria	Uc-A (tramo alto)	968	496225	4617804
Ucero	La Olmeda	Soria	Uc-M (tramo medio)	956	493504	4599162
Duratón	Fuentidueña	Segovia	Dur	865	417970	4589594
Eresma	Coca	Segovia	Er	787	371402	4565173
Tormes <sup>2</sup>	Machacón	Salamanca	Pisc	810	288906	4532171

<sup>1</sup> Para la localización de cada una de las zonas o estaciones de muestreo se anotaron las coordenadas U.T.M. (Universal Transverse Mercator) a partir de notaciones numéricas (X, Y) (Sistema de Información Geográfica de Parcelas Agrícolas, SIGPAC 2011, <http://www.sigpac.jcyl.es/visor>)

<sup>2</sup> Canal de Villagonzalo

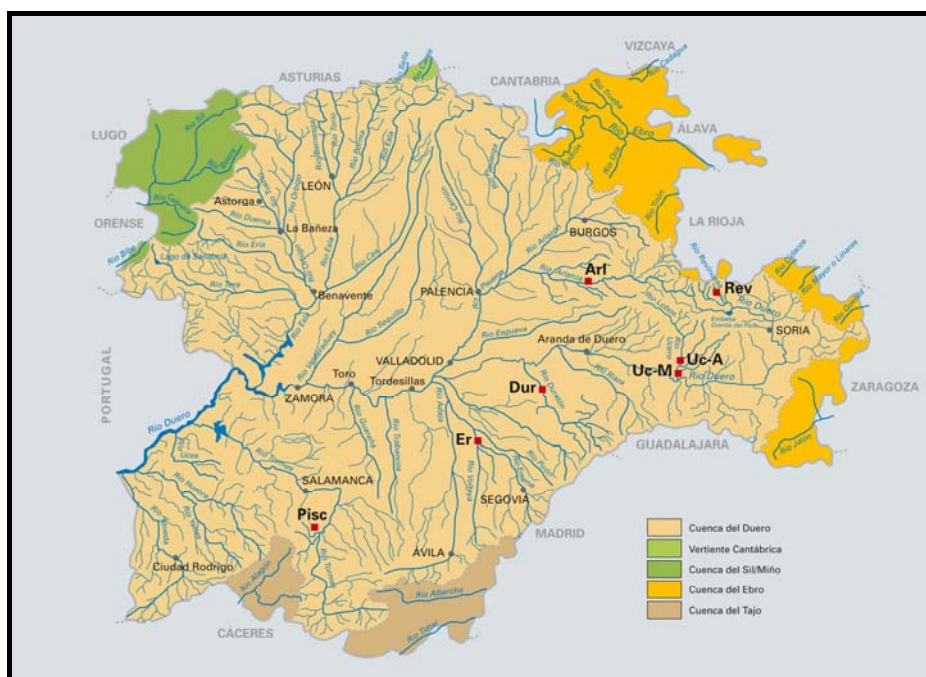


Figura 1.1. Representación gráfica de los puntos de muestreo seleccionados en el estudio

Los criterios de selección de los puntos de muestreo fueron los siguientes:

- Facilidad de acceso.
- Riqueza piscícola de la zona.

- Diversidad tanto en las condiciones fluviales del cauce (tramos altos frente a tramos medios), como en las características hidrológicas del mismo (tramos de corriente rápida frente a tramos de corriente lenta (embalse) y/o de caudales regulados).
- Presencia de tramos poco contaminados en el cauce el río, frente a tramos con calidad de agua relativamente pobre.

### 1.3.2.3. Selección de los peces

El hecho de estudiar distintas especies ícticas dentro de un mismo grupo taxonómico nos permite realizar diferentes comparaciones entre las mismas en cuanto a su parasitofauna, es decir, estudiar la influencia de aquellos factores dependientes de la especie sobre el grado e intensidad de infestación de los distintos agentes parasitarios, y comprobar si la especie constituye un factor de riesgo/protección en la presencia de los mismos.

Dentro de la variedad de especies piscícolas presentes en los distintos puntos de muestreo, susceptibles de ser capturadas mediante pesca eléctrica, los peces seleccionados como parte de la población de estudio (población diana) han sido aquellos pertenecientes a la familia *Cyprinidae*:

- Barbo (*Barbus bocagei* Steindachner, 1864)
- Bordallo (*Squalius carolitertii* Doadrio, 1987)
- Boga del Duero (*Chondrostoma duriense* Coelho, 1985)
- Bermejuela (*Chondrostoma arcasii* Steindachner, 1866)
- Gobio (*Gobio lozanoi* Doadrio y Madeira, 2004)
- Piscardo (*Phoxinus phoxinus* Linnaeus, 1758)
- Tenca (*Tinca tinca* Linnaeus, 1758)

En el Anexo 3.1 se incluye una relación de los nombres populares y sinonimias de los nombres científicos de cada una de las especies, así como su origen, grado de amenaza y tendencia poblacional.

### 1.3.3. Tamaño de la muestra

---

La muestra de peces, obtenida en cada punto de muestreo por pesca eléctrica en los ríos, o mediante el uso de nasas en la piscifactoría, ha sido recogida con la finalidad de, por una parte, disponer de abundante material biológico con el que poder realizar la descripción morfológica de los parásitos, y por otra, ser representativa (según criterios de homogeneidad y aleatoriedad) de la población estudiada.

Los criterios a la hora de establecer el tamaño adecuado de muestra han estado determinados por motivos ecológicos y logísticos, que han ido variando en los distintos puntos de muestreo y a lo largo de las distintas estaciones. Al final del estudio, se dispone de un mínimo de 15 y un máximo de 80 muestras por estación y punto de muestreo. Este mínimo de 15 ejemplares capturados se calculó con el programa WinEpi (<http://www.winepi.net>) y se corresponde, según criterios estadísticos, con las siguientes condiciones:

- a) Detectar una infección con una prevalencia mínima del 20% y un nivel de confianza del 95% (n=14).

- b) Establecer una prevalencia esperada del 3% con un nivel de confianza del 95% y un error aceptado del 10% (n=12).
- c) Establecer una prevalencia desconocida (y por tanto se asume que la prevalencia esperada es del 50%) con un nivel de confianza del 95% y un error aceptado del 30% (n=11).

## 1.4. Encuesta epidemiológica y diseño de la base de datos

La encuesta epidemiológica se basó en una serie de formularios que fueron diseñados con la finalidad de recoger la información que posteriormente va a ser objeto de análisis estadístico y epidemiológico.

Dicha información comprende, fundamentalmente:

- Datos sobre el punto de muestreo (río o piscifactoría) (Anexo 1.1).
- Datos sobre la calidad físico-química y microbiológica del agua en el punto de muestreo (Anexo 1.1).
- Datos sobre el pez (Anexo 1.2).

La información recogida se guardó en hojas de cálculo de Microsoft Excel.

Además se han recogido otros datos relativos al punto de muestreo, a las características del medio acuático y del pez, con fines descriptivos, pero sin finalidad analítica (Capítulos 2 y 3), considerando que su inclusión en la Revisión puede ser útil en la Discusión de los Resultados.

## 1.5. Análisis estadístico

### 1.5.1. Variables utilizadas

---

Las variables utilizadas en los cuestionarios se codificaron numéricamente para permitir su procesado con el paquete estadístico SPSS 15.0 para Windows (Chicago, EE.UU.), independientemente de si se trataba de variables cualitativas o cuantitativas.

En los cuestionarios utilizados para la recogida de datos (Anexos 1.1 y 1.2) existen variables cualitativas de tipo dicotómico, cuando sólo dos respuestas son posibles (ej: sexo del pez, o infección parasitaria), nominales, cuando existen múltiples respuestas posibles pero sin ningún tipo de orden implícito a la codificación numérica utilizada (ej: especie de pez) y ordinales, cuando las respuestas posibles llevan un orden implícito en la codificación numérica utilizada, pero no existe una relación numérica directa entre los valores (ej: intensidad de parasitación: alta-media-baja).

Por otra parte también se utilizaron variables cuantitativas tanto discontinuas, aquellas donde dos valores numéricos consecutivos siempre mantienen una distancia definida (ej: aerobios totales) como continuas, donde la variable puede tomar cualquier valor de un determinado intervalo (ej: oxígeno disuelto). A efectos prácticos todas las variables cuantitativas discontinuas utilizadas en los cuestionarios son equiparables en el procesado estadístico a las variables cuantitativas continuas.

## 1.5.2. Pruebas del análisis estadístico

---

Una vez creada y cumplimentada la base de datos con la información recogida con los cuestionarios durante el período de estudio, se generó una tabla global con todas las variables para proceder a su estudio estadístico y epidemiológico, seleccionando los estadísticos a aplicar según el tipo de variables.

### 1.5.2.1. Descripción estadística

Se realizó una descripción univariante de todas aquellas variables susceptibles de indicar una variación en la situación del medio o de la población estudiada, y que en la mayoría de los casos representaban la frecuencia en que se presentaba un determinado valor de la variable en estudio o una tendencia en la distribución de la misma.

Para las variables de tipo cuantitativo se empleó el cálculo de medias y desviaciones estándar, mientras que en el caso de variables cualitativas se utilizó el cálculo de frecuencias relativas, expresadas como porcentajes (o como prevalencia de infección en el caso de los agentes etiológicos) y sus intervalos de confianza del 95%, utilizando el programa WinEpi (<http://www.winepi.net>).

### 1.5.2.2. Análisis estadístico bivalente

Con el fin de determinar la presencia de asociaciones estadísticas entre parejas de variables, se plantearon las oportunas hipótesis nulas, que fueron contrastadas utilizando las siguientes pruebas de contraste estadístico definidas según el tipo de variables utilizadas. En todos los casos se rechazó la hipótesis nula cuando se obtuvieron valores de significación (p) inferiores a 0,050 y en consecuencia se aceptó la hipótesis alternativa de existencia de asociación estadística entre el par de variables estudiadas.

Previo a la realización de contrastes estadísticos en los que esté implicada una variable de tipo cuantitativo, es necesario realizar un contraste de normalidad, lo que se ha hecho mediante una representación gráfica de la distribución de frecuencias y el test de Kolmogorov-Smirnov. Debido a que en unos casos la distribución de las variables no se aproximaba a la distribución normal, y que en otros casos el número de muestra era insuficiente como para extrapolar el comportamiento de la variable en el conjunto de la población, se decidió utilizar pruebas no paramétricas (de menor potencia pero menos restrictivas en su aplicación). Además en muchos casos, el número de muestra se reducía mucho más al estratificar el estudio (y en consecuencia segmentar los datos), por lo que la aplicación de pruebas no paramétricas era todavía más justificable en estos casos.

Por lo tanto, según el tipo de variables utilizadas, las pruebas aplicadas fueron:

- Variable cuantitativa de distribución no normal (ej: longitud del pez) vs. variable cualitativa nominal u ordinal (ej: punto de muestreo, o estación del año): la prueba estadística de contraste de elección fue la prueba de Kruskal-Wallis.
- Variable cuantitativa de distribución no normal (ej: índice de condición) vs. variable cualitativa dicotómica (ej: infección por un determinado parásito): se realizó de la prueba de Mann-Whitney.
- Dos variables cualitativas (ej: prevalencia de infección y sexo): la prueba de elección fue el test de Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ). En los casos en los que este test no era

válido (cuando el número de celdas con una frecuencia esperada inferior a 5 era mayor o igual del 20%) se utilizó el valor del test de Razón de Verosimilitudes (RV o *Likelihood Ratio*).

### 1.5.3. Análisis epidemiológico

---

Uno de los planteamientos iniciales de este trabajo fue la realización de un estudio observacional de tipo transversal. Este tipo de estudios permite, no sólo la identificación de asociaciones entre una variable relacionada con la infección y otra variable (denominada Factor o Indicador de Riesgo), sino que además permite cuantificar el riesgo de presentación de infección al exponerse al factor estudiado. Para ello se deben obtener los valores del Odds Ratio (OR), que en nuestro caso se realizó con el programa Win Episcope 2.0 (Thrusfield y cols., 2001).

Este tipo de análisis sólo puede llevarse a cabo entre dos variables cualitativas dicotómicas, por lo cual fue necesaria la transformación previa de las variables continuas (ej: temperatura del agua, índice de condición de los peces, etc.), definiendo un punto de corte que permitiera recodificar los valores en dos intervalos. Aunque normalmente se recomienda utilizar como punto de corte el valor de la media condicionada por la desviación estándar o la mediana, tal y como propone Thrusfield (1996), o los valores indicados en la legislación y la bibliografía consultada (Alabaster y Lloyd, 1982; Reichenbach-Klinke, 1982; R.D. 927/1988; de Kinkelin y cols., 1991; Ruiz Zarzuela, 2003), nosotros hemos marcado el punto de corte a partir del cálculo de los residuos tipificados corregidos que resultan de cruzar la variable infección (para cada uno de los parásitos encontrados) y la variable cuantitativa en cuestión (ej: temperatura del agua), en el momento en que se produce el cambio de signo de los residuos.

Para interpretar los valores del Odds Ratio (OR) debemos, en primer lugar, comprobar la validez de los límites del intervalo de confianza (IC) para el 95% de nivel de confianza. En segundo lugar observaremos si el valor de 1 está incluido en el intervalo, en cuyo caso concluiremos que la variable estudiada no se comporta como Factor de Riesgo, mientras que si el intervalo no contiene a la unidad podremos afirmar que la variable se comporta como Factor de Riesgo.

Un valor de OR mayor que 1 indica que la variable es un Factor de Riesgo y que los individuos del grupo expuesto tienen un riesgo tantas veces superior al valor que indica el OR de que presenten la infección. Valores de OR inferiores a 1 indican que la variable se comporta como Factor Protector y que los individuos expuestos presentan un riesgo de presentar la infección tantas veces inferior al que indica el inverso del OR.

## 2. EL MEDIO ACUÁTICO

### 2.1. Estado ecológico de los ecosistemas acuáticos

El estado ecológico de un ecosistema acuático es una expresión de la calidad de su estructura y funcionamiento (Directiva 2000/60/CE Marco del Agua), conceptos que son desarrollados a continuación.

#### 2.1.1. Estructura de los ecosistemas fluviales

---

Denominamos **ecoregión** o **provincia biogeográfica** (Figura 2.1) a un *“área ecológicamente homogénea, que integra la influencia de factores climáticos y geomorfológicos en las condiciones hidrológicas de una vertiente”* (González del Tánago y García de Jalón, 2006), y que condiciona las características de funcionamiento y respuesta de las cuencas que están situadas en ella (Omerick y Griffith, 1991).

Sin embargo, y ante similares condiciones climatológicas, la respuesta hidrológica de cada **cuenca hidrográfica** depende, entre otros factores, de su tamaño y geología (Black, 1977), haciendo de ella una *“superficie de terreno cuya escorrentía superficial fluye en su totalidad a través de una serie de corrientes, ríos y lagos hacia el mar”* (Directiva 2000/60/CE; RD 1/2001). Las cuencas hidrográficas representan la base territorial de la administración del agua en España y, en aquellas de carácter intercomunitario como la del Duero, su gestión compete a las Confederaciones Hidrográficas (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente). Desde un punto de vista sanitario, nos referimos a una **zona** como *“una región geográfica precisa, con un sistema hidrológico homogéneo”* (RD 1614/2008).

En un mayor detalle, los **ríos** son *“masas de agua continental que fluyen en su mayor parte sobre la superficie del suelo”* (Directiva 2000/60/CE), y están configurados por una variedad de escalas ambientales, que abarcan desde el nivel de la cuenca hidrográfica hasta una simple partícula (Frisell y cols., 1986). La confluencia de sus diferentes afluentes da lugar a los distintos **segmentos fluviales** identificados por la administración pública española (Ministerio de Obras Públicas, 1965).

Dentro de cada segmento fluvial, se reconocen distintos sectores o tramos con distintas características hidromorfológicas, y que representan distintos tipos de **hábitats fluviales** (González del Tánago y García de Jalón, 2006) o microhábitats con condiciones de vida muy diferentes para la vida de los peces, y que son consecuencia de la energía de las aguas corrientes y de los procesos de erosión y sedimentación en los cauces (García de Jalón y González del Tánago, 1988). En este tipo de hábitat, los peces encuentran las condiciones abióticas (Orth y White, 1993) y los factores bióticos (Tonn y cols., 1990) necesarios para vivir, desarrollando su actividad dentro de su dominio vital (Gerking, 1953; 1959). Cada uno de los puntos muestreados en el presente estudio pertenecen a esta categoría (Figura 2.1).

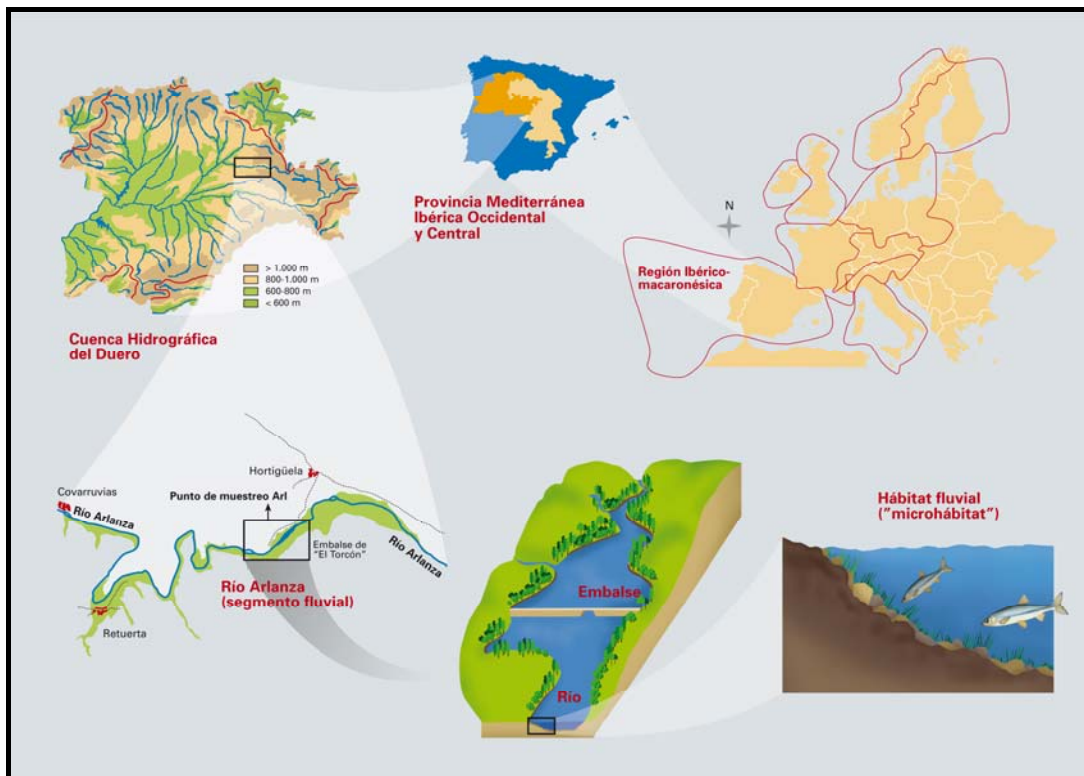


Figura 2.1. Estructura, de menor a mayor escala, de los ecosistemas fluviales de la Península Ibérica. En último término, el hábitat fluvial, cuyas condiciones bióticas y abióticas afectan de forma directa y/o indirecta a la vida de los peces y sus parásitos.

### 2.1.1.1. Factores biogeográficos

Como se expone más adelante en el siguiente capítulo, la distribución de las especies piscícolas, especialmente de las que ocupan ambientes epicontinentales, depende en gran medida de los factores biogeográficos, que actúan como un primer filtro en la estructuración de la diversidad de un ambiente dado (Tonn y cols., 1990).

### 2.1.1.2. Factores bióticos

Si bien los factores abióticos son los responsables de los límites de distribución de los organismos acuáticos, dentro de un área determinada son las fuerzas de tipo biótico las que condicionan su distribución local. En este sentido, los peces seleccionan aquellos microhábitats en los cuales pueden explotar más eficientemente los recursos disponibles, ocupando aquellas zonas en las cuales las interacciones con otras especies son mínimas, evitando competencia y depredación (Encina y cols., 2006). A la calidad del ambiente, por lo tanto, se debe añadir la densidad de ocupación (Fretwell y Lucas, 1970), y otros factores como la especie, la edad (Martínez Capel y García de Jalón, 1999) o el estado de freza (Miranda y cols., 1999).

Dos de los factores bióticos que ejercen un mayor control sobre las comunidades de peces son la depredación y el parasitismo, factores íntimamente relacionados. En los **Capítulos 3 y 4** se discuten ampliamente los factores bióticos relacionados con los peces ciprínidos y sus parásitos, y en los **Capítulos 5 a 15** se citan algunos ejemplos.

### 2.1.1.3. Factores abióticos

Los peces seleccionan el tipo de sustrato en función de su disponibilidad de alimento, o de su utilidad como refugio (Jacobsen, 1979); en el caso de los ciprínidos reófilos, los vamos a encontrar en los tramos donde existen más refugios, o sobre la vegetación sumergida o fondos de grava en la época de freza (Granado-Lorencio, 2002).

Dependiendo de la disponibilidad y concentración espacial de dichos recursos, los peces se van a desplazar en mayor o menor medida, estableciendo su dominio vital en relación exponencial negativa a la calidad del hábitat (Wiens, 1976; Townsend, 1989; Matthews, 1990). Por otra parte, una mayor disponibilidad de recursos también va a suponer una mayor abundancia y una mayor diversidad de organismos (Schlosser, 1987).

También los **factores hidrológicos** influyen en la distribución de las especies piscícolas en el cauce del río y afectan a la organización de sus comunidades (Horwitz, 1978; Poff y Allan, 1995). Ya que el flujo del agua influye en su capacidad de natación (Lobón-Cerviá y Rincón, 1994), en los ríos ibéricos, durante los períodos de inundación, los peces son arrastrados corriente abajo hasta que encuentran refugio y, posteriormente, cuando el nivel de agua es mínimo, se concentran en las tablas, en condiciones de sobrepoblación y estrés ambiental (Encina y cols., 2006). Se reconoce que el efecto de estas perturbaciones sobre las distintas especies son inversamente proporcionales a sus tiempos de generación: las especies oportunistas (estrategas de la r), como muchas especies de ciprínidos, ocupan un mayor porcentaje en estos ambientes impredecibles, debido a su elevada elasticidad (capacidad de amortiguación) y resiliencia (menor tiempo de recuperación tras una perturbación) (Detembeck y cols., 1992). Después de tales fenómenos perturbadores, la densidad y biomasa de sus poblaciones disminuyen, y también lo hace el tamaño medio de sus ejemplares (Granado-Lorencio, 2002). Según Connell (1978), la diversidad local es máxima en las zonas con una frecuencia intermedia de perturbación; por el contrario, en los ríos estacionales (como los muestreados en el presente estudio), la diversidad es mínima (Granado-Lorencio, 2002).

Estos cambios repentinos en los parámetros hidrológicos pueden llevar a un aumento del estrés fisiológico del hospedador y hacerle más susceptible a la infección parasitaria (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007).

No sólo los peces se ven afectados; sus parásitos pueden también ser sensibles a los cambios en los parámetros medioambientales (ej: flujo de agua) y sufrir una mayor mortalidad (Esch y cols., 1990).

Cada **hábitat** dentro del río tiene unas características físico-químicas que condicionan el establecimiento y la distribución de las distintas especies de peces (Encina y cols., 2006). La calidad del agua, en su sentido más amplio, hace referencia a todas sus características físicas, químicas y biológicas, aunque, desde un punto de vista práctico, debería definirse en base al uso para el cual se destine (Buxadé, 1997). En este sentido, la legislación europea y española (Directiva 2006/44/CE y RD 927/1988) recoge algunos de los parámetros físico-químicos más importantes y establece una normativa base, relacionada con la calidad de las aguas continentales que requieren protección o mejora para ser aptas para la vida de los peces, fijando unos criterios mínimos de calidad exigible para las especies ciprinícolas (Tabla 2.1).



Tabla 2.1. Lista de parámetros físico-químicos aplicables a las aguas declaradas por los Estados Miembros; para la aplicación de tales parámetros, las aguas se dividirán en aguas salmonícolas y aguas ciprinícolas (Anexo I de Directiva 2006/44/CE y RD 927/1988)

Parámetro	Aguas ciprinícolas	
	Guía	Obligatorio
Temperatura (°C)	1. La temperatura medida aguas abajo de un punto de vertido (en el límite de la zona de mezcla) no deberá superar la temperatura natural en más de:	3°C <sup>(1)</sup>
	2. El vertido térmico no deberá tener como consecuencia que la temperatura de la zona situada aguas abajo del vertido térmico (en el límite de la zona de mezcla) supere los valores siguientes:	28 (0) / 10 (0) <sup>(2)</sup>
Oxígeno disuelto (mg/l O <sub>2</sub> ) <sup>(3)</sup>	50% ≥ 8	50% ≥ 7
	100% ≥ 5	
pH	-	6 a 9 (0) <sup>(4)</sup>
Materias en suspensión (mg/l)	≤ 25	-
DBO5 (mg/l O <sub>2</sub> )	≤ 6	-
Fósforo total (mg/l P)	-	-
Nitritos (mg/l NO <sub>2</sub> )	≤ 0,03	
Compuestos fenólicos (mg/l C <sub>6</sub> H <sub>5</sub> OH) <sup>(5)</sup>	-	-
Hidrocarburos de origen petrolero <sup>(6)</sup>	-	-
Amoníaco no ionizado (mg/l NH <sub>3</sub> )	≤ 0,005	≤ 0,025
Amonio total (mg/l NH <sub>4</sub> ) <sup>(7)</sup>	≤ 0,2	≤ 1 <sup>(8)</sup>
Cloro residual total (mg/l Cl)	-	≤ 0,005
Zinc total (mg/l Zn)	-	≤ 1,0
Cobre soluble (mg/l Cu)	-	-

(1) Los Estados miembros podrán decidir excepciones limitadas geográficamente en condiciones particulares si la autoridad competente pudiere probar que dichas excepciones no tendrán consecuencias perjudiciales para el desarrollo equilibrado de las poblaciones de peces.

(2) El límite de temperatura de 10°C no se aplicará sino a los períodos de reproducción de las especies que tienen necesidad de agua fría para su reproducción, y exclusivamente a las aguas que pueden contener dichas especies. Los límites de temperatura podrán, sin embargo, ser superados durante un 2% del tiempo.

(3) Cuando el contenido en oxígeno descienda por debajo de 4 mg/l, los Estados Miembros aplicarán las disposiciones del artículo 7, apartado 3. La autoridad competente deberá probar que esta situación no tendrá consecuencias perjudiciales para el desarrollo equilibrado de las poblaciones de peces.

(4) Las variaciones artificiales de pH con respecto a los valores constantes no deberán superar ± 0,5 unidades de pH en los límites comprendidos entre 6,0 y 9,0 a condición de que estas variaciones no aumenten la nocividad de otras sustancias presentes en el agua.

(5) Los compuestos fenólicos no podrán estar presentes en concentraciones que alteren el sabor del pescado.

(6) Los productos de origen petrolero no podrán estar presentes en las aguas en cantidades que formen una película visible en la superficie del agua o se depositen en capas de los lechos de las corrientes de agua y de los lagos, transmitan al pescado un perceptible sabor a hidrocarburos o provoquen efectos nocivos en los peces.

(7) A los efectos de reducir el riesgo de una toxicidad debida al amoníaco no ionizado, de un consumo de oxígeno debido a la nitrificación y de una eutrofización, las concentraciones de amonio total no deberían superar estos valores.

(8) En condiciones geográficas o climatológicas particulares y especialmente en el caso de bajas temperaturas del agua y de reducida nitrificación o cuando la autoridad competente pueda probar que no hay consecuencias perjudiciales para el desarrollo equilibrado de las poblaciones de peces, los Estados Miembros podrán fijar valores superiores a 1 mg/l.

Como se expone en el **Capítulo 4**, el ambiente externo también ejerce una influencia, directa o indirecta (a través de su hospedador), en el parásito.

En los siguientes apartados se citarán y revisarán aquellos parámetros más importantes relacionados con la calidad físico-química del agua como factores abióticos que pueden afectar a las condiciones de vida de las diferentes especies ciprinícolas, así como a las condiciones de parasitación y las relaciones parásito-hospedador, actuando como factores de riesgo/protección en la presencia de los distintos agentes parasitarios.

#### **2.1.1.3.1. Temperatura**

La temperatura del agua en los ríos depende de su origen y recorrido, y no es constante, sino que sufre oscilaciones estacionales. En los ríos meseteños de la Península Ibérica, estas oscilaciones pueden alcanzar los 20-22°C. Sin embargo, y debido a su elevado calor específico, estas oscilaciones se producen de forma relativamente lenta (Branson, 2000). Además, dentro de los ríos, se produce un calentamiento progresivo aguas abajo (García de Jalón y González del Tánago, 1988), mientras que en los embalses se produce una estratificación vertical (Branson, 2000).

La temperatura del agua tiene influencia sobre las reacciones químicas y actividades biológicas que ocurren en su seno. Generalmente, y en especial en condiciones de cultivo, un aumento de temperatura conlleva una disminución de la concentración de oxígeno disuelto, un aumento en la concentración de amoníaco (por un mayor metabolismo de los peces), una aceleración de los procesos de degradación orgánica de los materiales acumulados en el fondo (Blanco Cachafeiro, 1995), un incremento de la forma de amonio no ionizada (más tóxica para los peces) (Hoole y cols., 2001), y una mayor toxicidad y solubilidad de los contaminantes (Roberts, 2001).

Los peces, como animales poiquiloterms, no tienen capacidad para regular su temperatura corporal, y ésta depende totalmente del medio acuático donde habitan (Wieniawski, 1971), de manera que en la mayor parte de las especies su temperatura interna es tan sólo 0,6-1,0°C mayor que la del agua (Linsey, 1966). Por lo tanto, tiene una influencia profunda sobre estos organismos, afectando a su tasa metabólica y a otras actividades biológicas, como a sus mecanismos inmunológicos y/o reproductivos (gametogénesis y embriogénesis) (Dockray y cols., 1996; Armstrong y cols., 2003), a su ritmo de crecimiento (Blanco Cachafeiro, 1995), a la distribución de las especies (Granado-Lorencio, 2002) y a su ciclo biológico (Crisp, 1996).

Los cambios de temperatura, en combinación con otros factores ambientales y la respuesta fisiológica del pez (hormonas tiroideas y corticosteroides), desencadenan el proceso de migración de los peces, y los ciprínidos ibéricos no son una excepción (Rodríguez Ruiz y Granado-Lorencio, 1992). En el caso de la tenca, es el factor externo que más influye en la regulación de su ciclo reproductivo y la freza se desencadena a partir de los 18°C de media diaria (Malo de Molina y cols., 2005). En la carpa, la gametogénesis tiene lugar entre 15 y 22°C, y su desarrollo embrionario entre 16 y 25°C (de Kinkelin y cols., 1991; Crisp, 1996). El desarrollo embrionario y el alevinaje son los momentos más críticos: un incremento de temperatura entre 4 y 6°C fuera del rango óptimo puede afectar negativamente a desarrollo normal e inducir nacimientos prematuros (Alabaster y Lloyd, 1982; Armstrong y cols., 2003).

En ciprínidos de amplia distribución geográfica, el régimen de temperaturas regula sus estrategias vitales (crecimiento, costes reproductivos, longevidad, etc.) (Mills, 1988; Lobón-Cerviá y cols., 1991), afectando a su crecimiento y a su condición somática (Millylä y cols., 1983; Mills, 1987). En nuestras latitudes, las altas temperaturas favorecen su crecimiento (Lobón-Cerviá, 1982a; Barceló Culebras y García de Jalón, 1986; Lobón-Cerviá y cols., 1991). Por el contrario, las bajas temperaturas del agua, además de su influencia sobre todo el ecosistema acuático, afectan negativamente a la capacidad de natación de los peces (Brett, 1964; Beamish, 1978; Facey y Grossman, 1990), impidiendo que mantengan su posición en la columna de agua (Scott, 1987; Lobón-Cerviá y Rincón, 1994) o elevando mucho los costes energéticos para conseguirlo (Rincón y Lobón-Cerviá, 1993).

El grado de tolerancia térmica de los ciprínidos varía entre sus especies y poblaciones. Los de climas templados son capaces de sobrevivir condiciones próximas a la congelación, mientras que los tropicales pueden soportar temperaturas de 30°C sin efectos nocivos (Hoole y cols., 2001). Mientras que ciertas especies, como el carpín dorado (*Carassius auratus*) y la carpa Koi (*Cyprinus carpio*), tienen un rango muy amplio de tolerancia, entre 0 y 30°C (Stoskopf, 1993), los ciprínidos ibéricos toleran mejor las aguas frías, respondiendo de forma diferente según la especie a las aguas cálidas. Así, el gobio resiste hasta los 28°C (Kraiem y Patte, 1980), al igual que la tenca (Fernández San Juan, 1995). Además, debemos considerar un cierto grado de adaptabilidad, entre 5 y 6°C, que condiciona el límite de tolerancia (Alabaster y Lloyd, 1982; Boyd, 2000). Aunque estas especies de nuestros ríos pueden vivir en un rango de temperaturas relativamente amplio, no resisten las variaciones bruscas de este parámetro, que pueden producir un shock térmico con el consiguiente estrés (Branson, 2000).

Estos requerimientos térmicos pueden variar en función de otros factores, como el estado fisiológico del pez (Alabaster y Lloyd, 1982; Boyd, 2000), su fase vital, temperatura a la que se han aclimatado, etc. (Stoskopf, 1993). Fuera de su rango fisiológico de tolerancia, su salud se ve comprometida a corto plazo (Hoole y cols., 2001).

El efecto de la temperatura sobre el estado sanitario de las poblaciones piscícolas puede ser directo o indirecto (de Kinkelin y cols., 1991). Cuando aumenta la temperatura, la solubilidad del oxígeno disminuye y aumentan las necesidades metabólicas de los peces. Por encima de su rango de tolerancia, esto puede inducir pérdida de apetito, alteración de los mecanismos metabólicos y/o del crecimiento (Dockray y cols., 1996), seguidos de un proceso de anorexia y de una fase de excitación nerviosa y aceleración respiratoria (estrés) (Hoole y cols., 2001; de Kinkelin y cols., 1991). También pueden verse alterados los niveles lipídicos de las células branquiales, afectando así a su capacidad osmorreguladora (Hoole y cols., 2001). Todos estos procesos pueden desembocar en un estado de coma y en la muerte de los animales (de Kinkelin y cols., 1991).

La bajada en la disponibilidad de oxígeno a altas temperaturas aumenta la mortalidad inducida por agentes estresantes (Barton y Schreck, 1987). También las variaciones bruscas en la temperatura del medio pueden provocar cuadros de estrés agudo como consecuencia del shock térmico, así como inmunodepresión en los animales (de Kinkelin y cols., 1991; Brown, 2000), lo cual se ve agravado por el mayor desarrollo y patogenicidad de parásitos y bacterias (Blanco Cachafeiro, 1995).

En los ríos de la Península Ibérica, donde los caudales son escasos y las temperaturas estivales son elevadas, los efectos de un aumento en la temperatura

del agua sobre las comunidades fluviales pueden ser graves. Aunque por debajo de los 25-26°C, pequeños aumentos generalmente se reflejan en un aumento en la producción del ecosistema, por encima de los 28°C se alcanzan temperaturas letales o subletales para la mayoría de las especies y, en estos casos, la vida en los ríos se reduce a las escasas especies tolerantes (García de Jalón y González del Tánago, 1998).

Las bajas temperaturas también tienen un efecto negativo sobre la salud de los peces. En el caso de ciprínidos de climas templados, a bajas temperaturas (hipotermia), se puede producir inmunodepresión, haciéndolos más susceptibles a determinados procesos infecciosos (Hoole y cols., 2001).

#### 2.1.1.3.2. Turbidez

Las materias en suspensión (minerales u orgánicas) presentes en las aguas son las responsables de su turbidez (Blanco Cachafeiro, 1995), que se puede definir como el material sólido retenido por un disco de 0,45 µm (Buxadé, 1997). Su origen es muy variado, generalmente asociado con fenómenos naturales de tipo estacional (Servizi y Martens, 1987; Roberts, 2001). La fracción orgánica procede en su mayor parte de los ecosistemas terrestres de la cuenca, y cuando llega al río es degradada por bacterias y hongos, de forma que su tamaño va disminuyendo a lo largo del río. Su presencia es un factor de contaminación, y constituye el principal sumidero de oxígeno por vía biológica (Blanco Cachafeiro, 1995). En los sistemas de cultivo, se produce tras blooms de algas, alimento no digerido por los peces y por acumulación de heces (Buxadé, 1997).

Una elevada turbidez reduce la penetración de la luz en la columna de agua (Blanco Cachafeiro, 1995), interfiriendo con la fotosíntesis, y disminuyendo la producción de oxígeno y la disipación de amoníaco (Buxadé, 1997; Branson, 2000). Como resultado se dispone de menor energía en la cadena trófica, y se reduce la producción piscícola (EIFAC, 1965). Además, se produce un incremento de la temperatura (de Kinkelin y cols., 1991; Newcombe y Jensen, 1996; Boyd, 2000).

Las especies tropicales, como tilapias (*Oreochromis spp*), carpas y peces gato (diversas especies de las familias Clariidae, Ictaluridae y Siluridae), son bastante tolerantes, soportando niveles de hasta 10.000 mg/l (Buxadé, 1997; Branson, 2000); los salmónidos, sin embargo, habitan en aguas claras y transparentes, donde normalmente no se superan los 30 mg/l (Sabaut, 1976), ya que niveles superiores a 50 mg/l pueden ya ocasionarles problemas patológicos (Branson, 2000).

Los sólidos en suspensión afectan directamente a las branquias (Buxadé, 1997), ya que la acumulación excesiva de partículas en las laminillas produce una irritación de la mucosa, y una exposición continuada puede desencadenar lesiones en el epitelio y dificultad respiratoria (Reichenbach-Klinke, 1982; Birtwell, 1999). Dichas lesiones pueden derivar en una excesiva producción de mucus, congestión e hipertrofia epitelial, con una reducción en la eficiencia de captación de oxígeno (Branson, 2000). Estas condiciones, unidas a la presencia de estrés, favorecen la instauración de infecciones branquiales (Sabaut, 1976).

Además, una elevada turbidez en el ambiente acuático produce alteraciones en el comportamiento de los peces, tanto en la alimentación como en la migración. El enturbiamiento de las aguas dificulta su visión, por lo que no pueden alimentarse con normalidad (Reichenbach-Klinke, 1982; McLeay y cols., 1987). En condiciones de cultivo, se altera su movilidad natural para captar comida en el estanque, se

reduce su crecimiento, y también tiene efectos nocivos sobre las incubaciones (Blanco Cachafeiro, 1995).

Las modificaciones en el hábitat acuático afectan principalmente a las poblaciones más jóvenes y a los frezaderos naturales (Servizi y Martens, 1992). Se ha observado que la presencia de cangrejo rojo americano (*Procambarus clarkii*) aumenta la turbidez de los ríos, y hace desaparecer algunas de las fanerógamas que son utilizadas por algunas especies como la tenca como zonas de refugio y reproducción (Doadrio, 2002). Por otra parte, el déficit de oxígeno afecta a la vitalidad de los alevines de peces nacidos en tales condiciones (Blanco Cachafeiro, 1995). Los huevos son especialmente sensibles, ya que cargas excesivas de sólidos en suspensión impiden la respiración a través de la membrana del corion y favorecen el desarrollo de agentes patógenos (Reiser y White, 1988; Roberts, 2001). En casos severos, esto provoca una mayor mortandad de los huevos (Buxadé, 1997).

#### 2.1.1.3.3. Oxígeno disuelto

La cantidad de oxígeno presente en el agua (35% de los gases disueltos) depende de numerosos factores, tanto fisicoquímicos como biológicos (Blanco Cachafeiro, 1995). Sus fuentes principales son la fotosíntesis y la difusión desde la atmósfera (Branson, 2000). En el primer caso, la acción fotosintética del fitoplancton y macrófitas libera oxígeno al medio (García de Jalón y González del Tánago, 1988); en el segundo, el agua absorbe oxígeno del aire hasta que sus presiones parciales, en la interfase, están en equilibrio (Blanco Cachafeiro, 1995). La solubilidad de los gases en el agua está determinada por factores inherentes (masa y presión) y ambientales (Speare, 1998), por ello el agua es relativamente pobre en oxígeno, y su concentración es entre 20 y 30 veces inferior a la del aire (Hoole y cols., 2001). Además, es directamente proporcional a la presión atmosférica, e inversamente proporcional a la temperatura y a la salinidad (Branson, 2000), por lo que en los medios epicontinentales se ve fuertemente afectada por las variaciones en estos parámetros. Sin embargo, en los ríos y en las aguas con cierta turbulencia, casi siempre se llega a niveles de saturación (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

La fotosíntesis por parte de algas unicelulares, y en menor medida de macrófitas, produce oscilaciones en el nivel de oxígeno disuelto entre el día y la noche y, en el caso de lagunas de cultivo, lleva a los niveles más bajos en las horas cercanas al amanecer (Boyd, 1979) mientras que, por otra parte, los fenómenos de degradación orgánica por parte de bacterias aeróbicas, aumentan la Demanda Biológica de Oxígeno (DBO) (Malo de Molina y cols., 2005). Los propios peces influyen en los niveles de oxígeno, ya que su metabolismo requiere un consumo constante de este gas, cuya demanda es proporcional a su actividad metabólica e inversamente proporcional a su edad (Malo de Molina y cols., 2005). Por lo tanto, en condiciones de sobrepoblación, sobrealimentación, o altos niveles de compuestos orgánicos, se pueden generar condiciones de hipoxia (Hoole y cols., 2001). Por otra parte, algunos compuestos químicos procedentes de la contaminación (compuestos clorados procedentes de pesticidas y herbicidas tóxicos), pueden dar lugar a depleciones de oxígeno (Blanco Cachafeiro, 1995) y otros, como el dióxido de carbono y el amoníaco, en niveles altos, pueden interferir en su captación por parte de los peces (Branson, 2000).

Gracias al oxígeno, los organismos acuáticos pueden llevar a cabo la mayoría de sus funciones fisiológicas y metabólicas (Alabaster y Lloyd, 1982; Ortega y cols., 1997; Armstrong y cols., 2003). Los requerimientos básicos de los peces van a depender, en gran medida, de la especie, el tamaño, la actividad, la temperatura, la alimentación y el estrés (Buxadé, 1997; Malo de Molina y cols., 2005). A su vez, sus efectos sobre los peces son muy variados: cambios en la actividad, incremento en la tasa de respiración cutánea, modificación en la tasa alimenticia, cambios en el hábitat, y modificaciones en el proceso reproductivo (Junk y cols., 1983; Welcomme, 1985).

Debido a esto, la sensibilidad a bajas concentraciones también va a diferir mucho según la especie, la edad, el estado fisiológico o en los distintos procesos vitales (alimentación, reproducción, etc.) (de Kinkelin y cols., 1991). Generalmente, se considera un nivel mínimo, para adultos, de 5 mg/l en peces cultivados de agua templada (Boyd, 1979; Stickney, 1986; Chamberlain y cols., 1987). Concentraciones entre 1,0 y 5,0 mg/l permiten su supervivencia, pero pueden inhibir su crecimiento; y una concentración por debajo de 1,0 mg/l es fatal si lo experimentan durante algún tiempo (Branson, 2000).

En el caso de los ciprínidos, la mayoría admite una concentración de oxígeno menor que otras especies (hasta 0,7 mg/l), aunque su concentración óptima se sitúa entre 2 y 4 mg/l para especies como la carpa (Alabaster y Lloyd, 1982; Crisp, 1996) y a partir de 3 mg/l para muchas otras (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Aquellos que habitan ríos de curso rápido están adaptados a niveles de oxígeno disuelto mayores que los que habitan aguas estancadas (Hoole y cols., 2001). Así, los piscardos, suelen vivir en los tramos altos de los ríos, en aguas frías y bien oxigenadas (Doadrio, 2002), mientras que especies como la tenca, que habitan aguas de curso lento, pueden soportar desde 2 mg/l (Fernández San Juan, 1995) hasta valores próximos a 0 mg/l (Lusk y cols., 1998). Los carpines dorados (*Carassius auratus*) experimentalmente expuestos a condiciones de bajo oxígeno aumentan su eficiencia en la utilización de oxígeno sanguíneo mediante un aumento en el número de mitocondrias en la musculatura roja (Hoole y cols., 2001).

Cuando se producen situaciones de anoxia, uno de los síntomas típicos es el aumento en la tasa de ventilación mecánica de los peces, que suben a la superficie y se agrupan en las entradas de agua de las piscifactorías (Stoskopf, 1993; Branson, 2000). La hipoxia crónica no es necesariamente letal para los ciprínidos, pero puede impedir su crecimiento, reducir su alimentación, y aumentar su susceptibilidad a infecciones (Hoole y cols., 2001); además, los peces se muestran normalmente anoréxicos y letárgicos (Stoskopf, 1993). Ante una situación de hipoxia aguda, los peces desarrollan estrés respiratorio, y en cuestión de minutos se pueden registrar mortalidades masivas (Hoole y cols., 2001). Aunque puedan sobrevivir a una de estas situaciones transitorias, a menudo mueren más tarde por enfermedades activadas por el estrés (Wedemeyer, 1970; Tomasso y cols., 1981). Cuando mueren, generalmente muestran la boca y opérculos abiertos, y manifiestan un proceso de anoxia branquial (Hoole y cols., 2001).

Aunque las necesidades de los adultos suelen estar cubiertas a partir de concentraciones de 5 mg/l de oxígeno, éstas van a ser mayores en las primeras fases del desarrollo (Branson, 2000), durante las cuales se pueden producir, ante una situación de hipoxia, alteraciones en la reabsorción del saco vitelino,

incremento de los nacimientos prematuros y cambios en la morfología de los peces (Crisp, 1996; Armstrong y cols., 2003).

En condiciones de cría intensiva, el oxígeno constituye un importante factor limitante en el desarrollo de las especies y, por lo tanto, en la productividad de las explotaciones (Shepherd y Bromage, 1999). Así, en las lagunas mixtas de cultivos de carpas (Jhingran y Pullin, 1988) y en el manejo de cultivos ornamentales (Stoskopf, 1993), los niveles de oxígeno son los requerimientos más críticos.

Además de los bajos contenidos de oxígeno disuelto, otros dos fenómenos relacionados con los niveles de gases disueltos en el agua, la sobresaturación gaseosa y el exceso de dióxido de carbono, también pueden tener un efecto, directo y/o indirecto, en la presentación de alteraciones patológicas (Weitkamp y Katz, 1980; de Kinkelin y cols., 1991). Sin embargo, estos dos fenómenos es raro encontrarlos en los puntos de muestreo de este trabajo.

#### 2.1.1.3.4. pH

El pH es una medida de los protones ( $H^+$ ) presentes en el agua, y está relacionado directamente con la dureza y alcalinidad de la misma (Branson, 2000). La mayoría de los cuerpos de agua son parcialmente rellenados por las precipitaciones, cuya acidez (pH aproximado de 5,6) es el resultado del contacto en la atmósfera con el  $CO_2$  y los compuestos sulfúricos (Hoole y cols., 2001). En función de la composición y solubilidad de los terrenos que atraviesa, puede dar origen a aguas de diferentes pH (Blanco Cachafeiro, 1995). En aguas no contaminadas, la acidez la proporciona el  $CO_2$  y los ácidos orgánicos procedentes del suelo y la vegetación, así como de los ácidos minerales de la minería y la industria (Roberts, 2001).

En los últimos 40 años, debido a la acidificación antropogénica de las aguas, gran número de lagos localizados en áreas con baja capacidad tamponante, como los de Norteamérica y Europa, han sufrido graves efectos en su diversidad acuática (Mason, 1989; Rosseland y Henriksen, 1990); en este período, el pH de estas aguas ha descendido entre 0,5 y 1,5 unidades (Mason, 1989; Witters, 1998).

Los bajos pH surgen a partir de la precipitación de lluvia ácida y, en acuicultura, por la acumulación de los productos metabólicos de desecho de los peces, siendo las aguas blandas, con baja capacidad de tamponamiento, las más propensas a estas caídas de pH (Hoole y cols., 2001). De hecho, las altas mortalidades debida a la acidificación están exclusivamente relacionadas con aguas de este tipo (Witters, 1998). No es extraño, ya que la acidificación está normalmente acompañada por cambios en los niveles de metales traza, como el aluminio (Howells y cols., 1983; Haines, 1981). La concentración de calcio en el agua es el otro factor crítico en la supervivencia de los peces en aguas acidificadas (Howells y cols., 1983).

En condiciones de cultivo, debido al encalado (*liming*) de las lagunas (con hidróxido cálcico), se pueden crear condiciones extremadamente alcalinas (hasta pH 11) (McDowall, 1989), y producirse además una depleción de oxígeno (Blanco Cachafeiro, 1995). En aquellas con una considerable cantidad de vida vegetal, los pH fluctuarán en un rango de 7 a 11 (Stoskopf, 1993); el mismo efecto que el producido por la contaminación con aguas residuales o fertilizantes (Hoole y cols., 2001). Además, y debido a que existen interacciones entre el pH y otras variables ambientales, en aguas con un pH de 9,0 un alto porcentaje del amonio se encuentra como forma tóxica no-ionizada (Emerson y cols., 1975), y los niveles de  $CO_2$  también se situarán en niveles tóxicos (EIFAC, 1969).

No hay un rango definitivo de pH en el agua para los peces (Witters, 1998). En agua dulce, los peces viven normalmente en pH entre 5,0 y 9,5 (Roberts, 2001), pero el óptimo para la mayoría de las especies se sitúa entre 6,5 y 8,5 (Branson, 2000). Un rango de 6,5 a 9,0 es el deseable a la hora de cultivar peces de aguas templadas (Swingle, 1969), siendo considerado ya como seguro entre 5,0 y 9,0 (EIFAC, 1969). Sin embargo, estos intervalos pueden ser demasiado amplios cuando se consideran las interacciones con otras variables ambientales (Stoskopf, 1993). Su influencia sobre la acción de algunos compuestos tóxicos (metales pesados, amoníaco o nitritos) aumenta su efecto nocivo sobre los peces (Emerson y cols., 1975; Alabaster y Lloyd, 1982; Welsh y cols., 1996), y los valores extremos también hacen que aumente la demanda de oxígeno (Jeziarska, 1988). La exposición crónica a valores extremos puede incrementar los niveles de estrés y/o dificultar su desarrollo, especialmente durante el estadio larvario (Witters, 1998; Boyd, 2000).

Existe una gran variabilidad de respuesta dependiendo de la especie, la edad o el estado fisiológico (Witters, 1998; Roberts, 2001). La resistencia ante valores situados fuera del rango óptimo aumenta con la edad, y puede estar genéticamente determinada (Hamáčkova y cols., 1998; Malo de Molina y cols., 2005). Aunque los peces pueden aclimatarse a un cambio de pH (siempre dentro de unos límites), un cambio brusco puede provocar cuadros de estrés agudo, incluso cuando el pH se encuentra dentro de los límites de tolerancia (Hoole y cols., 2001).

En la naturaleza, la mayoría de los ciprínidos se van a encontrar con pH entre 6,0 y 8,0 unidades. El óptimo para la carpa Koi, por ejemplo, es de 7,5, mientras que otras especies ciprinícolas, características de algunas zonas del sudeste asiático, pueden sobrevivir a pH inferiores a 5,5 (Hoole y cols., 2001). Aunque el pH adecuado para el cultivo de la tenca se sitúa entre 5 y 9 (Hamáčkova y cols., 1998; Malo de Molina y cols., 2005), también soporta valores considerables de acidez (Martín Jiménez, 2006), aunque valores extremos de 4 y 11 pueden producir la mortalidad del total de los alevines (Malo de Molina y cols., 2005).

En peces adultos, la tolerancia a una exposición aguda a bajos niveles de pH está relacionada con la capacidad de las branquias para resistir una pérdida neta de iones (Freda y McDonald, 1988; McDonald y cols., 1991). La mortalidad es más pronunciada después de cambios bruscos de pH, debida a fallos en la regulación branquial de iones (Witters, 1998). Ya se trate de exposición a pH ácidos o alcalinos, se produce una erosión de la superficie corporal y branquial, que puede derivar en hipersecreción mucosa, hemorragias cutáneas, alteraciones del balance electrolítico y de los mecanismos de regulación, colapso circulatorio y finalmente desencadenar la muerte (Alabaster y Lloyd, 1982; de Kinkelin y cols., 1991; Laurent y cols., 1995). La exposición a valores subletales de pH ácidos ( $\leq 5,5$ ) o alcalinos ( $\geq 10$ ) puede producir graves alteraciones metabólicas o del crecimiento (Alabaster y Lloyd, 1982; Dockray y cols., 1996; Witters, 1998). En el pez gato africano (*Clarias batrachus*), por ejemplo, se produce un descenso en el consumo de alimento a un pH inferior a 6,0 y un marcado descenso en la tasa de crecimiento a pH entre 5,0 y 5,5 (Hamáčkova y cols., 1998).

Una vez más, la fase reproductiva es la más sensible a las condiciones de acidez, siendo necesario un pH mayor o igual que 6,5 para que ésta se desarrolle con normalidad (Fromm, 1980). La exposición a valores subletales de pH ácidos y/o alcalinos, puede producir daños en algunas de las fases de la gametogénesis y/o



embriogénesis, así como del desarrollo larvario (Alabaster y Lloyd, 1982; Dockray y cols., 1996; Witters, 1998). A un pH de 6,3 se observa un menor crecimiento en las larvas de carpa (Mácková y cols., 1995), mientras que entre 5,0 y 5,2 el desarrollo larvario se detiene. A pH de 5 y 10, el crecimiento de las larvas de tenca está afectado y ocurre una mayor mortalidad que a pH intermedios; valores de  $\text{pH} \leq 4$  y  $\geq 11$  son letales (Martín Jiménez, 2006).

En poblaciones naturales, los rangos anormales de pH podrían ser la causa de una disminución en su actividad reproductora y de un menor éxito en la eclosión de los huevos, y por lo tanto de un mayor deterioro gradual de estas poblaciones (Witters, 1998). En la producción intensiva de algunas especies, fundamentalmente en sistemas con falta de caudal o renovación del agua, el pH constituye un factor limitante (Ortiz y cols., 1994; Fivelstad y cols., 2003).

#### 2.1.1.3.5. Alcalinidad

La estabilidad del pH (reserva alcalina o tampón) depende de la concentración de carbonatos y bicarbonatos, así como de los metales alcalinos y alcalinotérreos presentes en el medio acuático (Branson, 2000). Estos compuestos carbonatados provienen generalmente del  $\text{CO}_2$ , que se combina con el agua para formar ácido carbónico ( $\text{CO}_3\text{H}_2$ ), y que a su vez se disocia y combina con las bases de calcio y magnesio del agua (Blanco Cachafeiro, 1995).

La tolerancia a los distintos valores de alcalinidad, y por lo tanto a oscilaciones más o menos acusadas del pH, va a depender de factores como la especie, la edad, el estado fisiológico, etc. Algunas especies de ciprínidos, como los piscardos, se encuentran tanto en aguas ácidas y blandas como en aguas alcalinas y duras (Frost, 1943).

La estabilidad del pH del agua es un factor importante, pues los peces soportan mal las variaciones bruscas y acusadas (Witters, 1998). En el cultivo de peces de agua dulce, se consideran niveles deseables alrededor de 100 mg/l de carbonato cálcico (Branson, 2000).

#### 2.1.1.3.6. Dureza

La dureza de las aguas es una medida de la concentración de iones metálicos divalentes, de su contenido en sales minerales (Branson, 2000). La cantidad de carbonatos-bicarbonatos (dureza temporal, relacionada con la alcalinidad) y de sulfatos o cloruros (dureza permanente) de calcio y magnesio depende en gran parte de la naturaleza geológica del terreno.

La dureza actúa como factor limitante para la vida de numerosos organismos acuáticos, y es uno de los factores que afecta al crecimiento de los peces en los ríos. Por ejemplo, la trucha común (*Salmo trutta*) crece más rápido en aguas relativamente duras (150 mg/l carbonato cálcico), debido a la mayor abundancia de alimento, pero también al efecto del calcio y el magnesio sobre su fisiología, influyendo positivamente sobre el balance energético al elevar la tasa respiratoria durante los meses invernales y disminuirla en los más cálidos (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Una mayor concentración de calcio en el agua también influye positivamente en la supervivencia de los peces en aguas acidificadas (Howells y cols., 1983; Haines, 1981), al reducir, aparentemente, la permeabilidad iónica de las branquias (Stoskopf, 1993), y mantener más constantes los valores de iones plasmáticos en situaciones de acidosis (McDonald y cols., 1980; McDonald, 1983).

Además, como hemos visto, el contenido en bicarbonato de las aguas duras es suficiente como para neutralizar el aumento de acidez, por lo que las altas mortalidades debidas a la acidificación del agua son casi exclusivas de las aguas blandas (niveles de  $\text{Ca}^{2+}$  inferiores a 20 mg/l) (Witters, 1998). Finalmente, cabe mencionar que algunos metales pesados son más tóxicos en aguas blandas. Por lo tanto, la cría de peces de agua dulce requiere normalmente una dureza de, al menos, 20 mg/l de carbonato cálcico (Branson, 2000).

#### **2.1.1.3.7. Conductividad**

La conductividad es una medida de la mineralización del agua, es decir de la concentración de iones totales contenidos en ella (Branson, 2000), entre los que se encuentran los llamados macroconstituyentes (carbonatos, bicarbonatos, sulfatos y cloruros de calcio, magnesio y sodio), los microconstituyentes o nutrientes (amonio, nitritos, nitratos, fosfatos, silicatos, etc.) y los elementos traza (metales pesados) (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

Uno de los primeros éxitos evolutivos de los peces ha sido su adaptación a estas características osmóticas del medio, mediante la regulación de sus fluidos corporales (hipertónicos, en el caso de peces continentales) respecto al medio externo. De hecho, la salinidad es el factor limitante en la distribución de muchas especies de agua dulce. Los requerimientos también pueden variar para una especie de pez en particular, dependiendo de la fase de su ciclo vital (Stoskopf, 1993). En el caso de las especies migratorias, éstas encuentran ventajas selectivas al invertir sus esfuerzos a la hora de explotar ambientes de distinta salinidad (Dadswell y cols., 1987).

La mineralización de las aguas (además de otros factores, como la temperatura y el contenido en nutrientes) también afecta al crecimiento de las distintas poblaciones de peces. Algunas poblaciones de bogas de la cuenca del río Duero (*Chondrostoma* sp.) tienen una mayor tasa de crecimiento en ambientes con una elevada mineralización del agua (conductividad  $\geq 200 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) (Barceló Culebras y García de Jalón, 1986). Es razonable, ya que el contenido en nutrientes es también uno de los factores limitantes en el crecimiento de las algas que constituyen su alimentación básica (Kacanski y cols., 1980). Sin embargo, en ciertas circunstancias, los altos niveles de conductividad, por encima de los límites de tolerancia de las poblaciones, o sus fluctuaciones, pueden producir estrés en los peces (Branson, 2000).

#### **2.1.1.3.8. Compuestos nitrogenados**

El nitrógeno, ya presente en la atmósfera, se incorpora al ciclo del agua con la lluvia y a través de las escorrentías, si bien gran parte de su contenido en las aguas proviene de la contaminación, a partir de ciertas actividades industriales, agroindustriales o de aguas residuales procedentes de núcleos urbanos (Kelso y cols., 1997). El amonio también se genera en la descomposición de desechos orgánicos, y es el principal producto de excreción de los peces (Ortiz y cols., 1994), que lo secretan principalmente a través de las branquias (Hoole y cols., 2001). En condiciones de cultivo intensivo, sus altos niveles pueden ser indicativos de una sobrepoblación o una sobrealimentación (Branson, 2000).

En el agua, el amonio está presente como amonio ionizado ( $\text{NH}_4^+$ ) y libre no ionizado ( $\text{NH}_3$ ), y sus proporciones varían según las condiciones del agua. El más tóxico es el amonio libre (Russo, 1985), cuya proporción se incrementa con el aumento de la temperatura y del pH, disminuyendo con la salinidad (Emerson y

cols., 1975). Existen otros factores que están implicados en los niveles y en la toxicidad del amonio. Si el agua contiene una biomasa significativa de macrófitas y/o algas, los ciclos de fotosíntesis/respiración causarán variaciones en los niveles de oxígeno disuelto y CO<sub>2</sub> respectivamente, afectando también al pH (Hoole y cols., 2001). Asimismo, niveles bajos de oxígeno disuelto pueden potenciar el efecto tóxico del amoníaco (Emerson y cols., 1975; Soderberg y cols., 1983).

En las aguas naturales, y en sistemas de cultivo con filtración biológica, las bacterias aeróbicas nitrificantes degradan el amonio tóxico secuencialmente a nitrito (*Nitrosomonas* sp.) y después a nitrato (*Nitrobacter* sp.) (Hoole y cols., 2001). Éste puede ser asimilado posteriormente por las plantas u otros organismos, o reducido por bacterias anaeróbicas facultativas a diferentes compuestos nitrogenados, pasando de nuevo a la atmósfera (Kelso y cols., 1997). Así, normalmente, el amoníaco no constituye un problema donde hay plantas presentes, ya que lo utilizan como principal fuente de nitrógeno (Branson, 2000).

La presencia de algunos factores ambientales adversos, como el oxígeno disuelto, el pH o la temperatura, en niveles inadecuados para las bacterias nitrificantes, pueden influir negativamente sobre estas etapas e incrementar la concentración de estos compuestos hasta niveles tóxicos (Lewis y Morris, 1986; Russo y Thurston, 1991). El uso inapropiado de productos químicos, o una insuficiente población bacteriana, pueden desencadenar el mismo efecto (Stoskopf, 1993).

Los nitritos suelen ser residuales en los cursos naturales de agua, estimándose su concentración por debajo de 0,001 mg/l (Kelso y cols., 1997). Sin embargo sus niveles son mayores en aguas contaminadas (Blanco Cachafeiro, 2005).

La tolerancia a estos desechos nitrogenados (amonio y nitritos) varía entre especies e incluso a nivel individual, y la respuesta frente a concentraciones subletales depende de factores como la especie, la edad, el estado fisiológico o el tiempo de exposición (Alabaster y Lloyd, 1982; Hanson y Grizzle, 1985; Russo y Thurston, 1991; Frances y cols., 1998). Los peces más pequeños son más sensibles a su toxicidad (Stoskopf, 1993). Después de una exposición crónica a niveles subletales, los peces son capaces de desarrollar una tolerancia al amonio (Hoole y cols., 2001).

Los valores seguros son difíciles de establecer, debido a la complejidad existente a la hora de evaluar la exposición a niveles bajos. La mayoría de los peces de aguas templadas parecen tener unos requerimientos de amonio no ionizado por debajo de 1,0 mg/l de NH<sub>3</sub>-N (Hoole y cols., 2001). Un rango entre 0 y 0,05 mg/l de amoníaco se ha estimado como seguro para las especies salmonícolas; valores superiores a 0,1 mg/l pueden ocasionar efectos letales o subletales (Barnabé, 1994).

El amoníaco sin ionizar es la principal causa de lesiones directas sobre el epitelio branquial, caracterizadas por la presencia de hiperplasia y reducción de la capacidad para captar oxígeno (Branson, 2000), afectando también a la concentración y composición del mucus (Carballo y cols., 1995). Se producen problemas en la osmorregulación (aumento en la permeabilidad de las branquias), y cambios en la composición química de la sangre, además de destrucción del epitelio del tracto digestivo y daños en el sistema nervioso central, que derivan en una mayor excitabilidad (Hoole y cols., 2001). Se pueden producir igualmente lesiones en hígado, riñón y cerebro, que afectan al crecimiento y a la reproducción (Soderberg y cols., 1983; de Kinkelin y cols., 1991). La exposición a niveles crónicos subletales pueden inducir estrés, con un aumento de la susceptibilidad a las infecciones (Branson, 2000).

Aunque mucho menos tóxicos que el amonio, la presencia de nitritos también es potencialmente perjudicial para los peces (Hoole y cols., 2001), y su toxicidad está también influenciada por determinados factores ambientales, como la disponibilidad de oxígeno disuelto o la presencia de algunos elementos químicos en el agua (Lewis y Morris, 1986; Russo y Thurston, 1991), como aquellos implicados en su dureza, que reduce su toxicidad (Hoole y cols., 2001). Aunque en aguas naturales no suele representar un problema, en sistemas cerrados pueden alcanzarse niveles tóxicos (Branson, 2000).

La susceptibilidad al nitrito varía considerablemente entre las especies, posiblemente debido a diferencias en su absorción (Hoole y cols., 2001), que se realiza a través de las branquias (Martínez y Souza, 2002); una vez en el torrente circulatorio, la hemoglobina es oxidada a metahemoglobina, menos efectiva en el transporte de oxígeno (Alabaster y Lloyd, 1982; Lewis y Morris, 1986; Jensen, 2003). Este hecho, junto con las afecciones respiratorias y/o del balance electrolítico, puede desencadenar un cuadro de hiperventilación e hipoxia tisular (Frances y cols., 1998). También tiene efectos como relajante muscular y vasodilatador, afectando al funcionamiento cardíaco (Hoole y cols., 2001). Las numerosas alteraciones fisiológicas a nivel cardiovascular, endocrino y excretor, pueden afectar al comportamiento y al desarrollo (Jensen, 2003). La exposición crónica a niveles subletales aumenta la susceptibilidad a determinadas infecciones bacterianas (Hanson y Grizzle, 1985) y parasitarias. Mientras que concentraciones de 1 mg/l ya son letales para los salmónidos (Buxadé, 1997), niveles superiores a 40 mg/l tan sólo tienen un efecto subletal para la carpa (Lewis y Morris, 1986).

Finalmente los nitratos tienen escasa toxicidad para los peces, salvo en concentraciones superiores a 400 mg/l (Buxadé, 1997). Sin embargo, en condiciones anaerobias pueden dar lugar a nitritos (Blanco Cachafeiro, 1995). En altas concentraciones reduce el crecimiento de los peces y aumenta su susceptibilidad a infecciones, aunque el mecanismo de su toxicidad es poco conocido (Hoole y cols., 2001). También puede producir efectos adversos en el hábitat acuático, mediante un empobrecimiento o eutrofización de las aguas (Russo y Thurston, 1991; Stormer y cols., 1996). Paradójicamente, algunas poblaciones de peces, como la boga del Duero (*Chondrostoma duriense*), presentan mejores tasas de crecimiento en aguas con un alto contenido en nitratos (>0,85 mg/l) (Barceló Culebras y García de Jalón, 1986), ya que estos nutrientes estimulan el crecimiento de las algas, su principal fuente de alimento (Kacanski y cols., 1980).

### **2.1.2. Funcionamiento de los ecosistemas fluviales**

---

El río es un sistema único y continuo, en el que se produce una evolución del estado de la materia a lo largo del mismo, y una sucesión continua de especies que responden a esta disposición del alimento y a las condiciones físicas de la corriente (Vannote y cols., 1980). En tal ambiente, las asociaciones biológicas se estructuran tratando de incrementar su eficiencia en la utilización de la energía, y captando los nutrientes que circulan describiendo una espiral (Webster y Patten, 1979; Newbold y cols., 1983).

En cada segmento de este ecosistema se produce un intercambio de biomasa y un flujo de energía, tanto en los procesos biológicos como en los abióticos. Desde un punto de vista funcional, se producen interacciones en forma de entrada e intercambio de energía, entre los distintos elementos del medio, en una cuádruple dimensión espacio-

temporal, que se traducen en distintos fenómenos: heterogeneidad ambiental, deriva y migración de organismos y materiales, perturbación ambiental, y duración de la estabilidad (Granado-Lorencio, 2002). En este tipo de ecosistemas, el parasitismo, como se discutirá posteriormente en el **Capítulo 4**, se puede explicar, en parte, como una estrategia adoptada por estos organismos para evitar el efecto de la deriva.

Así que, en estos ambientes, la naturaleza es fluctuante (Connell y Sousa, 1983) o, al menos, en equilibrio dinámico (Wolda, 1989), y por ende las biocenosis que los forman, siendo estas fluctuaciones ambientales las responsables de las fluctuaciones en sus poblaciones (Chesson, 1994).

Cualquier perturbación ambiental fragmenta el ecosistema, sus comunidades o sus poblaciones, cambiando la disposición de sus recursos, sustrato o ambiente físico (Pickett y White, 1985). A pesar de todo, el sistema puede integrar estos fenómenos en su funcionamiento, sin cambiar por lo tanto su estructura cualitativa (Holling, 1959). Esta cualidad permite a las poblaciones de peces como los ciprínidos, especies oportunistas y con bajos tiempos de generación, desarrollar sus ciclos vitales en ambientes con una fuerte inestabilidad, muy fluctuantes, recuperando su tamaño poblacional antes que el resto de familias continentales (Detembeck y cols., 1992).

La diversidad de especies, por otra parte, va a depender de la capacidad de estos ecosistemas para sostener vida (energía) y de la variación del ambiente en el espacio y en el tiempo (Schlosser, 1987). Es en las zonas en las que existe una frecuencia intermedia de perturbación donde la biodiversidad es mayor, ya que en ellas se mantienen tanto las especies pioneras como las climáticas (Connell, 1978). Por el contrario, es en los ríos estacionales (como los del presente estudio) donde, sin duda, la diversidad ictica es menor (Margalef, 1983), ya que son sistemas muy estresados, tolerados únicamente por las especies más pioneras, de carácter colonizador, como los ciprínidos (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

Además, en estos ambientes fluctuantes propios de los ecosistemas fluviales ibéricos se producen marcadas oscilaciones en la producción y biomasa de sus poblaciones icticas (Granado-Lorencio, 2002), por lo que sus densidades también serán menores.

#### **2.1.2.1. Los tramos altos y medios de los ríos ibéricos**

Los **tramos altos** de nuestros ecosistemas fluviales (Figura 2.2) se extienden desde el denominado crenon hasta el metarhithron (Illies y Botosaneanu, 1963), en lo que se conoce como zona de la trucha (Huet, 1954; Gutiérrez Calderón, 1968), de aguas salmonícolas (Directiva 2006/44/CE). Situados por encima de los 1.000 m de altitud, son lugares de fuerte desnivel, donde la corriente transita de forma torrencial, con fuerte arrastre de materiales erosivos. La densidad de drenaje de estas cuencas es muy elevada, y sus cauces son rectilíneos y estrechos, de poca profundidad, y con el lecho constituido principalmente por sustrato cohesivo, formando cascadas, saltos y pozas, rápidos y remansos que configuran una gran diversidad de microhábitats (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

La temperatura del agua en estas zonas es fría y relativamente constante, lo que junto con las características del lecho del río hace que sean aguas bien oxigenadas. Por otra parte, son aguas oligotróficas y transparentes y su principal fuente de materia orgánica es exógena, constituida por partículas relativamente gruesas. Los únicos productores primarios son las algas del perifiton y la comunidad de peces está formada por salmónidos y pequeños ciprínidos reófilos, como el piscardo; a

menor altitud empiezan a aparecer otros ciprínidos de pequeño tamaño, como bordallos y bermejuelas (Velasco y cols., 2005).

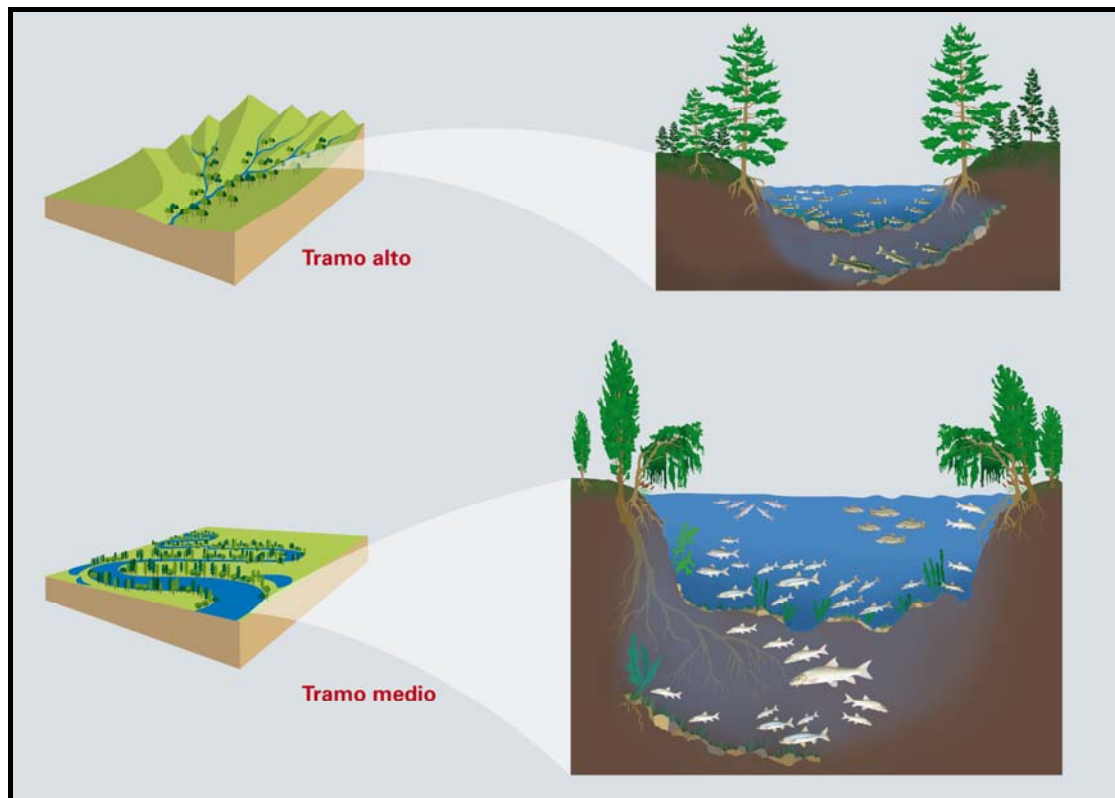


Figura 2.2. Especies de ciprínidos ibéricos en los tramos altos y medios de los ríos muestreados

Agua abajo, los **tramos medios** (Figura 2.2), frecuentes en los ríos de la cuenca del Duero hasta los 1.000 m de altitud, se prolongan desde el denominado hyporhithron hasta el metapotamon (Illies y Botosaneanu, 1963), en la conocida como zona del barbo (y de transición al barbo) (Huet, 1954; Gutiérrez Calderón, 1968). Su pendiente es menos pronunciada, empezando a existir procesos de sedimentación. El cauce se ensancha, y se empiezan a formar algunos meandros. La profundidad sigue siendo baja, mientras que la granulometría del fondo disminuye, estando constituido por rápidos y pozas (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

La temperatura del agua, debido a estas características del cauce y del lecho, es mayor que en tramos superiores, con mayores oscilaciones diarias y estacionales. La mineralización de las aguas se incrementa (Cummins, 1977), así como su estabilidad geomorfológica, hidrológica, química y biológica (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Se trata de aguas más eutróficas, donde los niveles de compuestos de nitrógeno y fósforo son mayores (Fernández Aláez y cols., 1990; Velasco y cols., 2005). La materia orgánica proviene fundamentalmente de los tramos altos, y llega ya en forma de partículas finas disueltas (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

En estos tramos, las radiaciones solares empiezan a llegar hasta el fondo del río, donde son aprovechadas por el perifiton y una abundante vegetación macrofítica, y se produce un cambio en la estructura trófica de los macroinvertebrados (hospedadores intermedios de parásitos) (Vannote y cols., 1980), a la vez que aumenta su densidad (Dudgeon, 1984; Edwards y Broker, 1984; Ward, 1986). En la comunidad piscícola predominan las especies de ciprínidos reófilos (Velasco y cols., 2005), cuyas poblaciones son las más abundantes y diversas (Encina y cols., 2006).

### 2.1.2.2. Los ecosistemas fluviales mediterráneos (el factor estacionalidad)

Los ecosistemas fluviales mediterráneos de la Península Ibérica se caracterizan, principalmente, por su inestabilidad, intermitencia y estrés ambiental, con altas temperaturas y sequías en verano, alternando con períodos de torrencialidad e inundaciones invernales (Lozano-Rey, 1935; Doadrio, 1988). Estas peculiaridades hidrológicas han determinado la política hidrológica del siglo XX en nuestro país, con la construcción de más de 1.200 grandes presas.

La característica estacionalidad ambiental influye de forma significativa en la calidad del hábitat que ocupan los peces, ya que está relacionada con los cambios fisicoquímicos del agua, especialmente de la temperatura (Lobón-Cerviá y Rincón, 1994), con los factores hidrológicos, o con la frecuencia de presentación de fenómenos de perturbación ambiental (Encina y cols., 2006).

Adaptadas a estas condiciones, las comunidades ícticas ibéricas se desorganizan durante las inundaciones y se reestructuran durante los períodos estables del sistema. En el caso de las especies de ciprínidos ibéricos, sus estrategias vitales, de carácter oportunista (Lobón-Cerviá y Torres, 1983; Miñano y cols., 2003), están ajustadas a estos cambios estacionales, lo cual se refleja en: su edad de madurez reproductiva y esfuerzo reproductivo (Mann, 1980a; Lobón-Cerviá y Torres, 1983; Lobón-Cerviá y cols., 1991), en el número de clases de edad de sus poblaciones (Miñano y cols., 2003), en la longitud máxima alcanzada por sus individuos (Kennedy y Fitzmaurice, 1972; Mann, 1980a; Miñano y cols., 2003), en sus ritmos y patrones de crecimiento (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984; Mills, 1988; Herrera, 1991; Rodríguez Ruiz, 1992) o en su condición somática (relacionada con el ciclo reproductivo) (Mann, 1980a; Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Lobón-Cerviá, 1982b; Millylä y cols., 1983; Mills, 1987; Maia y cols., 2006).

De manera indirecta, el estrés ambiental es un factor implicado en la elevada mortalidad de los ciprínidos en este tipo de ambientes (Encina y cols., 2006), ya que está implicado en su crecimiento acelerado en las primeras fases del ciclo vital (Craig, 1978; Mills, 1987) y en su reproducción a edades muy tempranas (Lobón-Cerviá y cols., 1991; Miñano y cols., 2003). Por otra parte, los individuos más jóvenes también son menos resistentes a las sequías (Lobón-Cerviá y cols., 1991), mientras que en los más viejos la inversión energética en la reproducción puede restar energía al mantenimiento somático y reflejarse en una mayor mortalidad (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989).

La estacionalidad es el factor clave que subyace en el ciclo reproductivo y en las migraciones a las zonas de freza (Encina, 1991; Encina y Granado Lorenzo, 1997a, 1997b, 1997c), a partir de cambios en la temperatura (Rodríguez Ruiz y Granado-Lorenzo, 1992; Baras y cols., 1994), en el fotoperíodo (Bullough, 1939, 1941; Frost, 1943; Lien, 1981), o en las condiciones de la corriente (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

Influye en el comportamiento gregario de los peces (Blaxter, 1970; Jacobsen, 1979), en su nivel de actividad (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y de Diego, 1988; Maia y cols., 2006), diversidad trófica (menos amplia en ambientes estacionales) (Granado-Lorenzo, 2002), tipo de alimento (Encina, 1991; Granado-Lorenzo, 1992; Magalhães, 1992, 1993; Collares-Pereira y cols., 1996; Granado-Lorenzo y cols., 2000) y en su frecuencia de alimentación (reducida en los meses fríos) (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y Rincón, 1994).

Normalmente, los peces nativos soportan bien estas variaciones en las condiciones físico-químicas e hidrológicas, ya que han desarrollado estrategias adaptativas para afrontar cambios ambientales tan bruscos (Encina y cols., 2006), aunque en ciertas ocasiones su estado de salud puede verse comprometido debido a la elevada turbidez que se genera en las crecidas. De hecho, se ha constatado que estas perturbaciones ambientales están implicadas en ciertos episodios de mortalidad en poblaciones salvajes (Gurucharri y cols., 1995; Austin, 1999; Hendry y cols., 2003).

Cuando llegan las épocas de sequía, y el nivel de agua es mínimo, los organismos se concentran en tablas, donde se producen condiciones de sobrepoblación, anoxia nocturna y, en algunos casos, mortalidad generalizada (Encina y cols., 2006).

### **2.1.2.3. La alteración de nuestros ríos**

A fecha de hoy, la mayoría de los cuerpos de agua del planeta han sido, en mayor o menor extensión, perturbados por el ser humano (Margalef, 1983), que con sus actuaciones en las últimas décadas ha degradado de forma cualitativa su composición, estructura y funcionamiento. En nuestro país ya no existe ningún río en estado natural, y en la cuenca del Duero las aguas de mejor calidad únicamente se encuentran en los tramos de cabecera de los ríos (García-Amilivia, 2012).

#### **2.1.2.3.1. Construcciones hidráulicas**

Las peculiaridades hidrológicas mencionadas en el apartado anterior han determinado la política hidrológica del siglo XX en nuestro país, con la construcción de multitud de presas. España, hasta ayer (en términos evolutivos) un país de ambientes lóticos (aguas corrientes), se ha convertido en una región de ambientes lénticos (aguas remansadas), con todo lo que esto implica para los organismos de vida acuática (Encina y cols., 2006).

La construcción de un embalse modifica el ecosistema (Figura 2.1). Los embalses de cabecera, diseñados para regular el aporte y distribución de las aguas, van a funcionar como un híbrido entre un río y un lago, donde el ecosistema lótico es reemplazado parcialmente por uno léntico (Margalef, 1983). El aporte de material nutritivo en su superficie es extraordinario, aunque su elevada turbidez puede contrarrestar tal efecto y limitar la producción primaria. En muchos de ellos, no existe circulación por debajo de la toma de agua, por lo que se produce una estratificación estival de algunos parámetros, como el contenido de nutrientes, el potencial redox, la DBO (Margalef, 1983), la temperatura y el oxígeno, produciéndose una anoxia en el fondo (Garanado-Lorencio, 2002). En estas condiciones, donde predominan las pozas frente a los rápidos, aumenta la concentración de elementos finos y se desarrollan comunidades de organismos de carácter planctónico (Ward y Standford, 1980; Granado-Lorencio y García Novo, 1986), y la biodiversidad piscícola se reduce, aunque puede aumentar la biomasa total de peces (Martín Jiménez, 2006; García-Amilivia, 2012). Otro de los efectos que tiene lugar con la construcción de un embalse es la fragmentación espacial del río, convirtiéndose en barreras infranqueables para las poblaciones de peces, especialmente en la época de reproducción (Margalef, 1983; Gosset y cols., 1992; Baras y cols., 1994). Este caldo de cultivo que es el embalse, con altas densidades de peces, elementos planctónicos (algunos de ellos, fases larvarias de parásitos) y condiciones físico-químicas particulares, es liberado sobre la zona posterior, aguas abajo.



De hecho, son estos tramos fluviales, situados aguas abajo de los embalses, los que sufren más la presencia y funcionamiento de las presas. Río abajo se produce una transformación del ambiente natural, con efectos negativos sobre la ecología de las especies piscícolas (Petts, 1984). Si el agua que sale del embalse procede del hipolimnion anóxico, se originan problemas secundarios aguas abajo, ya que puede ser tóxica para los macroinvertebrados y los peces (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Además, se produce una pérdida de elementos pelágicos hacia el río (Walburg, 1971; Willis y Stephen, 1987), y el aumento de turbidez puede significar la destrucción del macrobentos, el perifiton, las macrófitas y los frezaderos de peces, sus huevos y sus alevines (Fernández San Juan, 1995). También se modifica el patrón de crecidas y estiajes, que no coincide con el que necesitan los peces para su reproducción (Velasco y cols., 2005), y ese estrés ambiental puede provocar la variación azarosa en su condición somática y una asincronía en la dinámica estacional de sus estrategias de vida (Torralba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003).

Como se ha señalado anteriormente, la modificación de los factores hidrológicos en un tramo del río puede afectar, de una forma directa o indirecta, tanto a los peces como a su parasitofauna.

#### **2.1.2.3.2. Contaminación de los cursos fluviales**

Por sus efectos biológicos, sobre los seres vivos, podemos considerar cinco tipos de contaminantes presentes en las aguas de los ríos: sólidos en suspensión, calor, nutrientes (eutrofización), materia orgánica, y sustancias tóxicas. Algunos de estos parámetros están presentes en la "Lista indicativa de los principales contaminantes" del Anexo VIII de la Directiva Marco del Agua (Directiva 2000/60/CE).

El ser humano (Margalef, 1983) y algunos fenómenos naturales (como las inundaciones) (Hoole y cols., 2001) aportan gran cantidad de materia orgánica a los ríos. En acuicultura, ésta proviene principalmente de los restos fecales y del pienso no ingerido (Branson, 2000). Pero toda esta materia, particulada y soluble, ha de ser finalmente descompuesta por bacterias y hongos, que absorben el oxígeno disuelto de las aguas (Margalef, 1983; Branson, 2000; Roberts, 2001). En los ríos, los casos de contaminación ligera pueden traducirse en un primer momento en fuertes incrementos de la biomasa de algas, invertebrados y peces. A medida que el nivel de oxígeno disuelto va disminuyendo, las especies más tolerantes proliferan en detrimento de las más sensibles, estableciéndose un gradiente de distintos tipos de comunidades de organismos (Margalef, 1983). En casos severos, el valor de oxígeno disuelto puede descender por debajo de los requerimientos mínimos para la vida piscícola (Hoole y cols., 2001), provocando problemas de distinta índole revisados con anterioridad.

Por su parte, la eutrofización consiste en un enriquecimiento de nutrientes (principalmente fósforo y nitrógeno) en las aguas que, en condiciones de oligotrofia, limitan la producción vegetal. Se produce, por lo tanto, un gran crecimiento de macrófitas, que cubren el cauce y favorecen el desarrollo de las poblaciones animales. Si el proceso continúa y se hace crónico, la vegetación muerta se descompone y produce los mismos efectos que una contaminación orgánica leve (García de Jalón y González del Tánago, 1988), con liberación de toxinas (Roberts, 2001).

Los peces, debido a su continuo contacto directo con las distintas sustancias presentes en el agua, son indicadores biológicos ideales del grado de

contaminación del agua (Roncero y cols., 1988). La absorción de los compuestos disueltos se produce principalmente a través de las branquias, tegumentos externos y orificios corporales (Malins y Ostrander, 1991), y su eliminación tiene lugar a través de la orina y, en menor medida, de las branquias y las heces (Barron y cols., 1991). No es extraño que exista, por lo tanto, una relación entre los factores dependientes del medio acuático y su estado de salud (Bucke, 1997; Roberts, 2001), debido a los cambios fisiológicos y bioquímicos que se producen en los peces (Gómez y cols., 1998). Son muchos los trabajos en los que se establece una clara relación entre el papel que desempeñan determinadas actividades antropogénicas y el declive de la ictiofauna salvaje (desarrollo, densidad y tamaño de las poblaciones) (Dockray y cols., 1996; Arkoosh y cols., 1998; Bakke y Harris, 1998; Eklöv y cols., 1999; Burkhardt-Holm y cols., 2002; Hendry y cols., 2003).

En los peces ciprínidos, la gran mayoría de las enfermedades producidas por el medio ambiente es causada, directa o indirectamente, por las actividades humanas (Hoole y cols., 2001), aunque el nivel de tolerancia varía entre las distintas especies (de Kinkelin y cols., 1991; Armstrong y cols., 2003). El barbo, por ejemplo, es una de las especies más resistentes al deterioro del medio donde vive (Martín Jiménez, 2006; Velasco y cols., 2006). Dentro de la cuenca del Duero, sin embargo, la contaminación está afectando al crecimiento de ciertas especies, como la boga del Duero (Barceló Culebras y García de Jalón, 1986), al tamaño de las poblaciones de varias especies de ciprínidos autóctonos (Carmona y Doadrio, 2000), a la calidad de sus zonas de freza (Doadrio, 2002), y al desarrollo de los alevines (Fernández San Juan, 1995).

#### **2.1.2.4. El medio acuático continental orientado a la producción de peces**

Las piscifactorías, instalaciones dedicadas a la producción piscícola, poseen una serie de características que afectan a la biología de los peces. Mientras que en el medio natural, los peces tienen cierta libertad, moviéndose en busca de las condiciones más adecuadas, e incluso desplazándose hacia áreas más templadas para aumentar su tasa de respuesta inflamatoria (Roberts, 2001), en condiciones de cultivo, las oportunidades para escoger dichas condiciones ambientales son limitadas (Roberts, 2001). En los estanques, su capacidad para alejarse de condiciones perjudiciales y acceder a las fuentes de alimento son limitados y los peces están sometidos a una mayor frecuencia de manejo (Munro, 1990).

A medida que responden a los cambios en las condiciones ambientales, los peces, como el resto de los vertebrados, exhiben estrés adaptativo, en un intento de mantener la constancia relativa de las características de su sangre (homeostasis) (Hoar, 1983). En estas situaciones, se ponen en marcha mecanismos fisiológicos (Síndrome General de Adaptación) (Roberts, 1981; Reddy y Leatherland, 1998) caracterizados por un activación del sistema neuroendocrino y la liberación de catecolaminas y corticosteroides (respuesta primaria aguda), aumento de la frecuencia cardíaca, de la absorción de oxígeno y movilización de energía (respuesta secundaria crónica) y, finalmente, se produce una inhibición del crecimiento, disminución de la capacidad reproductiva e inmunodepresión (respuesta terciaria crónica) (Reddy y Leatherland, 1998).

El estrés es un componente inevitable en la acuicultura intensiva, donde se producen situaciones de frecuente manejo, tratamientos con medicamentos, sobrepoblación y deterioro de la calidad de agua, factores que muchas veces tienen

un carácter aditivo (Barton y cols., 1987). Sin duda, esto es también frecuente en la cigricultura (Hoole y cols., 2001).

Como se ha descrito anteriormente, el medio ambiente acuático está compuesto por una amplia variedad de características, todas las cuales tienen potencialmente una influencia en el mantenimiento de la homeostasis (Roberts, 2001). Cada especie tiene un perfil idóneo de parámetros de calidad de agua (Tabla 2.2), de manera que cuando los niveles están fuera del rango, o cuando los parámetros cambian de forma rápida, los peces sufren estrés. Sin embargo, y siempre y cuando se aproximen muy lentamente a dichos límites, los peces se pueden adaptar y sobrevivir (Branson, 2000).

Tabla 2.2. Parámetros de calidad de agua para ciprínidos, según la Directiva de la Comunidad Económica Europea para peces de aguas continentales (*Freshwater Fish Directive of the European Economic Community; EEC, 1978*)

Parámetro de calidad del agua	Estándar para ciprínidos
Temperatura	Máximo: 28°C (= temperatura máxima permitida en el límite de la zona de mezcla durante más del 98% del tiempo)
pH	Rango: 6-9
Nitritos	Máximo: 0,03 mg/l NO <sub>2</sub> (valor de referencia)
Amonio no ionizado	Máximo: 0,005 mg/l NH <sub>3</sub> (valor de referencia)
Amonio total	Máximo: 0,2 mg/l NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (valor de referencia)
Oxígeno disuelto (DO)	Mínimo (50% de las muestras de agua): 8 mg/l O <sub>2</sub> Mínimo (100% de las muestras de agua): 5 mg/l O <sub>2</sub> (valores de referencia)
Demanda biológica de oxígeno (DBO)	Máximo: 6 mg/l O <sub>2</sub> (valor de referencia)
Cloro residual total	Máximo: 0,005 mg/l HOCl

Otro factor estresante muy común es la sobrepoblación (Branson, 2000), situación bajo la que se produce una disminución en el crecimiento y una mayor presentación de enfermedades, bien debidas a la alta densidad *per se*, o a los problemas concomitantes de calidad de agua (Kebus y cols., 1992). Munro (1990) pone de manifiesto que la densidad de cultivo está determinada en la mayoría de los casos por la incidencia de enfermedades. También en este caso, los peces pueden adaptarse a las altas densidades de cultivo (Meade y cols., 1985; Blackburn y Clark, 1990).

Los agentes estresantes comúnmente encontrados en las piscifactorías pueden inhibir el sistema inmune de los teleósteos, haciéndoles menos resistentes a las infecciones por parásitos (Edemeyer, 1970). Cuando un pez estresado produce altos niveles de cortisol y otras hormonas, éstas afectan a la síntesis de inmunoglobulinas y otros mediadores intercelulares, mientras que las catecolaminas se piensa que suprimen la actividad de los macrófagos (Reddy y Leatherland, 1998). Un estudio llevado a cabo por Woo y cols. (1987) demostraban que la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), a la que experimentalmente se le había inyectado cortisol, era más susceptible al parásito *Cryptobia salmositica* y presentaba menores títulos de anticuerpos que el grupo control.

La susceptibilidad al estrés es muy variable, incluso entre las distintas especies de peces, su estado de desarrollo o la estación del año (Reddy y Leatherland, 1998). Por lo tanto, la resistencia a las enfermedades también puede cambiar con la fase de desarrollo, como se observa en el proceso de esmoltificación de algunos salmónidos, durante el cual, se ha observado, son menos resistentes a la vibriosis (Maule y cols., 1987).

## 2.2. Caracterización del área de estudio

Según la Directiva Marco del Agua (Directiva 2000/60/CE), la clasificación de las aguas superficiales se puede realizar atendiendo a diferentes criterios biogeográficos e hidromorfológicos. Por su parte, González del Tánago y García de Jalón (2006) proponen un sistema de caracterización de los ríos españoles basado en criterios hidromorfológicos y ecológicos, en el que se contemplan diferentes escalas relacionadas con la provincia biogeográfica, la cuenca vertiente, el segmento fluvial y el tipo de hábitat. Estos son los criterios aplicados en el presente estudio.

### 2.2.1. La Submeseta Norte

La Península Ibérica se encuentra localizada en el extremo sur de Europa, como puente entre el viejo continente y África. La existencia del sistema montañoso de los Pirineos y el estrecho de Gibraltar le confieren unas características biogeográficas exclusivas. En su territorio, y en base a varios criterios (climatológicos, geológicos, geográficos e hidrológicos), se reconocen varias provincias biogeográficas: Castilla y León pertenece a la Provincia Mediterránea Ibérica Occidental y Central (Rivas Martínez y cols., 2002).

Geológicamente, su territorio (94.147 km<sup>2</sup>) está formado por la submeseta norte y las cordilleras circundantes; esta orla montañosa, con un mayor régimen de precipitaciones, y ríos de gran poder erosivo, ha ido rellenando, por sedimentación, la meseta interior. La parte central está formada por un relieve de llanuras escalonadas (700-1.000 m), mientras que un tercio de la cuenca se sitúa entre los 1.000 y 1.200 m (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007).

Esta elevada altitud media, y el aislamiento geográfico de la influencia del mar, condicionan su clima, mediterráneo aunque marcadamente continental. Las precipitaciones (615 mm de media anual) son deficitarias en cuanto a las necesidades ecológicas (evapotranspiración 675-750 mm/año), irregulares en cuanto a su cuantía anual, y desiguales respecto a su distribución espacial. Es un clima de marcada estacionalidad, con veranos cortos, relativamente frescos (temperatura máxima  $\leq 31^{\circ}\text{C}$ ) y de acusada aridez, debido a la influencia del anticiclón de las Azores, y donde se producen oscilaciones diurnas de 15-20°C debido a la altitud. Mientras que las estaciones intermedias son prácticamente inexistentes, en el centro del invierno, de larga duración, la región cae dentro del área de circulación anticiclónica y continental, que da lugar a un frío intenso (temperaturas inferiores a  $-14^{\circ}\text{C}$ ) y a un mínimo secundario de precipitaciones (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007).

Desde el punto de vista socioeconómico, es una región de baja densidad de población (26,5 habitantes/km<sup>2</sup>), con numerosos municipios de menos de 1.000 habitantes, y escasos con más de 50.000. En su área central se localizan las principales poblaciones, la industria y la mayor parte de la producción agraria (García Asenjo, 2007).

## 2.2.2. La Cuenca del Duero

---

La superficie de la Comunidad se distribuye en cuatro cuencas hidrográficas principales: Duero (82% de la superficie), Ebro (8%), Norte-Sil (6%) y Tajo (4%), formando una red hidrográfica densa y abundante, con más de 50.000 km de cauces.

La cuenca del Duero, con un área vertiente de 78.000 km<sup>2</sup>, está formada, geológicamente, por la gran depresión miocena de la submeseta septentrional, y está orientada en dirección ENE-OSO (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007). El este de la cuenca es principalmente arcilloso (materiales sedimentarios detríticos) y calizo en menor proporción (materiales sedimentarios carbonatados), mientras que el oeste es mayoritariamente silíceo (rocas plutónicas y metamórficas del zócalo hercínico) (Gutiérrez Elorza, 1994), lo que condiciona la mineralización de sus aguas, moderada en el primer sector y escasa en su tramo final (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007). Desde el punto de vista administrativo pertenece, en su parte española, a la Demarcación Hidrográfica del Duero (Real Decreto 125/2007).

El río Duero, su cauce principal, es el segundo río de la Península en longitud, con 913 km (desde su nacimiento en las Fuentes del Duero, en los Picos de Urbión-Soria-hasta su desembocadura en Portugal) y en caudal, 570 m<sup>3</sup>/seg. Desde un punto de vista hidrológico, es el de mayor aportación, con 14.000 hm<sup>3</sup>/seg. Su régimen de caudales se caracteriza por una irregularidad interanual media, con un nivel de aguas altas (crecidas) desde enero hasta marzo, y con unos estiajes profundos entre agosto y septiembre (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007).

## 2.2.3. Características ecológicas de los puntos de muestreo

---

Los ríos muestreados son ríos de montaña media, que drenan cuencas relativamente pequeñas, y con características hidrográficas homogéneas. Nacen entre los 1.000 y 2.000 m de altitud, y su régimen de caudales es pluvionival, con una marcada irregularidad interanual. Son, además, ríos de meseta, caracterizados por estiajes mucho menos marcados respecto a los de la vertiente mediterránea, y con máximos caudales al final del invierno, y valores mínimos a finales del verano (Flores Hernández, 2004; García Asenjo, 2007). La temperatura media anual del agua es cercana a los 12°C, con oscilaciones desde los 5°C (mes más frío) hasta los 20°C (mes más cálido).

De todos los tramos muestreados, y según criterios geomorfológicos (Rosgen, 1994; 1996), los puntos (definidos en el **Capítulo 1**) *Uc-A* y *Rev* corresponden a tramos altos o de piedemonte, mientras que los puntos *Uc-M*, *Arl*, *Dur* y *Er* son tramos medios o de llanura. Todos presentan un régimen de caudales permanente, con escorrentías predecibles y con oscilaciones estacionales. A continuación se detallan sus características ambientales.

### 2.2.3.1. Punto de muestreo *Rev* (río Revinuesa)

El río Revinuesa nace en la vertiente este de la sierra de Urbión (Soria), a 2.228 m de altitud, fruto de una laguna de origen glaciar, y desemboca en el embalse de La Cuerda del Pozo. Durante sus 12 km de cauce irregular, y de carácter estacional, discurre encajado en un valle, en una región constituida por materiales de origen detrítico y calizo. El rasgo climático diferencial de la zona deriva de su elevada altitud y se caracteriza por la irregularidad de las precipitaciones y su influencia

glaciar, lo que determina el régimen pluvionival del río. El terreno es rico en silíceo, por lo que la vegetación dominante es el pino (IGME, 1988).

El punto de muestreo (*Rev*) (Figura 2.3), situado a unos 1.107 m de altitud, está constituido fundamentalmente por saltos y pozas, con un lecho formado por grandes rocas, cantos rodados, grava y, debido a la construcción de una playa artificial en uno de los márgenes del río, también arena.

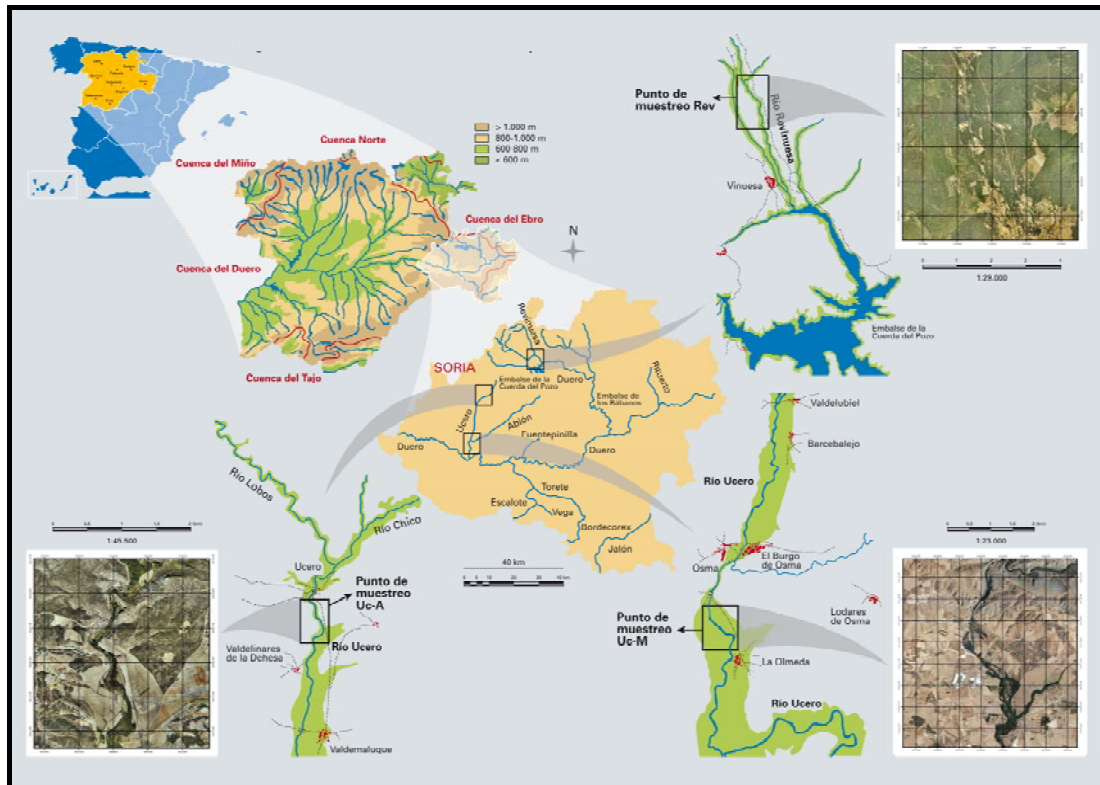


Figura 2.3. Puntos de muestreo de la provincia de Soria (*Rev*, *Uc-A* y *Uc-M*)

### 2.2.3.2. Punto de muestreo *Uc-A* (río Ucero, tramo alto)

El río Ucero nace en las estribaciones meridionales de la Cordillera Ibérica, de la unión de los ríos Lobos (que nace en territorio burgalés) y Chico (que nace al norte del municipio soriano de Talveila) (IGME, 1981). Durante su recorrido, es alimentado por las aguas procedentes de acuíferos de zonas calizas, con suministros de agua continuos y homeotermos. Su caudal, sin embargo, varía considerablemente a lo largo del año, con un máximo nivel en enero y un mínimo en agosto, coincidiendo con el mínimo y máximo de temperaturas del agua (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989).

El punto de muestreo (*Uc-A*) (Figura 2.3), situado a unos 980 m de altitud, es un tramo fluvial constituido por rápidos y remansos, con un lecho formado por rocas, piedras de diferentes tamaños y gravas.

Como característica distintiva, es destacable el buen estado de su vegetación acuática y de ribera, que tienen una influencia muy positiva sobre las comunidades de peces. La vegetación acuática, formada por macrófitas, actúa como un sistema de depuración de las aguas, debido a su gran consumo de nitrógeno y fósforo; por su parte, la vegetación de ribera, reduce la erosionabilidad de los márgenes del río, contribuye a su regulación hídrica y a la estabilidad del ecosistema (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

### 2.2.3.3. Punto de muestreo *Arl* (río Arlanza)

El río Arlanza nace en la vertiente meridional de la sierra del Neila (provincia de Burgos), y fluye en dirección oeste hasta confluir con el río Arlanzón. Entre Hortigüela y Puentedura describe varios meandros y encaja su cauce al abrirse paso por las estribaciones de la sierra de las Mamblas (Flores Hernández, 2004), en una zona constituida por materiales mesozoicos (calizas, margas, areniscas y arcillas) cubiertos por sedimentos terciarios pertenecientes a la cuenca del Duero (IGME, 1978).

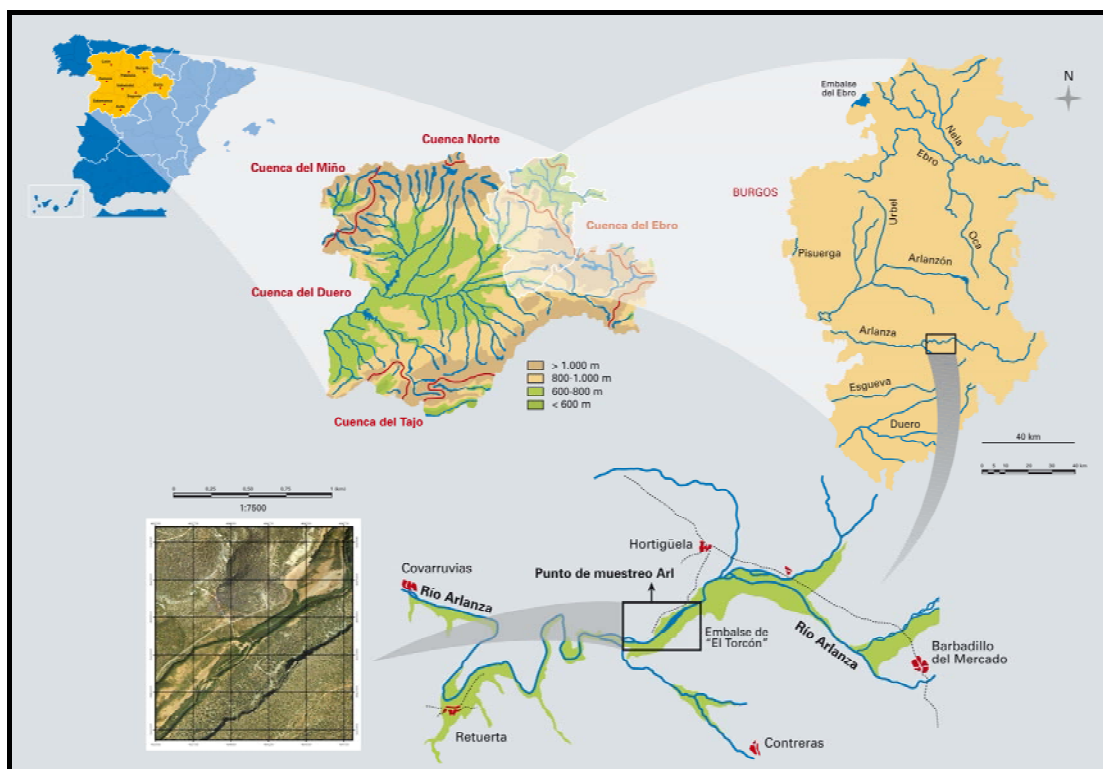


Figura 2.4. Punto de muestreo de la provincia de Burgos (*Arl*)

El punto de muestreo (*Arl*) (Figura 2.4), localizado a unos 960 m de altitud, se corresponde con la llamada zona de transición al barbo. Es un tramo fluvial constituido por rápidos y remansos, situado aguas abajo del pequeño embalse de El Torcón, cuya construcción ha producido alteraciones en el ecosistema, su ictiofauna y parasitofauna.

### 2.2.3.4. Punto de muestreo *Dur* (río Duratón)

El río Duratón nace en el término municipal de Somosierra (Madrid), por la confluencia del arroyo de las Pedrizas y el de la Peña, en las faldas de la peña Cebollera (sierra de Ayllón). Después de ser embalsado en Las Vencías, riega Fuentidueña (Segovia), para desembocar en la margen izquierda del río Duero, junto a Peñafiel (Valladolid).

Geológicamente, esta región forma parte de la Depresión del Duero, en su confluencia con el Sistema Central y está formada por materiales sedimentarios y detríticos de origen continental, carbonatados de origen marino, así como por arenas, arcillas y gravas. La región, situada entre los 900 y 1.000 m de altitud, únicamente interrumpida por valles fluviales, es eminentemente agrícola, con una

población dedicada mayoritariamente a la actividad forestal (pino) y a la ganadería porcina (IGME, 2007).

El punto de muestreo (*Dur*) (Figura 2.5), situado pocos kilómetros aguas abajo de la presa hidroeléctrica de Las Vencías, a 865 m de altitud, es un tramo fluvial constituido por rápidos continuos, y con un lecho formado por cantos redondeados y gravas. Al igual que el punto de muestreo del río Ucero (*Uc-A*), la ribera se encuentra en buen estado, y la vegetación acuática es abundante.

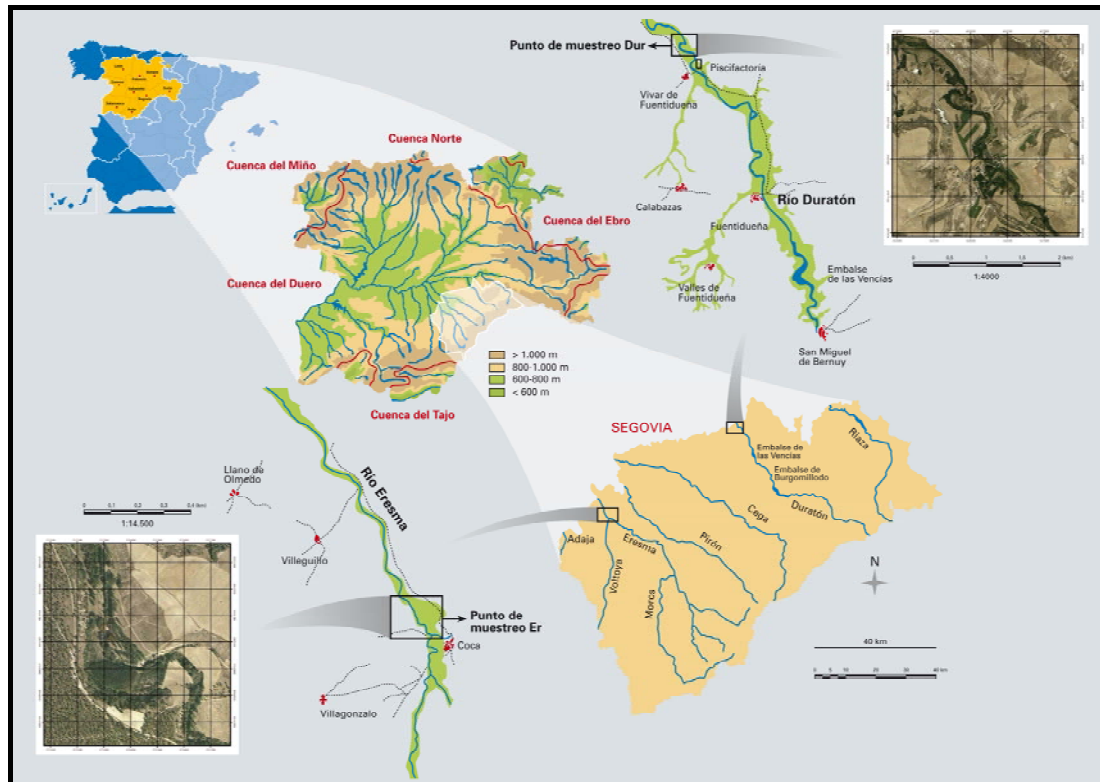


Figura 2.5. Puntos de muestreo de la provincia de Segovia (*Dur* y *Er*)

### 2.2.3.5. Punto de muestreo *Er* (río Eresma)

El río Eresma nace en la Sierra de Guadarrama, de la confluencia de varios arroyos, y discurre en dirección norte, pasando por la ciudad de Segovia. Tras recoger las aguas de sus principales afluentes, el Moros y el Voltoya, desemboca en el Adaja (Valladolid). Por la región por la que discurre, con un relieve poco accidentado, a una altura de 720 a 880 m, se encaja esta red fluvial que da lugar a angostos valles de laderas escarpadas. La zona está situada en la gran cuenca intramontana del Duero, rellena por materiales de origen continental, en la que dominan ambientes sedimentarios (fluviales y aluviales). Sobre las depresiones se han depositado sedimentos de ciénagas, lagunas y playas, debidos al desbordamiento rápido de los ríos. Sobre la superficie de la región se sitúan importantes acumulaciones eólicas, fijadas al terreno por extensos pinares (IGME, 1982a).

El punto de muestreo (*Er*) (Figura 2.5), situado a unos 787 m de altitud, es un tramo fluvial constituido por rápidos, remansos y numerosos meandros y playas. El lecho del río es principalmente arenoso, y su cauce sufre marcadas oscilaciones estacionales.

El río Eresma en este tramo es un ejemplo típico de río mediterráneo con fuertes oscilaciones estacionales en su caudal (inundaciones y sequías).



### 2.2.3.6. Punto de muestreo *Uc-M* (río Ucero, tramo medio)

A varios kilómetros río abajo del punto de muestreo del tramo alto del Ucero (*Uc-A*), se ha muestreado un tramo con una serie de peculiaridades ambientales respecto al anterior. Después de pasar por el municipio del Burgo de Osma (Soria), una localidad de 3.600 habitantes, y de atravesar varias localidades rurales, el río discurre lentamente por una zona llana con vocación agrícola y ganadera. En su curso, su caudal es regulado por un pequeño embalse, para circular libremente de nuevo.

*Uc-M* (Figura 2.3) es un tramo fluvial situado a unos 956 m de altitud, constituido por rápidos y continuos, y cuyas aguas han experimentado la influencia negativa de la actividad humana en forma de contaminación de origen urbano y agrícola.

### 2.2.3.7. Punto de muestreo *Pisc* (Piscifactoría, sistema acuático artificial)

Se halla en una zona situada en el borde suroccidental de la Depresión del Duero, entre los 790 y los 940 m de altura, y en la que predominan los materiales terciarios (areniscas y arcillas). En esta región, las aguas son drenadas principalmente por el río Tormes, del que parten numerosos canales cuya arteria principal, el canal de Villagonzalo, riega los numerosos núcleos poblacionales dedicados a la agricultura (IGME, 1982b).

La piscifactoría de tencas (punto de muestreo *Pisc*) está situada en el término municipal de Machacón (Figura 2.6), a 13 km de Salamanca y a 810 m de altitud. El agua que recorre sus instalaciones procede, principalmente, de un pozo artesiano, y en menor medida del canal de Villagonzalo. Sus lagunas están construidas de cemento, con un sustrato cubierto parcialmente de tierra, y abundante vegetación acuática. El sistema de producción se puede considerar como semi-intensivo, con una fase de engorde en la que los peces se alimentan fundamentalmente a partir de la productividad natural de los propios estanques.

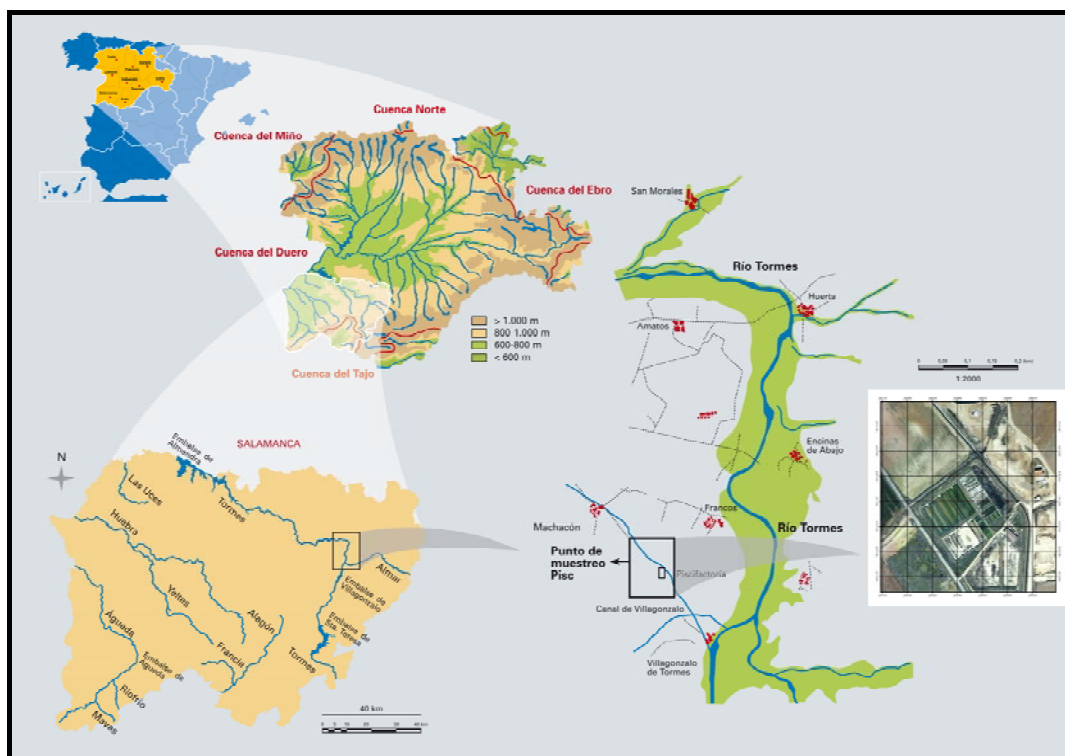


Figura 2.6. Punto de muestreo localizado en la provincia de Salamanca (*Pisc*)

## 2.3. Recogida de muestras de agua

En cada muestreo realizado, se recogió una muestra de 500 ml de agua, un volumen lo suficientemente pequeño como para ser transportado con facilidad y manipulado en el laboratorio, pero sin dejar de representar con exactitud las condiciones del medio del que procedía (Clesceri y cols., 1992). La toma de muestra se realizó en la zona intermedia del río (o del estanque, en el caso de la piscifactoría), evitando poner en suspensión los sedimentos del medio (Riolobos y cols., 2002).

Posteriormente, después de su correcto etiquetado, las muestras destinadas a su análisis físico-químico se transportaron en envases de plástico, y las destinadas a su análisis microbiológico en botes de vidrio borosilicato estéril.

Debido a que eran muestras sobre las que se iba a determinar su contenido en compuestos inorgánicos (nutrientes), se tuvo especial cuidado en su conservación. Para ello, fueron transportadas al laboratorio en condiciones de refrigeración, y fueron analizadas en un período máximo de 24 h (Rodríguez y cols., 2000; Riolobos y cols., 2002). Antes de proceder a su análisis, se agitaron con el fin de conseguir su homogeneidad.

## 2.4. Recogida de datos *in situ*

Simultáneamente a la recogida de muestras, mediante observación directa se tomaron datos relativos a las características del punto de muestreo y medioambientales, y se midieron algunos parámetros de calidad físico-química del agua.

### 2.4.1. Características del punto de muestreo

---

Se anotaron algunas variables que al final del estudio formarían parte del análisis estadístico y epidemiológico (tramo de río, estación del año), y otros datos sobre las características del punto de muestreo que podrían ser útiles en la caracterización del mismo, pero que no formarían parte del análisis (características hidrológicas del tramo, presencia de vegetación acuática o de ribera, tipo de lecho de río, etc.).

### 2.4.2. Parámetros físico-químicos del agua

---

Debido al cambio que sufren algunos parámetros en la muestra de agua tiempo después de su recogida, es necesario hacer las mediciones de los mismos *in situ*. Se midieron de esta manera, utilizando aparatos electrónicos dotados del electrodo adecuado, los siguientes parámetros: la conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) se midió con un conductivímetro (portátil 524, con compensador automático de temperatura, Crison); el pH (unidades de pH) se midió con un pH-metro (portátil 507, con medición simultánea de mV y medición y compensación de temperatura, Crison); la turbidez (unidad normalizada de turbidez, FTU, equivalente a unidad nefelométrica de turbidez, NTU) con un turbidímetro portátil (HI93703, Hanna); y el oxígeno disuelto ( $\text{mg}/\text{l}$ ) y la temperatura del agua ( $^{\circ}\text{C}$ ) se midieron con un oxímetro portátil (OXI 330i, con electrodo de OD CellOx 325, Crison).

## 2.5. Metodología analítica

### 2.5.1. Determinación de la calidad físico-química de las aguas

---

#### 2.5.1.1. Parámetros estimados mediante Valoraciones Titramétricas

Se utilizaron kits comerciales para la determinación volumétrica de las concentraciones (expresadas en mg/l) de alcalinidad (Visocolor AL7, Macherey-Nagel) y dureza (Aquamerck 1.08011.0001, Merck).

#### 2.5.1.2. Parámetros estimados mediante Fotometría

Se utilizó un fotómetro portátil (Filter Photometer PF-11, Macherey-Nagel) y diferentes kits comerciales (Visocolor ECO, Macherey-Nagel) con el fin de determinar las concentraciones (expresadas en mg/l) de amonio (Ammonium Test, 0,2-3 mg/l  $\text{NH}_4^+$ ), nitritos (Nitrit Test, 0,02-0,5 mg/l  $\text{NO}_2^-$ ), nitratos (Nitrat Test, 4-120 mg/l  $\text{NO}_3^-$ ) y fosfato total (Phosphat Test, 0,2-5 mg/l  $\text{PO}_4\text{-P}$ ).

### 2.5.2. Estudio de la calidad microbiológica de las aguas

---

Para el estudio de la calidad microbiológica de las aguas se siguieron los protocolos de trabajo marcados por el RD 1138/1990 por el que se aprueba la Reglamentación Técnico Sanitaria para el abastecimiento y control de aguas potables para consumo humano, y aquellas encontradas en la bibliografía consultada (Rodier, 1981; Pérez y Espigares, 1995).

#### 2.5.2.1. Recuento de coliformes totales, coliformes fecales y estreptococos fecales

La determinación cuantitativa de estos grupos de microorganismos se realizó por el método de filtración por membrana y posterior siembra en medios de cultivo sólidos a una temperatura adecuada para cada uno de ellos (RD 1138/1990). Este método consiste en hacer pasar un volumen de 100 ml de muestra problema a través de un filtro de membrana estéril (acetato de celulosa), de 47 mm de diámetro y un tamaño de poro de 0,45  $\mu\text{m}$  (Millipore), colocado sobre un soporte o portafiltros estéril (rampa de filtración múltiple de acero inoxidable de tres puestos con soportes Microfil®, MIAC 03P 01 Millipore; embudo de plástico estéril de 100 ml en cada puesto, Millipore) y con ayuda de una bomba de microfiltración (Sistema Microfil®, Millipore).

Debido a que las muestras procedían de aguas superficiales sin tratar, el número de bacterias existentes en 100 ml podría variar desde varias decenas hasta cientos de miles. Por ello se hizo necesario, en nuestro caso, trabajar con diluciones 1/100 (con agua destilada estéril) para la determinación de coliformes totales y 1/10 para el recuento de coliformes fecales y estreptococos fecales.

Los medios de cultivo selectivos y las temperaturas de incubación utilizadas fueron las siguientes:

- a) Medio mEndo Agar (Difco™), para recuento de coliformes totales, en el que las colonias desarrolladas presentaban un color rojo con reflejos metálicos. La incubación se realizó a  $37 \pm 1^\circ\text{C}$  durante  $24 \pm 2$  h.

- b) Medio mFC Agar (Difco™), para recuento de coliformes fecales, en el que las colonias desarrolladas presentaban un color azul. La incubación se realizó a  $44 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$  durante  $24 \pm 2$  h.
- c) Medio Slanetz-Barley (Cultimed), para el recuento de estreptococos fecales, cuyas colonias presentaban un color ladrillo o rojizo. La incubación se realizó a  $37 \pm 1^{\circ}\text{C}$  durante  $48 \pm 3$  h.

El resultado final se expresó en ufc (unidades formadoras de colonias) presentes en 100 ml de agua.

Las muestras fueron procesadas en un plazo inferior a 48 h desde su recogida, en todos los parámetros de calidad microbiológica analizados.

### 2.5.2.2. Recuento de aerobios totales

Para su determinación se depositaron 1, 0,5 y 0,1 ml de la muestra a analizar en placas de Petri estériles. Éstas se sembraron por duplicado mediante siembras en profundidad con 20 ml de agar nutritivo Plate Count Agar (Cultimed) previamente preparado y esterilizado. Una vez sembradas las placas se agitaron mediante movimientos circulares para favorecer la homogeneización y el crecimiento disperso de las colonias. Tras una incubación a  $22 \pm 2^{\circ}\text{C}$  durante  $72 \pm 3$  h y a  $37 \pm 1^{\circ}\text{C}$  durante  $48 \pm 3$  h se calculó el número de bacterias mesófilas totales por ml a  $22$  y  $37^{\circ}\text{C}$ , respectivamente.

### 2.5.2.3. Recuento de anaerobios sulfito-reductores

Se tomaron 20 ml de cada muestra en tubos de vidrio de borosilicato (PYREX®) previamente esterilizados. Para destruir las formas vegetativas, cada una de las muestras fue tratada en un baño termorregulado a  $80^{\circ}\text{C}$  durante 15 min, dejándolas enfriar hasta  $45^{\circ}\text{C}$ . Cada una de las muestras se filtró (según el método explicado para coliformes y estreptococos) y el filtro se colocó posteriormente en el fondo de una placa Petri (de 50 mm de diámetro). El medio de cultivo Sulfito-Polimixina-Sulfadiacina Agar (SPS) (Cultimed), previamente preparado y esterilizado se vertió sobre cada placa, cubriéndola completamente y dejando el filtro en el fondo, en condiciones de anaerobiosis. Tras un período de incubación de 48 h a  $37 \pm 1^{\circ}\text{C}$  se contó el número de colonias negras desarrolladas, sin tener en cuenta las colonias puntiformes. El resultado se expresó como número de esporas de clostridios sulfito-reductores en 20 ml.

Con objeto de evitar la dificultad del recuento en aquellas muestras en las que se desarrolló una gran cantidad de colonias, se efectuó una primera lectura a las 24 h de incubación, valorando ésta como resultado aproximado.

## 2.6. Resultados y discusión

### 2.6.1. Calidad físico-química y microbiológica del agua

Se tomó un total de 49 muestras de agua, 5 en la piscifactoría y 44 en los ríos, correspondiendo 24 a los tramos medios y 20 a los tramos altos.

El número de muestreos realizados en función de los distintos puntos seleccionados y de las estaciones de año, así como los valores medios de cada uno de los parámetros para el conjunto de los datos, se pueden consultar en el Anexo 2.1 (Tablas A2.1 y A2.2).

### 2.6.1.1. Parámetros físico-químicos

En la Tabla 2.3 se muestran los promedios globales de la calidad físico-química de las muestras de agua recogidas en este estudio, mientras que los resultados desglosados espacial y temporalmente se han incluido en el Anexo 2.2.

Tabla 2.3. Calidad físico-química de agua en todas las muestras recogidas (media  $\pm$  DE)

Parámetro	Valor	Parámetro	Valor
Temperatura (°C)	13,03 $\pm$ 4,30	Alcalinidad (mg/l)	160,68 $\pm$ 87,90
Oxígeno disuelto (ppm)	9,48 $\pm$ 2,21	Dureza (mg/l)	170,08 $\pm$ 87,11
pH	7,65 $\pm$ 0,87	Amonio (mg/l)	0,094 $\pm$ 0,097
Conductividad ( $\mu$ S.cm <sup>-1</sup> )	240,34 $\pm$ 139,52	Nitritos (mg/l)	0,084 $\pm$ 0,111
Turbidez (FTU)	6,71 $\pm$ 12,47	Nitratos (mg/l)	5,98 $\pm$ 4,19
		Fosfatos (mg/l)	0,53 $\pm$ 0,51

La **temperatura** medida del agua mostró variaciones significativas temporales, registrándose las más altas siempre en el verano (Tabla A2.3) y espaciales, con el valor medio más alto en los tramos medios de los ríos (Tabla A2.4). El valor máximo (25°C) se registró un verano en la piscifactoría. Nunca superó los valores máximos establecidos por la legislación (Directiva 2006/44/CE y RD 927/1988).

El **oxígeno disuelto** ha variado significativamente en las distintas estaciones del año, presentándose siempre los valores más altos en el otoño (Tabla A2.5). El valor mínimo (4,4 mg/l), por debajo del valor guía recomendado (Directiva 2006/44/CE y RD 927/1988), se registró en verano en el punto de muestreo *Uc-M*, si bien fue la única ocasión en la que se midió un valor por debajo de 5,0 mg/l.

Los valores de **pH** muestran variaciones espaciales significativas en el conjunto de los datos, registrándose los mayores valores en la piscifactoría (Tablas A2.6 y A2.7) y en los tramos medios (Tablas A2.8 y A2.9). En la piscifactoría, en cuatro ocasiones se registraron valores por encima de lo exigido por la legislación (Directiva 2006/44/CE y RD 927/1988), llegando a un máximo de 10,37.

La **conductividad**, medida en el conjunto de los datos, muestra variaciones espaciales significativas, registrándose los mayores valores en los tramos medios de los ríos (Tablas A2.10 y A2.11). El valor máximo (437  $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>) se midió en el punto *Uc-A*.

La **turbidez**, medida en el conjunto de los datos, es un parámetro que ha mostrado variaciones espaciales significativas, registrándose los valores más altos en los tramos medios (Tablas A2.12 y A2.13). En los tramos altos de los ríos también se han registrado variaciones temporales significativas, con los valores más altos en la primavera (Tabla A2.14). El valor máximo (75 FTU) se midió en el punto *Arl*.

La **alcalinidad**, medida en el conjunto de los datos, muestra variaciones espaciales significativas, registrándose los valores más altos en el punto de muestreo *Uc-M*, tanto si lo comparamos en el *Uc-A* (Tabla A2.15) como respecto al resto de los puntos muestreados (Tabla A2.16). El valor máximo (305 mg/l) se midió en el punto *Uc-M*.

Lo mismo ocurre con la **dureza** que, medida en el conjunto de los datos, muestra variaciones espaciales significativas, registrándose los valores más altos en el punto de muestreo *Uc-M*, tanto si lo comparamos en el *Uc-A* (Tabla A2.17) como respecto al resto de los puntos muestreados (Tabla A2.18). El valor máximo (306 mg/l) se midió en el punto *Uc-M*.

En el conjunto de los datos, existen diferencias significativas entre los valores de **amonio ionizado** medidos en los distintos tramos de los ríos, registrándose los valores más altos en los tramos medios (Tablas A2.19 y A2.20). Los valores más altos se registraron en el *Uc-M* (0,5 mg/l), *Arl* (0,4 mg/l) y *Er* (0,3 mg/l).

También existen diferencias significativas entre los valores de **nitritos** medidos en los distintos tramos de los ríos, registrándose los valores más altos en los tramos medios (Tabla A2.21 y A2.22). Los valores más altos se midieron en el *Dur* (0,28 mg/l), *Arl* (0,11 mg/l) y *Uc-A* (0,04 mg/l).

Los valores de **nitratos**, medidos en el conjunto de los datos, muestran significativamente mayores valores en los ríos que en la piscifactoría (Tabla A2.23), en los tramos medios (frente a los tramos altos) (Tabla A2.24) y, dentro de los distintos puntos de muestreo, en el punto *Er* (Tablas A2.25). El valor máximo (21 mg/l) se midió en el punto *Dur*.

En el conjunto de los datos, los valores significativamente mayores de **fosfatos** se han registrado en los tramos medios (frente a los tramos altos) (Tabla A2.26), en el tramo medio del río Ucero (*Uc-M*, frente al tramo alto *Uc-A*) (Tabla A2.26) y, entre los distintos puntos de muestreo, en el *Er* (Tabla A2.27). El valor máximo (2 mg/l) se midió en los puntos *Arl*, *Er* y *Rev*.

### 2.6.1.2. Parámetros microbiológicos

Ya que no existen unos niveles guía establecidos por la legislación para la protección o mejora de la vida piscícola (Ruiz-Zarzuela, 2003; Directiva 2006/44/CE);, desde este punto de vista no podemos valorar objetivamente los resultados obtenidos en nuestro trabajo, aunque algunos estudios muestran un vínculo entre el deterioro de la calidad del agua y la parasitación.

En la Tabla 2.4 se muestran los promedios globales de la calidad microbiológica de las muestras de agua analizadas durante el estudio, y los resultados estratificados espacial y temporalmente se incluyen en el Anexo 2.3.

Tabla 2.4. Calidad microbiológica del agua en todas las muestras recogidas (media  $\pm$  DE)

Parámetro	Valor
Aerobios Totales 22°C (ufc/ml)	3855,4 $\pm$ 7760,1
Aerobios Totales 37°C (ufc/ml)	603,3 $\pm$ 897,5
Coliformes Totales (ufc/100 ml)	2854,5 $\pm$ 4392,3
Coliformes Fecales(ufc/100 ml)	1673,4 $\pm$ 2814,0
Estreptococos Fecales (ufc/100 ml)	195,7 $\pm$ 319,7
Clostridios Sulfito Reductores 24 h (ufc/20 ml)	2,4 $\pm$ 12,5
Clostridios Sulfito Reductores 48 h (ufc/20 ml)	4,0 $\pm$ 14,3

En el conjunto de los datos, los valores significativamente mayores de **aerobios totales a 22°C** se han encontrado en los tramos medios (frente a los tramos altos) (Tabla A2.28) y en el punto *Er* (respecto al resto de puntos muestreados) (Tabla A2.29). El valor máximo (49500 ufc/ml) se midió en el punto *Er*.

En el conjunto de los datos, los valores significativamente mayores de **aerobios totales a 37°C** se han registrado en los tramos medios (frente a los altos; y *Uc-M* frente a *Uc-A*) (Tabla A2.30) y en el punto *Arl* (respecto al resto de puntos de muestreo) (Tabla A2.31). El valor máximo (5248 ufc/ml) se midió en el punto *Arl*.

Los recuentos de **coliformes totales**, medidos en el conjunto de los datos, muestran valores significativamente mayores en el conjunto de los ríos (frente a la piscifactoría) (Tabla A2.32) y en el tramo medio del río Ucero (*Uc-M*) (Tablas A2.33 y A2.34). El valor máximo (24000 ufc/100 ml) se midió en el punto *Uc-M*.

Los recuentos de **coliformes fecales**, referidos al conjunto de los datos, muestran los valores significativamente mayores en el conjunto de los ríos (frente a la piscifactoría) (Tabla A2.35) y en el punto *Uc-M* (respecto al resto de los puntos muestreados) (Tabla A2.36). El valor máximo (12000 ufc/100 ml) se midió en el punto *Uc-M*.

Los valores de **estreptococos fecales**, referidos al conjunto de los datos, siempre han sido significativamente más elevados en los tramos medios de los ríos (Tablas A2.37 y A2.38). El valor máximo (1650 ufc/100 ml) se midió en el punto *Uc-M*.

Los recuentos de **clostridios sulfito reductores (CSR) (24 h)** muestran variaciones temporales significativas, siendo siempre mayores sus valores en la primavera (Tabla A2.39). El valor máximo (84 ufc/20 ml) se midió en el punto *Er*.

Al igual que en el caso anterior, los recuentos de **CSR (48 h)** también muestran variaciones temporales significativas, siendo siempre mayores sus valores en la primavera (Tabla A2.40). Además, también muestran variaciones espaciales, registrándose los valores significativamente más elevados en el punto *Er* (Tabla A2.41). El valor máximo (92 ufc/100 ml) se midió en el punto *Er*.

## 2.6.2. Parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua en función de las características temporales

A lo largo del estudio, al estudiar conjuntamente los datos se han registrado variaciones temporales significativas en los niveles de distintos parámetros a lo largo de las distintas estaciones del año. El verano es la estación en la que se han registrado las temperaturas más altas (Tabla 2.5); durante el otoño, los valores más altos de oxígeno disuelto (Tabla 2.6); y en la primavera, los valores más elevados de turbidez (en los tramos altos) (Tabla 2.7), aerobios totales (22°C) (en los ríos) (Tabla 2.8) y CSR (24 h y 48 h) (Tablas 2.9 y 2.10).

Tabla 2.5. Temperatura (°C) del agua en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 12,48 ± 3,99	(n=16) 17,03 ± 2,98	(n=19) 10,07 ± 2,60	<0,001	13,03 ± 4,30
Ríos	(n=13) 11,98 ± 3,66	(n=14) 16,43 ± 2,22	(n=17) 10,42 ± 2,50	<0,001	12,79 ± 3,78
Tramos altos	(n=7) 9,44 ± 2,37	(n=5) 14,18 ± 1,42	(n=8) 9,99 ± 2,52	0,004	10,85 ± 2,91
Tramos medios	(n=6) 14,93 ± 2,44	(n=9) 17,68 ± 1,44	(n=9) 10,80 ± 2,57	<0,001	14,41 ± 3,70
Rev	(n=4) 8,33 ± 2,47	(n=3) 14,73 ± 1,70	(n=4) 9,21 ± 3,27	0,045	10,40 ± 3,68
Dur	(n=2) 14,1 ± 1,27	(n=3) 19,1 ± 0,10	(n=3) 10,40 ± 2,86	0,044	14,59 ± 4,35

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 2.6. Oxígeno disuelto (ppm) en el agua en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 9,09 $\pm$ 1,54	(n=16) 8,19 $\pm$ 1,93	(n=19) 10,80 $\pm$ 2,12	0,002	9,48 $\pm$ 2,21
Ríos	(n=13) 8,85 $\pm$ 1,34	(n=14) 8,14 $\pm$ 2,05	(n=17) 10,42 $\pm$ 1,88	0,006	9,25 $\pm$ 2,04
Tramos altos	(n=7) 9,28 $\pm$ 1,67	(n=5) 9,28 $\pm$ 2,04	(n=8) 10,31 $\pm$ 1,29	0,539	9,74 $\pm$ 1,62

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 2.7. Turbidez (FTU) del agua en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Tramos altos	(n=7) 3,79 $\pm$ 2,86	(n=5) 0,74 $\pm$ 0,65	(n=8) 2,41 $\pm$ 2,26	0,032	2,47 $\pm$ 2,45

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 2.8. Aerobios totales (22°C) (ufc/ml) en el agua en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Ríos	(n=13) 8300,3 $\pm$ 14078,3	(n=14) 4481,4 $\pm$ 3891,0	(n=17) 1214,7 $\pm$ 1429,6	0,046	4255,7 $\pm$ 8112,2

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 2.9. CSR (24 h) (ufc/20 ml) en el agua en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 8,3 $\pm$ 23,2	(n=16) 0,0 $\pm$ 0,0	(n=19) 0,0 $\pm$ 0,0	0,004	2,4 $\pm$ 12,5
Ríos	(n=13) 9,0 $\pm$ 24,1	(n=14) 0,0 $\pm$ 0,0	(n=17) 0,0 $\pm$ 0,0	0,005	2,6 $\pm$ 13,3
Tramos altos	(n=7) 2,8 $\pm$ 6,0	(n=5) 0,0 $\pm$ 0,0	(n=8) 0,0 $\pm$ 0,0	0,143	1,0 $\pm$ 3,6

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 2.10. CSR (48 h) (ufc/20 ml) en el agua en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 12,5 $\pm$ 26,3	(n=16) 0,3 $\pm$ 1,0	(n=19) 1,4 $\pm$ 3,1	0,012	4,0 $\pm$ 14,3
Ríos	(n=13) 13,6 $\pm$ 27,3	(n=14) 0,3 $\pm$ 1,1	(n=17) 1,5 $\pm$ 3,2	0,011	4,5 $\pm$ 15,1
Tramos altos	(n=7) 4,8 $\pm$ 6,9	(n=5) 1,0 $\pm$ 2,0	(n=8) 0,6 $\pm$ 1,5	0,337	2,2 $\pm$ 4,6

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis



## 2.6.3. Parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua en función de las características espaciales

### 2.6.3.1. Ecosistemas naturales (ríos) vs ecosistemas artificiales (piscifactoría)

Cuando comparamos los resultados de calidad de agua obtenidos en el conjunto de los ríos frente a la piscifactoría, podemos observar que, significativamente, los ríos presentan niveles superiores de nitratos, coliformes totales y coliformes fecales (Tabla 2.11).

Tabla 2.11. Calidad físico-química del agua en los ríos y la piscifactoría (media  $\pm$  DE)

	Río (n=44)	Piscifactoría (n=5)	p <sup>MW</sup>	Total (n=49)
T <sup>a</sup>	12,79 $\pm$ 3,78	15,14 $\pm$ 7,88	0,531	13,03 $\pm$ 4,30
OD	9,25 $\pm$ 2,04	11,40 $\pm$ 2,84	0,095	9,48 $\pm$ 2,21
pH	7,42 $\pm$ 0,53	9,62 $\pm$ 0,76	<0,001	7,65 $\pm$ 0,87
Cond	241,08 $\pm$ 146,19	234,00 $\pm$ 65,25	0,719	240,34 $\pm$ 139,52
Turb	6,85 $\pm$ 13,14	5,44 $\pm$ 2,97	0,263	6,71 $\pm$ 12,47
Alc	164,52 $\pm$ 90,60	126,88 $\pm$ 53,60	0,278	160,68 $\pm$ 87,90
Dur	175,91 $\pm$ 88,94	118,8 $\pm$ 48,63	0,278	170,08 $\pm$ 87,11
NH <sub>4</sub>	0,096 $\pm$ 0,101	0,080 $\pm$ 0,067	0,810	0,094 $\pm$ 0,097
NO <sub>2</sub>	0,092 $\pm$ 0,115	0,018 $\pm$ 0,008	0,083	0,084 $\pm$ 0,111
NO <sub>3</sub>	6,36 $\pm$ 4,24	2,60 $\pm$ 1,34	0,022	5,98 $\pm$ 4,19
PO <sub>4</sub>	0,53 $\pm$ 0,53	0,56 $\pm$ 0,29	0,410	0,53 $\pm$ 0,51
AT22°C	4255,7 $\pm$ 8112,2	413,0 $\pm$ 228,3	0,141	3855,4 $\pm$ 7760,1
AT37°C	663,4 $\pm$ 930,0	86,8 $\pm$ 103,9	0,123	603,3 $\pm$ 897,5
CT	3173,9 $\pm$ 4529,0	43,6 $\pm$ 87,4	<0,001	2854,5 $\pm$ 4392,3
CF	1859,8 $\pm$ 2913,8	32,8 $\pm$ 71,1	0,006	1673,4 $\pm$ 2814,0
EF	211,4 $\pm$ 333,3	57,6 $\pm$ 76,9	0,249	195,7 $\pm$ 319,7
CSR 24h	2,6 $\pm$ 13,3	0,0 $\pm$ 0,0	0,732	2,4 $\pm$ 12,5
CSR 48h	4,5 $\pm$ 15,1	0,2 $\pm$ 0,5	0,586	4,0 $\pm$ 14,3

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales (ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Si consideramos únicamente los datos medidos en el conjunto de los ríos, se aprecian variaciones temporales significativas en algunos parámetros de calidad de agua: durante el verano se alcanzan las mayores temperaturas, en el otoño los mayores niveles de oxígeno disuelto, y en primavera los mayores recuentos de microorganismos (aerobios totales a 22°C, CSR 24 h y 48 h) (Tabla 2.12).

Tabla 2.12. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el conjunto de los ríos muestreados en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=13)	Verano (n=14)	Otoño (n=17)	p <sup>KW</sup>	Total (n=44)
T <sup>a</sup>	11,98 $\pm$ 3,66	16,43 $\pm$ 2,22	10,42 $\pm$ 2,50	<0,001	12,79 $\pm$ 3,78
OD	8,85 $\pm$ 1,34	8,14 $\pm$ 2,05	10,42 $\pm$ 1,88	0,006	9,25 $\pm$ 2,04
pH	7,34 $\pm$ 0,66	7,50 $\pm$ 0,47	7,42 $\pm$ 0,50	0,889	7,42 $\pm$ 0,53
Cond	230,75 $\pm$ 145,56	228,69 $\pm$ 147,73	258,57 $\pm$ 152,53	0,640	241,08 $\pm$ 146,19
Turb	8,56 $\pm$ 12,62	3,42 $\pm$ 2,92	8,37 $\pm$ 17,95	0,239	6,85 $\pm$ 13,14
Alc	149,53 $\pm$ 95,79	169,06 $\pm$ 87,30	172,24 $\pm$ 93,40	0,645	164,52 $\pm$ 90,60
Dur	155,08 $\pm$ 96,53	185,14 $\pm$ 86,88	184,24 $\pm$ 87,38	0,595	175,91 $\pm$ 88,94
NH <sub>4</sub>	0,080 $\pm$ 0,079	0,150 $\pm$ 0,150	0,064 $\pm$ 0,023	0,201	0,096 $\pm$ 0,101
NO <sub>2</sub>	0,091 $\pm$ 0,121	0,141 $\pm$ 0,150	0,053 $\pm$ 0,050	0,460	0,092 $\pm$ 0,115
NO <sub>3</sub>	4,77 $\pm$ 3,04	7,79 $\pm$ 5,25	6,41 $\pm$ 3,91	0,187	6,36 $\pm$ 4,24
PO <sub>4</sub>	0,49 $\pm$ 0,45	0,60 $\pm$ 0,58	0,49 $\pm$ 0,56	0,824	0,53 $\pm$ 0,53
AT22°C	8300,3 $\pm$ 14078,3	4481,4 $\pm$ 3891,0	1214,7 $\pm$ 1429,6	0,046	4255,7 $\pm$ 8112,2
AT37°C	608,0 $\pm$ 705,5	1060,6 $\pm$ 1356,3	375,4 $\pm$ 453,0	0,184	663,4 $\pm$ 930,0
CT	1653,4 $\pm$ 2464,2	4102,9 $\pm$ 6168,6	3571,6 $\pm$ 4105,2	0,116	3173,9 $\pm$ 4529,0
CF	885,3 $\pm$ 1216,7	3130,9 $\pm$ 3637,3	1558,2 $\pm$ 2945,5	0,171	1859,8 $\pm$ 2913,8
EF	149,1 $\pm$ 257,6	203,4 $\pm$ 227,0	265,8 $\pm$ 447,9	0,307	211,4 $\pm$ 333,3
CSR 24h	9,0 $\pm$ 24,1	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,005	2,6 $\pm$ 13,3
CSR 48h	13,6 $\pm$ 27,3	0,3 $\pm$ 1,1	1,5 $\pm$ 3,2	0,011	4,5 $\pm$ 15,1

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

La **piscifactoría**, cuando la comparamos frente al conjunto de los ríos, y frente a cada uno de los puntos muestreados en los mismos, presenta valores significativamente mucho más elevados de pH (Tabla 2.11a).

Aunque sólo se han observado diferencias significativas en los valores de nitratos, coliformes totales y coliformes fecales, menores en la piscifactoría que en el conjunto de los ríos, y en los niveles de pH, mayores en la piscifactoría (fruto del encalado de las lagunas), existen otros parámetros que nos revelan las peculiaridades de este ecosistema: la aireación artificial mantiene los valores relativamente altos y constantes de oxígeno disuelto dentro de las lagunas, la elevada producción primaria consume los nutrientes inorgánicos (nitritos y nitratos) y los mantiene en niveles relativamente bajos y el origen artesiano del agua influye sobre el bajo nivel de aerobios y coliformes (Tabla 2.11b).

No se observan variaciones estacionales significativas en los valores medidos para diferentes parámetros de calidad de agua en este punto (Anexo 2.3: Tabla A2.42).

### 2.6.3.2. Tramo de río

En la mayoría de los parámetros físico-químicos del agua se observaron diferencias significativas entre los tramos altos y medios (Tabla 2.13), mientras que, entre los microbiológicos, sólo se observaron diferencias en aerobios y estreptococos (Tabla 2.13).

Tabla 2.13. Calidad físico-química y microbiológica del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramos altos (n= 20)	Tramos medios (n=24)	p <sup>MW</sup>	Total (n=44)
T <sup>a</sup>	10,85 ± 2,91	14,54 ± 4,49	0,004	12,79 ± 3,78
OD	9,74 ± 1,62	9,31 ± 2,52	0,418	9,25 ± 2,04
pH	7,09 ± 0,50	8,02 ± 0,87	<0,001	7,42 ± 0,53
Cond	156,91 ± 152,52	295 ± 99,51	<0,001	241,08 ± 146,19
Turb	2,47 ± 2,45	9,63 ± 15,52	<0,001	6,85 ± 13,14
Alc	134,51 ± 107,10	178,72 ± 68,07	0,139	164,52 ± 90,60
Dur	138,6 ± 103,01	191,79 ± 67,91	0,139	175,91 ± 88,94
NH <sub>4</sub>	0,055 ± 0,034	0,122 ± 0,116	0,001	0,096 ± 0,101
NO <sub>2</sub>	0,018 ± 0,009	0,131 ± 0,125	<0,001	0,092 ± 0,115
NO <sub>3</sub>	3,85 ± 2,16	7,45 ± 4,63	0,003	6,36 ± 4,24
PO <sub>4</sub>	0,36 ± 0,54	0,64 ± 0,46	0,003	0,53 ± 0,53
AT22°C	1984,7 ± 3970,7	5081,0 ± 9328,2	0,007	4255,7 ± 8112,2
AT37°C	186,3 ± 268,7	876,6 ± 1053,8	<0,001	663,4 ± 930,0
CT	1745,4 ± 2046,3	3619,3 ± 5361,6	0,387	3173,9 ± 4529,0
CF	846,5 ± 1486,8	2243,6 ± 3354,0	0,131	1859,8 ± 2913,8
EF	67,4 ± 84,5	284,2 ± 388,0	0,004	211,4 ± 333,3
CSR 24h	1,0 ± 3,6	3,1 ± 15,6	0,609	2,6 ± 13,3
CSR 48h	2,2 ± 4,6	5,1 ± 17,8	0,930	4,5 ± 15,1

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad (µS.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

En los **tramos altos** de los ríos se han registrado variaciones temporales significativas en dos parámetros de calidad de agua: la temperatura es significativamente mayor en verano, mientras que la turbidez aumenta en primavera (Tabla 2.14).

Cuando establecemos comparaciones entre los distintos tramos de los ríos, observamos que existen diferencias en los valores de ciertos parámetros de calidad de agua, que son siempre significativamente mayores en los **tramos medios** para: temperatura del agua, pH, conductividad, turbidez, amonio, nitritos, nitratos, fosfatos, aerobios totales (22°C y 37°C) y estreptococos fecales (Tabla 2.13).

Dentro de los tramos medios de los ríos, existen variaciones estacionales significativas en los valores medidos para diferentes parámetros de calidad de agua: la temperatura es mayor en verano, el oxígeno disuelto es mayor en otoño y el recuento de CSR (24 h y 48 h) aumenta significativamente en primavera (Tabla 2.15).

Tabla 2.14. Calidad físico-química y microbiológica del agua en los tramos altos de los ríos en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera (n=7)	Verano (n=5)	Otoño (n=8)	p <sup>KW</sup>	Total (n=20)
T <sup>a</sup>	9,44 ± 2,37	14,18 ± 1,42	9,99 ± 2,52	0,004	10,85 ± 2,91
OD	9,28 ± 1,67	9,28 ± 2,04	10,31 ± 1,29	0,539	9,74 ± 1,62
pH	6,94 ± 0,59	7,16 ± 0,45	7,16 ± 0,49	0,601	7,09 ± 0,50
Cond	164,83 ± 154,91	102,72 ± 123,26	184,84 ± 175,93	0,400	156,91 ± 152,52
Turb	3,79 ± 2,86	0,74 ± 0,65	2,41 ± 2,26	0,032	2,47 ± 2,45
Alc	131,59 ± 112,47	124,44 ± 115,22	143,35 ± 111,96	0,850	134,51 ± 107,10
Dur	126,00 ± 108,50	136,80 ± 122,48	150,75 ± 99,03	0,637	138,60 ± 103,006
NH <sub>4</sub>	0,042 ± 0,012	0,080 ± 0,067	0,050 ± 0,000	0,098	0,055 ± 0,034
NO <sub>2</sub>	0,157 ± 0,007	0,018 ± 0,008	0,020 ± 0,011	0,785	0,018 ± 0,009
NO <sub>3</sub>	3,14 ± 1,57	3,60 ± 1,67	4,63 ± 2,77	0,549	3,85 ± 2,16
PO <sub>4</sub>	0,18 ± 0,21	0,18 ± 0,11	0,61 ± 0,77	0,103	0,36 ± 0,54
AT22°C	3970,7 ± 6310,1	1963,6 ± 3062,1	508,5 ± 933,4	0,406	1984,7 ± 3970,7
AT37°C	250,0 ± 354,9	236,0 ± 344,3	107,4 ± 124,8	0,678	186,3 ± 268,7
CT	1135,9 ± 1610,4	1808,0 ± 1876,0	2239,6 ± 2545,2	0,684	1745,4 ± 2046,3
CF	642,6 ± 1484,1	1616,4 ± 2230,6	543,8 ± 836,0	0,589	846,5 ± 1486,8
EF	67,9 ± 117,8	95,0 ± 82,9	49,8 ± 51,6	0,450	67,4 ± 84,5
CSR 24h	2,8 ± 6,0	0,0 ± 0,0	0,0 ± 0,0	0,143	1,0 ± 3,7
CSR 48h	4,8 ± 7,0	1,0 ± 2,0	0,6 ± 1,5	0,337	2,2 ± 4,6

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad (μS.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla 2.15. Calidad físico-química y microbiológica del agua en los tramos medios de los ríos en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera (n=)	Verano (n=)	Otoño (n=)	p <sup>KW</sup>	Total (n=)
T <sup>a</sup>	14,93 ± 2,44	17,68 ± 1,44	10,80 ± 2,57	<0,001	14,41 ± 3,70
OD	8,48 ± 1,02	7,51 ± 1,87	10,51 ± 2,36	0,024	8,88 ± 2,28
pH	7,75 ± 0,46	7,69 ± 0,37	7,64 ± 0,41	0,685	7,69 ± 0,39
Cond	296,67 ± 110,39	298,67 ± 111,53	324,11 ± 95,80	0,740	307,71 ± 101,67
Turb	14,13 ± 17,42	4,91 ± 2,59	13,67 ± 23,93	0,525	10,50 ± 16,94
Alc	170,47 ± 76,58	193,84 ± 61,74	197,91 ± 70,02	0,587	189,53 ± 66,60
Dur	189,00 ± 75,30	212,00 ± 49,93	214,00 ± 67,62	0,674	207,00 ± 61,67
NH <sub>4</sub>	0,125 ± 0,103	0,188 ± 0,172	0,077 ± 0,026	0,608	0,131 ± 0,124
NO <sub>2</sub>	0,180 ± 0,134	0,208 ± 0,148	0,083 ± 0,053	0,190	0,154 ± 0,126
NO <sub>3</sub>	6,67 ± 3,27	10,11 ± 5,13	8,00 ± 4,21	0,172	8,46 ± 4,43
PO <sub>4</sub>	0,80 ± 0,42	0,83 ± 0,61	0,39 ± 0,29	0,089	0,66 ± 0,49

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad (μS.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

Tabla 2.15 (continuación). Calidad físico-química y microbiológica del agua en los tramos medios de los ríos en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=)	Verano (n=)	Otoño (n=)	p <sup>kw</sup>	Total (n=)
AT22°C	12629,8 $\pm$ 18741,1	5880,2 $\pm$ 3708,1	1842,4 $\pm$ 1543,7	0,050	6053,5 $\pm$ 10009,9
AT37°C	966,0 $\pm$ 813,4	1518,7 $\pm$ 1506,3	613,6 $\pm$ 511,1	0,210	1041,1 $\pm$ 1089,1
CT	2257,2 $\pm$ 3263,3	5377,8 $\pm$ 7413,1	4755,6 $\pm$ 4968,4	0,248	4364,3 $\pm$ 5624,6
CF	1168,5 $\pm$ 855,1	3972,2 $\pm$ 4096,4	2460,0 $\pm$ 3846,6	0,453	2704,2 $\pm$ 3522,8
EF	243,8 $\pm$ 350,1	263,6 $\pm$ 262,5	457,8 $\pm$ 557,5	0,543	331,5 $\pm$ 410,8
CSR 24h	15,2 $\pm$ 33,8	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,044	3,8 $\pm$ 17,1
CSR 48h	24,2 $\pm$ 39,3	0,0 $\pm$ 0,0	2,2 $\pm$ 4,1	0,011	6,1 $\pm$ 19,6

<sup>kw</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

### 2.6.3.3. Puntos de muestreo

Los datos sobre cada punto de muestreo se incluyen en el Anexo 2.3, por orden alfabético en esta ocasión.

#### 2.6.3.3.1. Arlanza (Arl)

En este punto de muestreo, situado en el tramo medio-alto del río Arlanza, las muestras de agua analizadas revelan valores altos de turbidez y elevados recuentos de aerobios (37°C) e indicadores de contaminación fecal (coliformes totales, fecales y estreptococos fecales), reflejando posiblemente el impacto negativo del embalse. Respecto al resto de puntos de muestreo, el único valor significativamente superior fue el de aerobios totales (37°C) (Tabla A2.50). En ningún caso se registraron variaciones estacionales en los valores de calidad de agua (Tabla A2.43).

#### 2.6.3.3.2. Duratón (Dur)

Este punto, situado en el tramo medio del río Duratón, presenta una serie de peculiaridades. La geología del terreno se refleja en sus valores, relativamente altos, de pH, alcalinidad, dureza y conductividad del agua. El impacto de la actividad ganadera (granjas de porcino) se manifiesta en sus altos valores de compuestos nitrogenados, nitritos y nitratos, y en los elevados recuentos de contaminantes fecales (coliformes totales y fecales) (Tabla A2.50).

Existen variaciones estacionales en la temperatura del agua, siendo el verano la época en la que se alcanzan valores más elevados (Tabla A2.44).

#### 2.6.3.3.3. Eresma (Er)

Este punto, situado en el tramo medio del río Eresma, presenta una serie de rasgos distintivos. Debido a las características de la zona por la que transcurre el río, la calidad de agua se caracteriza por: turbidez media alta, debido a las características arenosas del lecho, altos niveles de nitritos, nitratos y fosfatos, de origen agrícola y ganadero, y alto recuento de aerobios (22°C y 37°C) (eutrofización) e indicadores de contaminación fecal, especialmente CSR (24 h) y (48 h). Respecto al resto de puntos muestreados, estos niveles han sido significativamente mayores en el caso de los nitratos, fosfatos, aerobios totales (22°C) y CSR (48 h) (Tabla A2.50).

No existen diferencias significativas en ninguno de los parámetros de calidad de agua estudiados en función de las estaciones del año en este punto (Tabla A2.45).

#### **2.6.3.3.4. Revinuesa (Rev)**

El punto de muestreo Rev, situado en el tramo alto del río Revinuesa, presenta ciertas peculiaridades ambientales. La naturaleza silíceica del terreno se refleja en los valores relativamente bajos, medidos en el agua, de pH, alcalinidad y dureza. También, al ser un tramo de cabecera, es bajo su grado de mineralización (medido a partir de su conductividad) y su turbidez (Tabla A2.50). El único parámetro que varía temporalmente es la temperatura del agua, cuyos valores significativamente mayores se registran en el verano (Tabla A2.46).

#### **2.6.3.3.5. Ucero alto (Uc-A)**

El punto Uc-A, situado en el tramo alto del río Ucero, presenta una serie de peculiaridades (no diferencias significativas) respecto al resto de puntos de muestreo: sus aguas, de temperatura relativamente constante a lo largo del año, son relativamente duras y alcalinas, y sus valores de calidad de agua no varían significativamente a lo largo de las estaciones del año (Tabla A2.47).

#### **2.6.3.3.6. Ucero medio (Uc-M)**

No existen diferencias significativas en ninguno de los parámetros estudiados en función de las estaciones del año en este punto (Tabla A2.48).

Sin embargo, respecto al punto de muestreo río arriba (Uc-A) existen una serie de variaciones significativas en los valores de algunos parámetros, que aumentan (Tabla A2.49): temperatura, pH, conductividad, turbidez, alcalinidad, dureza, amonio, nitritos, fosfatos, aerobios totales (37°C), coliformes totales y estreptococos fecales. Los valores de oxígeno disuelto, aunque son menores en este punto que en el tramo alto, no varían de forma significativa. También existen diferencias significativas, respecto al resto de puntos de muestreo, en la mayoría de estos valores, además de en los recuentos de coliformes fecales, que también son superiores en este punto (Tabla A2.50).



## 3. HOSPEDADORES CIPRÍNIDOS

### 3.1. Distribución geográfica

De la totalidad de especies de teleósteos actuales, 6.851 (41,2%) habitan en ambientes epicontinentales, cuyas características, revisadas en el capítulo anterior, explican esta gran diversidad.

Los ciprínidos (Familia Cyprinidae) se distribuyen actualmente por Norteamérica (2.200 especies), África (1.500 especies) y Eurasia (290 especies) (Froese y Pauly, 2004) (Figura 3.1).

Originariamente aparecen en Asia durante el Terciario, desde donde invaden el resto de la región paleártica (Pereira-Bueno, 1980); en el Oligoceno (30 millones de años), tras desaparecer el Mar de Obi, colonizan Europa en sucesivas oleadas (Almaça, 1976) (Figura 3.1) y durante las Glaciaciones las poblaciones del sur europeo se estabilizan, dando lugar a numerosos endemismos (Granado-Lorencio, 2002).

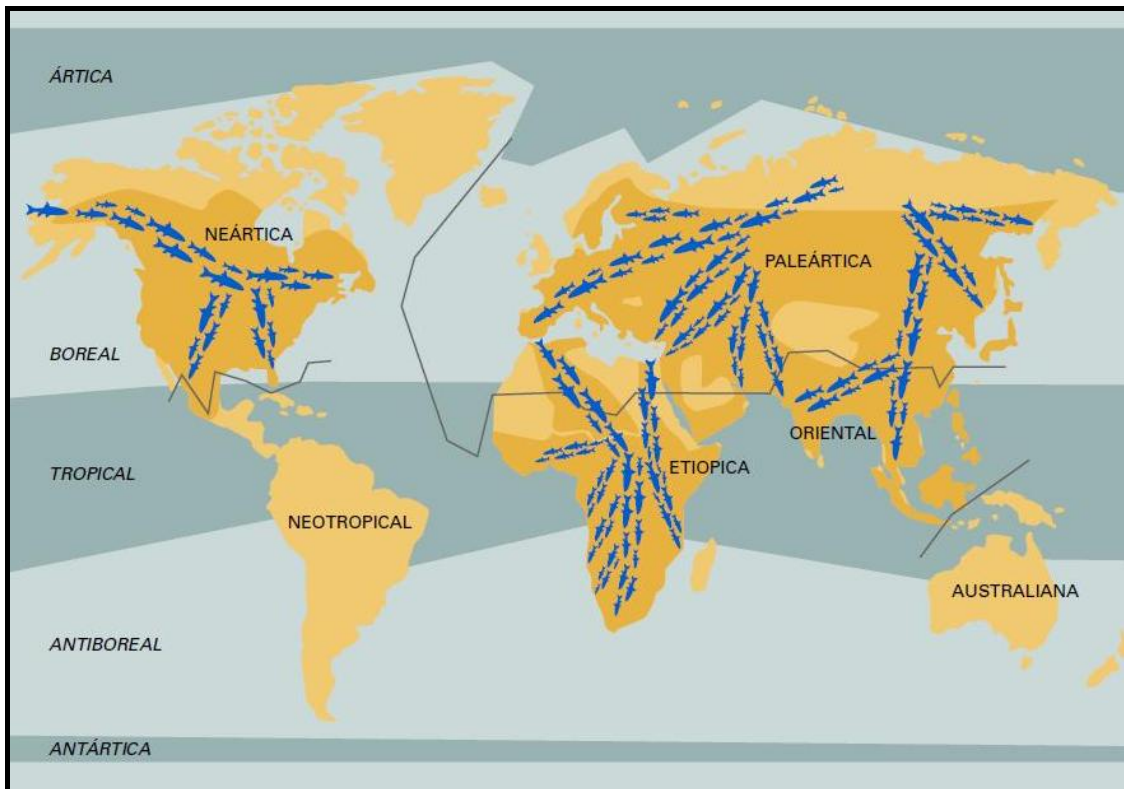


Figura 3.1. Distribución actual de la Familia Cyprinidae a partir de su origen asiático

En la Península Ibérica, sus primeros registros fósiles datan del Oligoceno superior (Cabrera y Gaudant, 1985). Hasta la formación del estrecho de Gibraltar, ha servido de vía de paso, en ambos sentidos, de la ictiofauna ibérica y africana (Almaça, 1976), por lo que existen grandes afinidades con el norte de África (Pereira Bueno, 1980; Granado-Lorencio, 2002).

El aislamiento geográfico y ambiental al que ha estado sometida la Península Ibérica ha determinado la diferenciación post-oligocénica de sus endemismos actuales (Granado-



Lorencio, 2002) y la aparición de las correspondientes especies y subespecies de ciprínidos (Pereira Bueno, 1980).

Sin embargo, y debido a la naturaleza de nuestros ecosistemas acuáticos de carácter fluctuante y estacional, la biodiversidad de los peces continentales de la península es reducida (Granado-Lorencio, 2002). Sin embargo, de las 61 especies continentales ibéricas (44 nativas y 17 exóticas), la Familia Cyprinidae es la más diversa, con 23 especies, y la que contribuye con mayor número de endemismos (Doadrio y cols., 1991; Doadrio, 2001, 2002), aunque están ausentes muchos de los géneros que caracterizan las aguas dulces europeas (Margalef, 1983). Se distribuyen por todo tipo de hábitats, predominando en los tramos medios y bajos de nuestros ríos (Lobón-Cerviá y Zabala, 1984; Freeman y cols., 1990).

En los ríos de Castilla y León existen en la actualidad 33 especies de peces, de las cuales 13 son de ciprínidos autóctonos (10 endemismos) y 14 son exóticas, introducidas por el hombre en la segunda mitad del siglo XX (Velasco y cols., 2005). Cabe mencionar que, entre los factores negativos derivados de estas recientes introducciones, se encuentran la entrada de nuevas patologías (Strauss, 1991; Flecker, 1992).

## 3.2. Origen y evolución

Los miembros de la Familia Cyprinidae pertenecen, desde el punto de vista taxonómico, al superorden Ostariophysi y el orden Cypriniformes (Nelson, 1994). Los Ostariofisis, miembros relativamente primitivos del grupo de los teleósteos, aparecen en el Cretácico (140 millones de años), en aguas dulces, y sus primeros registros fósiles datan del Terciario tardío y el Pleistoceno. Actualmente existen 6.200 especies, el 75% de las cuales viven en aguas continentales, y que constituyen la mayor parte de la actual ictiofauna de agua dulce. Presentan una gran adaptabilidad a las fluctuaciones en las características físico-químicas del agua, además de una serie de estructuras morfológicas que les dotan de ciertas ventajas adaptativas en este tipo de ambientes (órgano de Weber, vejiga gaseosa tipo fisóstomo y secreción de sustancias de alarma) (von Frisch, 1941; Romer, 1966).

Entre sus cuatro órdenes, el de los Cipriniformes, constituido por 6 familias y 2.422 especies, es el más primitivo (Romer, 1966) y a él pertenecen, en la Península Ibérica, las Familias Cyprinidae y Cobitidae (Granado-Lorencio, 2002).

## 3.3. Características generales

### 3.3.1. Características morfológicas y fisiológicas

---

La Familia Cyprinidae está formada por 210 géneros y 2.010 especies. Una faringe con una a tres hileras de dientes, la boca a modo de ventosa (con o sin barbillones bucales), la premaxila protrusible bordeando a la mandíbula superior, y la aleta dorsal con radios espinosos, son algunas de sus características morfológicas distintivas (Froese y Pauly, 2004).

Como miembros del grupo de los Ostariofisis, son tolerantes a las bajas tensiones de oxígeno (Granado-Lorencio, 2002), y al ser fisóstomos están adaptados a vivir en zonas someras (estenobáticos) (Fryer e Iles, 1969). Carecen de una cavidad estomacal perfectamente definida, y el esófago se conecta casi directamente con el intestino

(Grasse, 1978). Son capaces de producir sonidos de baja frecuencia, algunas de sus especies tienen barbillones con células sensoriales de función táctil (gusto) y su olfato también está muy desarrollado (Granado-Lorencio, 2002). Sin embargo, sus patrones de coloración y dibujos corporales sólo son evidentes en la época de celo (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

Algunas de estas características anatómicas y funcionales del pez hospedador, entre otros muchos factores, pueden predisponer, en algunos casos, a la parasitación (Pavlovski, 1946a; 1946b), ya que demandan adaptaciones especialmente complicadas por parte del parásito, influyendo así en su especificidad (Shulman, 1961) (ver **Capítulo 4**).

### **3.3.2. Reacciones de defensa del hospedador ante la parasitación**

---

Además de esta gran resistencia ante las condiciones del medio que les rodea, los ciprínidos, como el resto de los teleósteos, se defienden de las agresiones producidas por los microorganismos mediante la activación de mecanismos inmunitarios (Álvarez-Pellitero, 2008) y es la propia reacción del hospedador la que va a determinar la extensión del daño a los tejidos y órganos (Lom y Dyková, 1992). Aunque el sistema inmune de los peces es muy parecido, en muchos aspectos, al de los mamíferos (Woo y Jones, 1989; Faisal y Hetrick, 1992), todavía se sabe muy poco acerca de la respuesta inmunológica ante los parásitos (Woo, 1992). Sin embargo, sí se sabe que poseen un sistema inmune bien desarrollado, dependiente a menudo de la temperatura (Dick y Choudhury, 1995a), y que afecta a la producción de anticuerpos (Avtalion y cols., 1973; Cottrell, 1997).

La primera línea de defensa contra la agresión de organismos parasitarios la forman barreras físicas y/o químicas localizadas en la piel, branquias y mucosa digestiva (van Muiswinkel, 1995). Estos epitelios están cubiertos por una capa mucosa que evita su anclaje (Pickering y Richards, 1980), y que tiene además un efecto tóxico, mediado por factores humorales (Roberts, 2001), siendo secretada de forma abundante (metaplasia mucoide) ante infecciones masivas de ectoparásitos (Bauer, 1961). Además, la expresión génica es significativamente mayor en estos tejidos diana, lo que confirma la importancia inmunitaria de la mucosa en este tipo de infecciones (Álvarez-Pellitero, 2008).

Ante las heridas producidas por los parásitos, la piel de los peces se regenera con extraordinaria rapidez, debido a la migración de las células de Malpigi desde la periferia de la herida (Bullock y cols., 1978), a la vez que se produce una inflamación del tejido (granulocitos y macrófagos) (van Muiswinkel, 1995). Estas infecciones también desencadenan esta respuesta inflamatoria (Roberts, 1978; van Muiswinkel y Jagt, 1984), con reacciones celulares (fagocitosis, actividad de complemento) (Álvarez-Pellitero, 2008), donde el tejido necrótico es finalmente reemplazado por tejido fibroso (Bauer, 1961; van Muiswinkel, 1995). En la piel también nos encontramos con inmunoglobulinas (Roberts, 2001) y leucocitos (Davidson y cols., 1993b; van Muiswinkel, 1995), donde los macrófagos capturan y procesan los antígenos como paso previo a la estimulación local de los linfocitos (Moore y cols., 1998).

Por su parte las branquias responden ante la parasitación con hiperplasia (Bauer, 1961; Roberts, 2001), y fagocitosis llevada a cabo por los macrófagos presentes en los vasos de las laminillas secundarias, y por la acumulación de leucocitos (Davidson y

cols., 1997; Lin y cols., 1998), por lo que son un órgano importante en la recepción de antígenos (Castillo y cols., 1998).

En tercer lugar, la función digestiva del tracto gastrointestinal proporciona un ambiente extremadamente hostil mediante las secreciones de las glándulas digestivas (Hoole y cols., 2001; Roberts, 2001). Además, el tubo digestivo está poblado de leucocitos (Davidson y cols., 1991, 1993a), que van a procesar los antígenos endocitados y transportados por las propias células de la mucosa intestinal (Joosten y cols., 1997). Sin embargo, hay dudas sobre la presencia de inmunoglobulinas en el tubo digestivo de los peces (Ellis, 1998), aunque existen acúmulos difusos de tejido linfoide (GALT, *gut associated lymphoid tissue*) que contienen varios tipos de leucocitos (Hoole y cols., 2001).

Los ciprínidos, como la mayoría de los teleósteos, carecen de una médula ósea y de los nódulos linfáticos del sistema inmune presentes en mamíferos; sin embargo presentan órganos linfoides primarios (timo y pronefros) y secundarios (pronefros y bazo) (Hoole y cols., 2001), desarrollando inmunidad adquirida ante muchas enfermedades parasitarias (Bauer, 1961). De hecho, la existencia de respuestas de protección se ha demostrado frente a varios parásitos, tanto en infecciones experimentales como en estudios de inmunización, donde se constata la presencia de linfocitos B y de la producción de anticuerpos específicos, aunque también se han descrito varios marcadores de células T, y la implicación de otros mediadores de la respuesta innata y adquirida (citoquinas, factores de necrosis tumoral, interferón, etc.) (Álvarez-Pellitero, 2008). La principal inmunoglobulina de los peces es de la clase IgM (Dick y Choudhury, 1995a). Sin embargo, todavía no se dispone de ninguna vacuna comercial eficaz, aunque ya se han probado algunas experimentales contra ciertos protozoos (Álvarez-Pellitero, 2008).

Se ha observado que algunas especies de peces parecen ser más susceptibles en estadio juvenil a la infección por parásitos no específicos, ya que a estas edades los mecanismos inmunológicos todavía no se han desarrollado adecuadamente (Shulman, 1961). Los numerosos ejemplos de cambios en la parasitofauna con la edad del hospedador han llevado a la consideración de una inmunidad ligada a la edad (*age immunity*) (Knaev, 1956; Bauer, 1961; Shulman, 1961), fenómeno que ha sido observado en diferentes especies de parásitos (Lester y Roubal, 1995).

### 3.3.3. Estrategias vitales

---

En los ecosistemas acuáticos de la Península Ibérica, dos factores han determinado las estrategias vitales y la estructura de sus comunidades ícticas: el funcionamiento de los ecosistemas acuáticos (afectados recientemente por las actividades humanas) y la biogeografía de las especies (Granado-Lorencio, 1992). En el caso de los ciprínidos ibéricos, sus estrategias vitales las han orientado a la explotación de las ondas temporales (estacionales) de producción del sistema y a la optimización del proceso reproductivo (Granado-Lorencio, 1992; Granado-Lorencio y cols., 2000).

Para ello, han invertido en adaptaciones fisiológicas, en reducción del riesgo de depredación, en la explotación de los recursos y el crecimiento somático, en la actividad reproductiva y en la ocupación del espacio (Southwood, 1988), reflejadas en caracteres como su crecimiento, edad máxima, estrategias reproductivas, alimentación, etología, etc. (Encina y cols., 2006), todas ellas características óptimas

para su supervivencia y evolución en el marco funcional de los ríos ibéricos (Granado-Lorencio, 2002) y que son descritas en detalle a continuación.

De esta manera los ciprínidos, junto con los salmónidos, constituyen la familia más representativa de las aguas epicontinentales europeas e ibéricas (Wieser y cols., 1992), con un pequeño número de especies endémicas (Lozano-Rey, 1935; Doadrio, 1988) que han adoptado adaptaciones particulares en su historia vital y en sus estrategias de uso de recursos (Lobón-Cerviá y Rincón, 1994), formando asociaciones ibéricas con convergencias adaptativas y que explotan el mismo tipo de recursos tróficos (Encina y cols., 2006).

Se trata, en resumen, de especies generalistas y tolerantes, que se benefician de su capacidad de invasión (Tonn, 1990), y cuyas comunidades se están constantemente organizando y desorganizando, dependiendo del régimen hidrológico estacional (inundaciones/sequías), mostrando una elevada capacidad de recuperación (resiliencia) (Encina y cols., 2006). Por ello, cada generación muestra un período de baja densidad y fuerte reclutamiento poblacional. Dicho de otra forma, predominan las especies con estrategias *r*, capaces de resistir procesos perturbadores de gran intensidad, con cierto grado de oportunismo y generalismo en sus dietas, y con una rápida dispersión. Por todo lo expuesto, su dinámica poblacional se caracteriza por fenómenos de población explosivos, que contrarrestan las pérdidas debidas a factores ambientales (Granado-Lorencio, 2002; Encina y cols., 2006) (Figura 3.2).

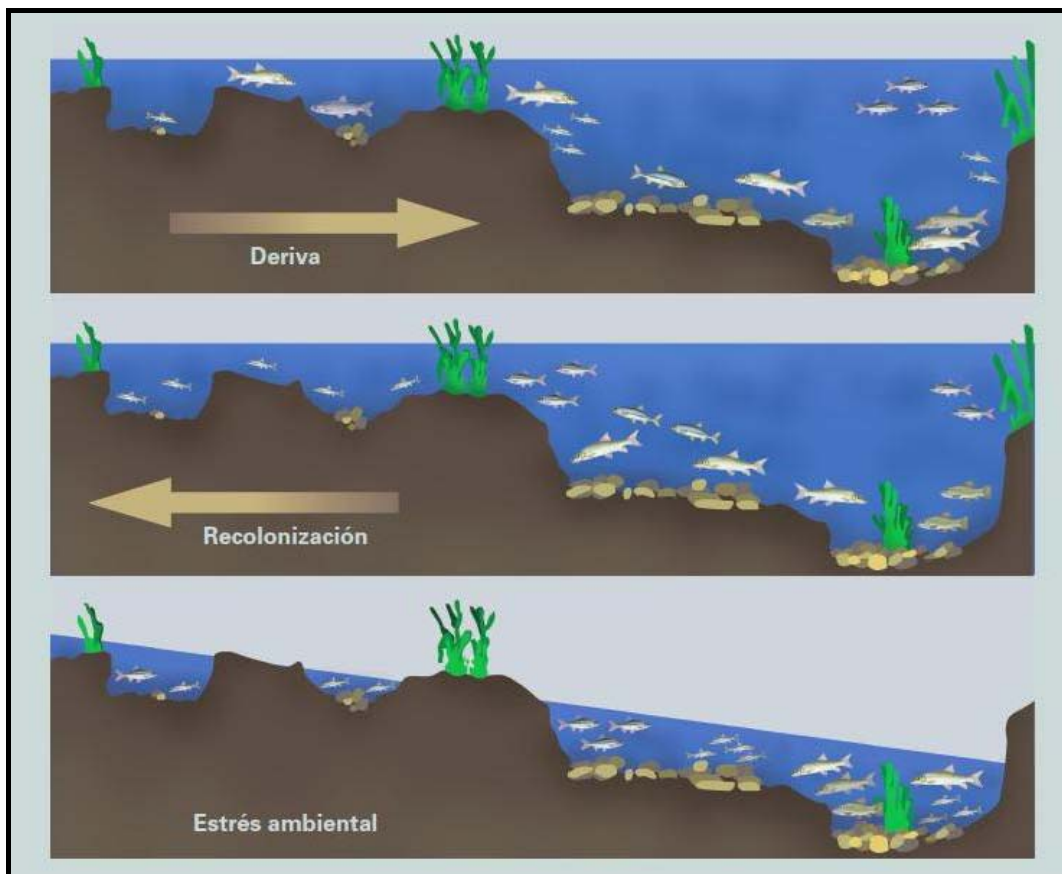


Figura 3.2. Estrategias vitales adoptadas por las diferentes poblaciones de ciprínidos ibéricos ante las fluctuaciones ambientales de los sistemas fluviales mediterráneos (adaptado de Encina y cols., 2006)

La mortalidad causada por estas fluctuaciones ambientales tan acusadas es preponderante en la regulación de la población y estructuración de las comunidades, registrándose altas tasas de mortalidad, tanto a nivel de incorporación de los reclutas a la población (clases de edad más bajas) como a lo largo de las diferentes clases de edad (Granado-Lorencio, 2002; Encina y cols., 2006).

Dentro de estas poblaciones, las mayores mortalidades se producen en los peces más viejos (mayores clases de edad), por desgaste en la reproducción (motivos fisiológicos) (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989), y también en los peces más jóvenes (clases de edad 0+), por su menor resistencia a las condiciones provocadas por las sequías (causas ambientales directas) (Lobón-Cerviá y cols., 1991). En cualquier caso, es importante decir que son mortalidades no dependientes de la densidad.

Estos detalles del ciclo vital del pez hospedador, y las condiciones ambientales bajo las cuales se desarrollan, condicionan, junto con otros factores, el establecimiento de vínculos biocenóticos entre los parásitos y sus hospedadores potenciales (Pavlovski, 1964b), y que se analizarán en detalle más adelante.

A continuación se desarrollan algunos de los factores que caracterizan a los ciprínidos desde el punto de vista de sus estrategias vitales.

### **3.3.3.1. Edad**

Debido a su rápido crecimiento (Blaxter, 1986), a que alcanzan la madurez sexual a edades tempranas (entre el tercer y quinto año de vida) (Granado-Lorencio, 2002), y a que su esfuerzo reproductivo es, en general, muy elevado (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá y Torres, 1983), el tiempo medio de vida de los ciprínidos no es muy alto (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984; Herrera, 1991), hecho más acentuado a medida que aumentan las fluctuaciones ambientales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá y Torres, 1983).

A lo largo de su vida, con la edad, se producen cambios morfológicos y fisiológicos, y en algunas especies también en su dieta (Magalhães, 1992), a la vez que su sistema inmune se va desarrollando (Hoole y cols., 2001).

También la parasitofauna, en cuanto a su incidencia e intensidad, puede variar en relación con la edad del hospedador. Un descenso en la infección por ciertos parásitos puede explicarse por los cambios en los hábitos alimentarios de los peces, ya que algunas de sus presas son hospedadores intermediarios de algunos grupos de parásitos (Gorbunova, 1936; Bauer, 1959a; Kulakovskaya y cols., 1965; Anderson, 1976a), por el desarrollo de inmunidad dependiente de la edad o debido a otras causas.

Por el contrario, y especialmente en los peces de hábitats naturales, la parasitofauna se hace considerablemente más diversa con la edad (Polyanski y Shulman, 1956).

### **3.3.3.2. Tamaño**

El tamaño en los peces, al contrario que en el resto de vertebrados, es indeterminado o continuo, y depende de factores ambientales (Weatherley, 1972); por lo tanto, es un atributo que caracteriza a una población (Granado-Lorencio, 2002). Así, por ejemplo, las poblaciones de peces que viven en aguas duras, debido a su mayor productividad y al efecto de los iones Ca y Mg sobre su tasa respiratoria, crecen más deprisa y alcanzan un mayor tamaño (García de Jalón y González del Tánago, 1988).

Los ciprínidos ibéricos crecen más rápido en sus primeros años de vida (Encina y cols., 2006), y su ritmo de crecimiento es cíclico, acoplado al régimen hidrológico del río, creciendo entre principios de verano y finales del otoño (Herrera, 1991; Rodríguez-Ruiz, 1992).

Según Hynes (1970), existe una relación exponencial entre el tamaño de los ejemplares y ciertas variables ambientales, según la cual los peces de mayor tamaño ocupan los ambientes de menor velocidad de corriente (lénticos) (Harvey y Stewart, 1991), de mayor profundidad (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Herrera y Fernández-Delgado, 1994) y con los mejores refugios y mayores presas (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Además el mayor tamaño de su boca (Neveau y Thibault, 1977) y su mayor capacidad natatoria (Blaxter, 1969; Easton y Orth, 1992) hacen que tengan acceso a otro tipo de recursos alimenticios, por lo que se produce una variación ontogenética en su alimentación a medida que van aumentando de tamaño (Kennedy y Fitzmaurice, 1972; Magalhães, 1992).

### 3.3.3.3. Índice de condición

El factor de condición refleja, cuando disminuye, el debilitamiento de los peces bajo la influencia de distintos factores fisiológicos y ambientales (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981), y viceversa.

En la época reproductora, en las especies de ciprínidos con puesta múltiple (*multi-spawners*), el peso de las gónadas (índice gonadosomático) representa en torno al 10% del peso corporal (Mills, 1991); en el caso de ciertas poblaciones de barbos es de un 11% (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982a), mientras que en algunas poblaciones de boga puede alcanzar el 15% en hembras y el 5% en machos (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981). Según Lobón-Cerviá y Fernández-Delgado (1984), es muy poco común en ciprínidos que los machos y las hembras tengan los mismos valores de índices gonadosomáticos en el período reproductivo.

Estos valores, lejos de permanecer constantes, sufren cambios estacionales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982), que reflejan una inversión directa de energía en las gónadas (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989), y que en última instancia se manifiestan en su condición somática (Herrera y Fernández-Delgado, 1992; Encina y Granado-Lorencio, 1997).

Por otra parte, la disponibilidad de alimento también puede tener una gran influencia sobre la condición somática de los peces. Así, se ha visto que las poblaciones de peces que se alimentan en zonas ricas en detritus, de bajo valor energético y nutricional (Bowen, 1983), no recuperan su condición después de la freza, como lo hacen otras poblaciones que habitan ríos más productivos (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989).

### 3.3.3.4. Sexo

En general, dentro de cualquier población de peces, la proporción de individuos machos o hembras suele ser favorable a uno de los dos sexos, lo cual puede estar favorecido por las condiciones ambientales y el hábitat (como el tipo de sustrato y profundidad) (Constantinescu y cols., 1984). En el caso de los ciprínidos suelen predominar las hembras (Mann, 1991), pero en el caso particular de los ciprínidos ibéricos sucede lo contrario y generalmente predominan los machos, aunque esta

circunstancia sea variable entre las distintas poblaciones e incluso entre años sucesivos (Granado-Lorencio, 2002).

En los ciprínidos europeos, además, también es habitual que existan diferencias biométricas intersexuales (Oliva, 1952). En sus parientes hispánicos, se presenta un dimorfismo sexual en relación al tamaño, siendo las hembras, a una misma edad, mayores que los machos (Granado-Lorencio, 2002), ya que crecen más rápido (Mann, 1991); en contrapartida, los machos suelen ser más precoces para alcanzar la madurez sexual, pero son menos longevos que las hembras (Velasco y cols., 2005).

Sin embargo, sus patrones de coloración y dibujos corporales están poco desarrollados, y sólo son evidentes en la época de celo (García de Jalón y González del Tánago, 1988), especialmente en los machos, que exhiben coloraciones más llamativas o tubérculos nupciales en la zona cefálica (Granado-Lorencio, 2002).

### 3.3.3.5. Freza

Los ciprínidos invierten mucha energía en el proceso reproductivo y, como consecuencia, tienen una menor expectativa de futuras reproducciones (Charlesworth y León, 1976; Bell, 1980). En el caso de las especies ibéricas, el ambiente en el que habitan es muy inestable, con fuertes fluctuaciones ambientales, así que sus probabilidades de permanencia son bajas. Con el fin de contrarrestar esta alta mortalidad, se producen fenómenos de población explosivos, lo que da lugar a una gran fluctuación temporal de estas poblaciones, que duplican su tamaño en poco tiempo. Así que su apuesta evolutiva se basa en una maduración sexual temprana (entre el tercer y quinto año de vida) y una fecundidad elevada (Granado-Lorencio, 2002; Encina y cols., 2006), estrategia con la que maximizan el número de reproductores y descendientes, un potencial con el cual pueden recolonizar el ambiente después de los fenómenos de perturbación ambiental (Rodríguez-Ruiz, 1992; Rodríguez-Ruiz y cols., 1998).

Además, su ciclo reproductivo está sincronizado con el ciclo productivo del sistema, de manera que su progenie eclosiona en verano, cuando hay una alta producción de presas pequeñas y de carácter planctónico, y cuando el riesgo de torrentes es menor y las altas temperaturas favorecen su rápido crecimiento (Encina y cols., 2002).

Sin embargo, este esfuerzo reproductivo no es igual en los machos que en las hembras (Zhang y Wang, 1994). En algunas especies, son los machos, en la persecución de las hembras, los que presentan un mayor gasto energético (Granado-Lorencio, 2002), mientras que en otros casos son las hembras, en la formación de los gametos, las que realizan más desgaste (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981).

Con la finalidad de llegar a los lugares adecuados, corriente arriba, para realizar la freza, en nuestros ríos se producen migraciones reproductivas (Encina y cols., 2006). El mecanismo que pone en marcha los estímulos necesarios para desencadenar estos desplazamientos se basa en el cambio fisiológico originado por un aumento en la actividad del tiroides, estímulos que en nuestras latitudes están relacionados con las crecidas de agua y con las variaciones de la temperatura y del fotoperíodo (García de Jalón y González del Tánago, 1988). Su duración no es superior a un mes, y en ocasiones se realiza de forma masiva, implicando a toda la población, y otras veces tiene lugar a pulsos, con el desplazamiento de grupos poblacionales (Granado-Lorencio, 1992). Tales migraciones están bien documentadas para los géneros *Barbus* y *Chondrostoma* (Rodríguez-Ruiz y Granado-Lorencio, 1992; Encina y Rodríguez-Ruiz, 2002; Vela, 2003).

### 3.3.3.6. Comportamiento

De las diferentes posibilidades de comportamiento social de los peces, y que favorecen su agrupamiento, el gregarismo es al que la mayoría de las especies responde (García-Ceballos y cols., 1998), ya que confiere ciertas ventajas a los individuos integrantes (Morgan y Godin, 1985). En las especies continentales, el agrupamiento sólo se produce durante el período reproductivo y en las fases de alevinaje (Granado-Lorencio, 2002), aunque muchas de ellas, principalmente ciprínidos, se caracterizan por un comportamiento más social durante el resto del ciclo vital (García-Ceballos y cols., 1998).

Por otra parte, la ictiofauna de los ríos ibéricos tiene un carácter básicamente sedentario (Granado-Lorencio, 2002). En el caso de los ciprínidos, no existen especies que realicen migraciones amplias, sino más bien entre distancias cortas, y asociadas a la reproducción (Rodríguez-Ruiz y Granado-Lorencio, 1992), o migraciones debidas a causas ambientales, provocadas por las grandes crecidas y avenidas que arrastran a las poblaciones corriente abajo (Figura 3.2). La disponibilidad y concentración espacial de los recursos y la búsqueda de alimento desencadenan también patrones migratorios a mayor o menor escala (Encina y cols., 2006).

### 3.3.3.7. Alimentación

Los ciprínidos ibéricos se alimentan en base a cuatro niveles tróficos: detritos, fitobentos, macroinvertebrados bentónicos y formas emergentes (Granado-Lorencio, 2002). El detrito es un elemento muy común en su dieta (Bowen, 1983), y su interés es grande (Bonetto y cols., 1969; Horwitz, 1978) ya que supone una buena fuente de alimento en estos ambientes fluctuantes (Hofer, 1991; Magalhães, 1992; Encina y cols., 2004); en situaciones de escasez de alimento, algunas poblaciones hacen de él la base de su dieta, manteniendo así su ingesta de energía (Lobón-Cerviá y Rincón, 1994).

Aunque de mayor contenido energético respecto a los detritos, la energía contenida en la materia vegetal sigue siendo baja, y también tiene bajas tasas de absorción en peces (Ricker, 1968; Cummins y Wuycheck, 1971). Sin embargo, debido a su abundancia, puede ayudar a reducir la competencia intraespecífica en ambientes con baja disponibilidad de presas (Collares-Pereira y cols., 1996); por el mismo motivo, permite una bajada considerable en el coste de búsqueda del alimento, y por ello puede aumentar la tasa de crecimiento y las densidades de población en ambientes lóticos (Lessmark, 1983; Persson, 1983; Magalhães, 1992).

Finalmente, las presas animales resultan energéticamente más rentables que la materia vegetal (Penczak y cols., 1984), y suponen la base de la alimentación de algunas especies (Oscóz y cols., 2003). Sin embargo, la presencia de alimentación ictiófaga es rara en los peces ibéricos (Rodríguez Ruiz y Granado-Lorencio, 1992), aunque en ocasiones podemos encontrar algún resto de pez en el tubo digestivo de ciertos ciprínidos (Granado-Lorencio, 2002).

Esta preferencia de los ciprínidos ibéricos por alimentos de baja energía (Diana, 1979; Encina y Granado-Lorencio, 1991), hace que presenten ritmos cíclicos de actividad (diurnos o nocturnos) (Diana, 1979), buscando continuamente nuevos parches de alimento (Granado-Lorencio, 2002). Su alimentación es variada y generalista (Mann y cols., 1983; Rodríguez-Ruiz y Granado-Lorencio, 1992; Encina y cols., 1999), lo que les permite la explotación de este tipo de ecosistemas (Encina, 1991; Magalhães, 1993; Encina y Granado-Lorencio, 1997).



### 3.4. Especies de ciprínidos

Las diferentes especies de ciprínidos capturadas y analizadas en este trabajo presentan a menudo distintas características morfológicas y fisiológicas, diferentes reacciones de defensa ante la parasitación y distintas estrategias vitales, desarrollando su ciclo vital en un microhábitat con unas particularidades bióticas y abióticas propias. Todos estos factores pueden tener un efecto, directo o indirecto, sobre sus potenciales parásitos y los consiguientes niveles de parasitación. Algunos de estos aspectos son revisados a continuación para cada una de las especies muestreadas y analizadas en este trabajo.

En el Anexo 3.1 se indican los sinónimos actuales de las especies que vamos a describir a continuación, así como su origen, grado de amenaza y tendencia poblacional. Así mismo en el Anexo 3.2 se detallan los nombres comunes (en español y en inglés), los nombres científicos y las familias de todas las especies de peces citados en el texto.

#### 3.4.1. Barbo común (*Barbus bocagei* Steindachner 1864)

---

El barbo común es un endemismo ibérico (Doadrio, 2002), distribuido ampliamente por las cuencas de la parte norte y central de la Península Ibérica (Magalhães, 1992), concretamente en los ríos Tajo, Duero y Limia (Doadrio, 2002), aunque también ha sido citado en las cuencas del Miño y del Ebro (Lobón-Cerviá y cols., 1986).

Es la especie de barbo de mayor tamaño de la Península (García de Jalón y González del Tánago, 1988), con ejemplares que pueden alcanzar 1 m de longitud (Doadrio, 2002). De elevada longevidad (Froese y Pauly, 2004), su esperanza de vida se estima entre 12 y 16 años, y en ocasiones es superior a los 15 años (Velasco y cols., 2005). Aunque los machos alcanzan la madurez sexual a edades más tempranas, las hembras crecen más rápido, alcanzan mayor talla y son más longevas (Lobón-Cerviá y Fernández-Delgado, 1984).

En épocas de freza realizan migraciones prenupciales río arriba, conocidas como trepa del barbo, pudiendo aparecer entonces en zonas de corriente rápida (Doadrio, 2002). En comparación con otros ciprínidos ibéricos, se caracteriza por una menor inversión en la reproducción, alcanzando mayor talla corporal y mayor longevidad (Lobón-Cerviá y Fernández-Delgado, 1984). Se estima que su tiempo mínimo de duplicación poblacional es bastante elevado, entre 4,5 y 15 años (Froese y Pauly, 2004) por lo que, ante una perturbación del medio, sus poblaciones tardan más tiempo en recuperarse que las de otras especies de ciprínidos con las que comparten hábitat.

Sus poblaciones se desarrollan principalmente en los tramos medios y bajos (por debajo de los 1.000 m de altitud) (Velasco y cols., 2005), de corriente lenta (Doadrio, 2002), con preferencia por los fondos arenosos tapizados de grava (Martín Jiménez, 2006), elección que está ligada en ocasiones con la presencia de zonas con refugios en la orilla (Martínez Capel y García de Jalón Lastra, 1999). En general, es de hábitos gregarios y bentónicos (González Fernández, 1999; Velasco y cols., 2005) y en la estación fría, abandonan sus posiciones en la columna de agua y mitad del río (Grossman y cols., 1987), y buscan refugios en los que se esconden y permanecen inactivos, aunque se siguen alimentando (Lobón-Cerviá y De Diego, 1988).

Sus hábitos alimenticios son los propios de una especie generalista (Magalhães, 1992; Collares Pereira y cols., 1996; Encina y cols., 1999), aunque con tendencia detritívora (micrófaga) y bentónica (Docampo y Vega, 1990). Su oportunismo (generalismo

facultativo) le permite cambiar de dieta, según la disponibilidad de alimento, en las distintas estaciones del año (Lobón-Cerviá y de Diego, 1988; Magalhães, 1992; Collares Pereira y cols., 1996) y también durante las distintas etapas de su desarrollo ontogenético (Magalhães, 1992; Geraldés y cols., 1993; Collares-Pereira y cols., 1996).

### **3.4.2. Boga del Duero (*Chondrostoma duriense* Coehlo 1985)**

---

La boga del Duero es un endemismo ibérico que se distribuye por la cuenca del Duero y otras cuencas de Galicia (Doadrio, 2002), en cotas desde 190 hasta 1.200 m de altitud (García de Jalón y López Álvarez, 1981).

Es una especie de talla media, entre 20 y 30 cm, aunque algunos ejemplares pueden alcanzar los 50 cm de longitud (Doadrio, 2002).

Durante la época de reproducción, miles de ejemplares se dirigen hacia sus lugares de freza (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984), curso arriba, hasta tramos situados a casi 1.000 m de altitud (Velasco y cols., 2005). De marcado carácter reófilo, se encuentra más frecuentemente en tramos medios y medios-altos de los ríos, aunque también en embalses de media montaña (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Doadrio, 2002). Es un pez muy gregario, especialmente durante la migración pre-reproductora (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Doadrio, 2002), y de hábitos bentónicos (Velasco y cols., 2006).

Presenta una marcada estenofagia detritívora, alimentándose principalmente de materia vegetal, de algas incrustantes del perifiton (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981).

### **3.4.3. Bermejuela (*Chondrostoma arcasii* Steindachner 1866)**

---

La bermejuela es una especie endémica de la Península Ibérica (Lozano-Rey, 1935; Banarescu, 1973a; Collares-Pereira, 1979), que se distribuye por las cuencas de los ríos Duero, Tajo, Guadiana, Ebro, Júcar, Miño y otras cuencas menores (Doadrio y Elvira, 1981).

De pequeño tamaño, su longitud media se encuentra entre 5-10 cm (Doadrio, 2002; Martín Jiménez, 2006), superando rara vez los 12-14 cm (González Fernández, 1999). Pueden vivir hasta los 6 años, dependiendo de las estaciones (Rincón y Lobón-Cerviá, 1989).

Aunque muestra una gran adaptabilidad, habita preferentemente en cauces pequeños y estrechos y cursos de agua con escaso caudal (González Fernández, 1999; Martín Jiménez, 2006), tanto en zonas de montaña como en pequeños arroyos temporales de sectores medios y bajos (González Fernández, 1999; Velasco y cols., 2005). De hábitos gregarios y sedentarios (Velasco y cols., 2005), comparte hábitat con la trucha (Doadrio, 2002).

Su dieta es principalmente zoófaga (depredadora) (Lobón-Cerviá y cols., 1985) y está constituida principalmente por invertebrados (Doadrio, 2002), aunque su espectro alimenticio es bastante alto, y la materia vegetal juega cierto papel en su alimentación o balance energético (Lobón-Cerviá y cols., 1985; Doadrio, 2002), presentando también tiene un cierto componente detritívoro (Doadrio, 2002). Se alimenta durante todo el año, aunque con variaciones estacionales tanto en la intensidad como en el tipo de dieta (Lobón-Cerviá y Rincón, 1994), alimentación que puede ser calificada como oportunista (Doadrio, 2002).

#### **3.4.4. Bordallo (*Squalius carolitertii* Doadrio 1987)**

---

El bordallo es otro endemismo ibérico (Carmona y Doadrio, 2000) que se distribuye por las cuencas de los ríos del noroeste de España y norte de Portugal (Carmona y Doadrio, 2000), concretamente por las cuencas del Duero y Miño (Doadrio, 1988), así como otras cuencas de menor entidad (Doadrio, 1988).

Especie de tamaño medio, normalmente entre 15 y 20 cm (Martín Jiménez, 2006), generalmente no supera los 25 cm (Doadrio, 1988; Carmona y Doadrio, 2000). Suele vivir entre 6 y 7 años (Lobón-Cerviá y Sostoa, 1987; Fernández-Delgado y Herrera, 1995; Geraldés y Collares-Pereira, 1995; Pires y cols., 2000). En algunas poblaciones, los machos maduran antes que las hembras, su condición somática es mayor y también pueden ser más abundantes (Maia y cols., 2006).

Manifiesta vocación reófila y tiene preferencia por tramos fluviales de corrientes vivas (Martín Jiménez, 2006), aunque puede habitar en medios muy diversos, tanto en zonas de alta montaña como en zonas más bajas (Velasco y cols., 1997), incluso en embalses y arroyos intermitentes (Velasco y cols., 2005; Martín Jiménez, 2006). Es una especie gregaria y sedentaria (Velasco y cols., 2005), excepto en las migraciones pre-reproductivas (González Fernández, 1999).

Su dieta es fundamentalmente zoófaga, y está compuesta por invertebrados acuáticos y pequeños alevines de peces (Doadrio, 2002), que completan con algún producto vegetal (Martín Jiménez, 2006). Se ha observado una variación ontogenética en su alimentación: los alevines se alimentan de algas y zooplancton, mientras que los adultos son microcarnívoros (Granado-Lorencio, 2002).

#### **3.4.5. Piscardo (*Phoxinus phoxinus* Linnaeus 1758)**

---

El piscardo es probablemente el miembro de los ciprínidos más ampliamente distribuido (Mills, 1988), ocupando casi la totalidad de Europa, incluyendo las aguas continentales del Ártico y del norte de Asia (Banarescu, 1973a; Mills, 1988) y desde España hasta la antigua URSS (Doadrio, 2002). Dentro de la Península Ibérica, es considerado como una especie nativa (Elvira, 1995) y su área de distribución comprende los ríos del norte y noroeste (Doadrio y Garzón, 1986; Sostoa y cols., 1990); en la cuenca del Duero fue introducido a comienzos del siglo pasado (Doadrio, 2002), ocupando la zona noroeste de Castilla y León (Velasco y cols., 2005).

Se trata de un pez de pequeño tamaño, de entre 6 y 10 cm (González Fernández, 1999), que rara vez alcanza los 15 cm de longitud (Doadrio, 2002). Las hembras presentan mayor tamaño que los machos (Velasco y cols., 2005).

Su longevidad es muy variable, dependiendo de las poblaciones: desde los 3 años en el sur de Inglaterra hasta los 13 años en Finlandia (Mills, 1988), con una máxima edad media en torno a los 6 años (Froese y Pauly, 2004). El tiempo de maduración sexual es distinto para los machos y las hembras (Bagenal, 1978). La proporción de sexos en cada población puede variar según el lecho del río y su profundidad, debido a las diferentes preferencias de hábitat por parte de cada sexo (Constantinescu y cols., 1984); a veces, según Frost (1943), se observa preponderancia de las hembras, debido a que éstas tienden a vivir más tiempo que los machos.

Durante la época reproductora, las poblaciones establecidas en los cursos más bajos emigran hacia las zonas más altas del río (Frost, 1943; Wootton y Mills, 1979;

Mills, 1987), llegando a formar grandes cardúmenes que pueden estar constituidos sólo por ejemplares machos, desencadenándose la reproducción cuando en dichas agrupaciones se introducen las hembras (Doadrio, 2002; Martín Jiménez, 2006).

Suelen vivir en los tramos altos de los ríos, en aguas frías y bien oxigenadas (Doadrio, 2002), aunque también pueden establecerse en zonas intermedias y asentarse en embalses de cabecera (Martín Jiménez, 2006). De carácter muy social, puede llegar a formar grandes cardúmenes (González Fernández, 1999), compartiendo frecuentemente hábitat con salmónidos como la trucha, con la que también puede formar grupos (González Fernández, 1999).

Es una especie macrófaga, depredadora, estenófaga y selectiva (Docampo y Vega, 1990), cuya dieta principal consiste en macroinvertebrados (Doadrio, 2002), que completa con algas y restos vegetales (Froese y Pauly, 2004). Muestra cierto oportunismo, variando su dieta según la localidad (Maitlands, 1965; Mann y Orr, 1969), la edad (Lien, 1981; Millylä y cols., 1983) y la estación del año; durante los meses invernales puede haber una disminución de los procesos digestivos y de la cantidad ingerida, aunque no se produce un ayuno total (Frost, 1943), reflejando en su dieta la disponibilidad de sus presas (Lien, 1981; Millylä y cols., 1983).

#### **3.4.6. Gobio (*Gobio lozanoi* Doadrio y Madeira 2004)**

---

*Gobio* sp. (Cuvier 1816) es un género de aproximadamente 20 especies de amplia distribución paleártica, diseminadas por toda Europa y Asia (Mann, 1980b; Oscoz y cols., 2003). Dentro del mismo, *Gobio gobio* (Linnaeus 1758), con sus numerosas subespecies y formas locales descritas, es una de las especies de peces más variables de toda Europa (Doadrio y Madeira, 2004).

Durante años *Gobio gobio* ha tenido la consideración de especie introducida en la Península Ibérica (Doadrio y Elvira, 1986), y sólo recientemente se empieza a considerar como autóctona en las cuencas de los ríos Ebro y Bidasoa (Doadrio, 2001). Hace unos años, Doadrio y Madeira (2004), redescubrieron dichas poblaciones (junto con las de la cuenca Adour, en Francia) como una nueva especie, a la que llamaron *Gobio lozanoi*. En las citadas cuencas, por lo tanto, es una especie endémica, mientras que en el resto de la Península las poblaciones se han aclimatado perfectamente y se han extendido rápidamente por numerosos cauces fluviales (Doadrio, 2002). En Castilla y León, *G. lozanoi* se encuentra en toda la Comunidad, salvo en la cuenca del Sil y en los ríos de la cornisa cantábrica (González Fernández, 1999), y dentro de la cuenca del Duero ha colonizado la mayor parte de los cauces fluviales (Velasco y cols., 2005).

*Gobio lozanoi* es un ciprínido de pequeño tamaño, entre 8 y 14 cm que raramente supera los 15 cm de longitud (Miñano y cols., 2003). Su tiempo de vida es corto (Doadrio y Madeira, 2004), entre 5 y 7 años (Velasco y cols., 2005), aunque su longevidad va a depender de las condiciones en las que viva la población (Lobón-Cerviá y cols., 1991).

Se reproduce a edades tempranas (1 año de edad) (Lobón-Cerviá y cols., 1991) y presenta una alta tasa de mortalidad y altos costes reproductivos (Mann, 1980b); su fecundidad es mayor en ecosistemas menos predecibles (Lobón-Cerviá y Torres, 1983), donde sus poblaciones se pueden duplicar en menos de 15 meses (Froese y Pauly, 2004), por lo que, ante una perturbación, se recuperan mucho antes que las de otras especies de ciprínidos.

Su alimentación está compuesta principalmente por macroinvertebrados bentónicos (Oscóz y cols., 2003) y completa su dieta con algas y detritus (González Fernández, 1999). Muestra cierto oportunismo en sus hábitos alimentarios, lo que le permite adaptarse a la distinta disponibilidad y abundancia de invertebrados (Oscóz y cols., 2003). Aunque los alevines se alimentan de zooplancton, también existen diferencias entre las distintas edades (Martín Jiménez, 2006).

### 3.4.7. Tenca (*Tinca tinca* Linnaeus 1758)

---

La tenca es una especie euroasiática, que se distribuye desde España hasta el lago Baikal (Rusia), estando presente en todos los países europeos, excepto en Bélgica y Luxemburgo, mientras que en Portugal e Irlanda ha sido introducida artificialmente (Doadrio, 2002). En España está ampliamente distribuida por todas las cuencas fluviales (Doadrio, 2002), y dentro de Castilla y León sus poblaciones se diseminan por puntos favorables de buena parte del territorio (Martín Jiménez, 2006). En los ríos no es una especie frecuente y siempre sus poblaciones son escasas; sin embargo, pueden ser abundantes en ciertas ocasiones debido a que es objeto de repoblaciones en charcas del oeste español, principalmente Extremadura y Castilla y León (Doadrio, 2002).

De tamaño medio, normalmente entre 15 y 50 cm (González Fernández, 1999), puede alcanzar los 85 cm de longitud total (Doadrio, 2002). Su crecimiento es lento comparado con el de otros ciprínidos cultivados, especialmente en las primeras fases de su vida (Steffens, 1995; Wolnicki, 1996), aunque su longevidad es alta, pudiendo vivir más de 10 años (Velasco y cols., 2005).

Es una especie de aguas lentas o estancadas, con abundante vegetación y fondos blandos (Fernández San Juan, 1995; Lusk y cols., 1998). En invierno pueden llegar a semienterrarse en el fango (González Fernández, 1999). Según algunos autores (Velasco y cols., 2005) son extremadamente gregarias, y según otros, son poco sociables, recelosas y esquivas, de carácter muy sedentario (Martín Jiménez, 2006).

Su alimentación es omnívora, consumiendo principalmente invertebrados acuáticos (Doadrio, 2002) y completando su dieta con detritus y materia vegetal (Fernández San Juan, 1995).

## 3.5. Captura de animales

Para capturar los peces en los distintos tramos fluviales seleccionados, se utilizó la pesca eléctrica, que no requiere una preparación preliminar del sitio de muestreo, evitando así la molestia y huida de los peces, aunque no es efectiva en medios acuáticos de más de 2 m de profundidad (Backiel y Welcomme, 1980).

El equipo de pesca eléctrica tiene tres componentes: el generador, el transformador y los electrodos; cuando se pone en marcha, los peces son atraídos hacia el aro metálico, que constituye el ánodo. Se utilizaron dos equipos distintos:

- Uno convencional, consistente en un generador de corriente monofásico (3.000 rpm), provisto de un motor Honda modelo GX160 con una potencia de 3,6 kW.
- Un equipo de pesca móvil, también denominado generador de mochila o martín pescador, ya que consta de una especie de mochila donde van situados el generador (motor Honda modelo GXV50, con una potencia de 1,8 kW y 7.000 rpm)

y una caja de control de voltaje (20-30 A en corriente pulsada). El cátodo está formado por un cable a modo de cola de ratón y el ánodo por una pértiga.

Cuando aplicamos corriente eléctrica en una zona del río, la reacción de los peces a la misma es el resultado de la estimulación de su sistema nervioso, y sus efectos (huida, atracción, narcosis o muerte) dependen de su intensidad (Granado-Lorencio, 2002). En el caso de los ciprínidos, el margen entre controlar al pez y dejarle aturdido es muy estrecho (Backiel y Welcomme, 1980). En nuestro caso, una vez recogidos, la mayoría de los ejemplares estaban bajo los efectos narcóticos de la corriente o prácticamente muertos; por ese motivo, y debido a que el uso de anestésicos puede influir negativamente en la presencia de ectoparásitos en el pez (Eiras y cols., 2000), los peces se introdujeron directamente en bolsas de plástico, se etiquetaron y se transportaron en condiciones de refrigeración al laboratorio para su procesamiento posterior.

Para capturar los peces en la piscifactoría de tencas, se recurrió a la utilización de nasas. Posteriormente, los ejemplares capturados se colocaron en grandes bolsas de plástico cubiertas de agua en 1/3 de su volumen dentro de neveras refrigeradas. Una vez en el laboratorio, se siguieron nuevamente las recomendaciones de Eiras y cols. (2000) y se decidió no usar anestésicos en su sacrificio; en su lugar se optó por el método que estos mismos autores proponen, perforando la parte superior de la cabeza hasta la primera vértebra con un bisturí, y seccionando la médula con un ligero movimiento lateral de éste con el fin de provocar la muerte inmediata del animal.

### **3.6. Recogida de datos *in situ*: características de los peces capturados**

Se midieron algunas variables relacionadas con la unidad de muestreo (pez) para posteriormente poderlas analizar como posibles factores de riesgo en la parasitación: especie, longitud total, peso total, índice de condición, sexo y estado de freza.

El índice de condición se basa en la idea de estimar las modificaciones temporales del buen estado de los peces bajo las influencias de factores externos (ambiente) e internos (fisiológicos), independientemente de la longitud; y varía según la especie, morfotipo, sexo, edad, estado de madurez reproductiva, época del año y ambiente acuático (Lobón-Cerviá y cols., 1991; Granado Lorencio, 2002).

Dicho índice fue aplicado debido a su utilidad a la hora de valorar el debilitamiento de los peces, detectado como una reducción en el mismo (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Cone, 1989), cuando las comparaciones se hacen entre peces sanos y peces infectados de la misma edad y/o estado reproductivo (freza) (Williams, 2000; Nash y cols., 2006)

Aunque al inicio de este trabajo se intentó estimar la edad de los peces capturados a partir de la lectura de los annuli (anillos verdaderos) de sus escamas siguiendo los criterios aportados por algunos autores (Cragg-Hine y Jones 1969; Granado Lorencio, 2002), más tarde se desestimó su cálculo debido a la dificultad que presentaba la interpretación de esta técnica en el caso de algunas especies de ciprínidos como el gobio, el piscardo y la bermejuela (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y Elvira, 1981). En su lugar, y debido a la correlación entre ambos parámetros (Encina y cols., 2006), y entre el tamaño corporal y la parasitación (presencia y efectos de los parásitos sobre el hospedador), demostrada por algunos autores (Kabata, 1970; Dogiel y cols., 1961; Chubb, 1977; Lester y Roubal, 1995), se utilizaron las variables longitud total y peso total.

### 3.7. Resultados: Parámetros biométricos de los peces capturados

A lo largo del estudio, se capturaron un total de 782 ciprínidos. En el conjunto de los ríos, se recogieron 668 peces: 459 en los tramos medios y 209 en los altos; mientras que en la piscifactoría se capturaron 114 ejemplares. Los datos correspondientes al tamaño de muestra, distribuidos entre las distintas zonas y puntos de muestreo y a lo largo de las distintas estaciones del año, se muestran en el Anexo 3.3.

#### 3.7.1. Parámetros biométricos de los peces según su distribución espacial (ubicación)

La longitud mostró variaciones espaciales, siendo los ríos (frente a la piscifactoría) y los tramos medios (frente a los altos) los lugares con los ejemplares de mayor longitud; entre los distintos punto de muestreo, en el Er se recogieron los de mayor tamaño (Tabla 3.1).

Los ejemplares de mayor peso fueron capturados en los ríos (frente a la piscifactoría), en los tramos medios (frente a los altos) y en el punto de muestreo *Arl* (frente al resto) (Tabla 3.1).

Los ejemplares con los mayores valores de condición somática fueron capturados en los ríos (frente a la piscifactoría), en los tramos medios (frente a los altos) y en el punto *Er* (frente al resto de puntos muestreados) (Tabla 3.1).

Tabla 3.1. Parámetros biométricos de los ciprínidos capturados en distintos puntos de muestreo

	n	Longitud (cm)	Peso (g)	Índice de condición
<b>Total</b>	<b>781</b>	<b>13,75 ± 9,14</b>	<b>82,47 ± 244,93</b>	<b>320, 641 ± 477,69</b>
Río	667	13, 878 ± 9,74	90,22 ± 263,60	331,04 ± 511,96
Piscifactoría	114	12,99 ± 4,02	37,04 ± 45,11	259,73 ± 160,10
$p^{MW}$		<0,001	<0,001	<0,001
Tramo alto	209	8,32 ± 4,67	20,49 ± 115,41	133,42 ± 246,36
Tramo medio	459	16,41 ± 10,39	121,97 ± 303,18	421,02 ± 572,90
$p^{MW}$		<0,001	<0,001	<0,001
<i>Arl</i>	98	16,74 ± 10,87	152,2 ± 418,54	474,16 ± 744,17
<i>Dur</i>	174	14,58 ± 11,81	126,21 ± 344,13	377,85 ± 644,24
<i>Er</i>	107	19,83 ± 8,23	119,69 ± 167,33	483,85 ± 362,85
<i>Pisc</i>	114	12,99 ± 4,02	37,04 ± 45,11	259,73 ± 160,10
<i>Rev</i>	152	8,79 ± 5,30	25,81 ± 135,05	144,81 ± 287,67
<i>Uc-A</i>	57	7,05 ± 1,76	6,32 ± 3,21	103,07 ± 31,80
<i>Uc-M</i>	80	15,41 ± 7,7	78,75 ± 133,50	365,77 ± 348,20
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.2. Parámetros biométricos de los peces según su distribución temporal (estacional)

Aunque la longitud de los ejemplares capturados fue significativamente mayor en el verano, en la primavera (durante la época de freza) éstos presentaban un mayor peso e índice de condición (Tabla 3.2), probablemente debido al mayor desarrollo gonadal.

Tabla 3.2. Parámetros biométricos de los ciprínidos capturados en las distintas estaciones del año en la totalidad de los puntos de muestreo

	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Primavera	201	13,90 ± 11,42	125,83 ± 356,58	391,28 ± 678,34
Verano	292	14,74 ± 8,49	78,12 ± 187,56	336,58 ± 392,37
Otoño	289	12,64 ± 7,79	56,7 ± 191,94	255,41 ± 368,36
<b>p<sup>KW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total</b>	<b>782</b>	<b>13,75 ± 9,14</b>	<b>82,47 ± 244,93</b>	<b>320, 641 ± 477,69</b>

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.3. Parámetros biométricos de los peces en función de factores intrínsecos

La longitud también presentó variaciones en función del sexo, siendo mayor en los machos; del estado de freza, siendo mayor en los ejemplares en reposo reproductivo; y de la especie de pez, siendo los barbos los de mayor tamaño (Tabla 3.3).

El peso también mostró variaciones en función del sexo, el estado reproductivo y la especie, alcanzando mayor peso las hembras, los ejemplares en freza, y los barbos (Tabla 3.3).

En cuanto a la condición somática, también se aprecian diferencias significativas en relación al sexo, estado reproductivo y especie, siendo los machos, los individuos en freza, y los barbos, los que presentan los mayores valores (Tabla 3.3).

Tabla 3.3. Parámetros biométricos de los ciprínidos capturados en función de su especie, sexo y estado reproductivo (freza)

	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>781</b>	<b>13,75 ± 9,14</b>	<b>82,47 ± 244,93</b>	<b>320, 641 ± 477,69</b>
Barbos	142	26,81 ± 12,99	348,15 ± 490,74	918, 888 ± 863,95
Bermejuelas	35	10,09 ± 1,39	14,54 ± 5,13	160,67 ± 34,27
Bogas	91	17,95 ± 4,01	69,25 ± 34,06	380,28 ± 127,83
Bordallos	12	13,42 ± 4,49	39,71 ± 26,72	279, 879 ± 121,42
Gobios	174	9,56 ± 1,33	12,04 ± 4,32	142,67 ± 32,67
Piscardos	213	7,72 ± 1,38	6,73 ± 2,97	103,68 ± 28,37
Tencas	114	12,99 ± 4,02	37,04 ± 45,11	259, 73 ± 160,10
<b>p<sup>KW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis



Tabla 3.3 (cont). Parámetros biométricos de los ciprínidos capturados en función de su especie, sexo y estado reproductivo (freza)

	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Machos	269	15,95 ± 8,59	90,21 ± 199,7	374,14 ± 413,48
Hembras	366	13,91 ± 10,21	102,14 ± 309,99	347,09 ± 583,45
$p^{MW}$		<0,001	<0,001	<0,001
En freza	163	13,02 ± 10,55	111,68 ± 355,16	357,095 ± 668,47
Reposo reproductivo	619	13,94 ± 8,73	74,77 ± 206,07	311,04 ± 413,28
$p^{MW}$		<0,001	<0,001	<0,001

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

### 3.7.4. Parámetros biométricos de los peces en función de la especie

Algunos de los factores biométricos analizados han mostrado una variación significativa en función de las diferentes especies de peces. La longitud, el peso y el índice de condición medidos en los ejemplares capturados en el global de la muestra (Tabla 3.3), en el río, en los tramos altos y medios y en los puntos de muestreo *Rev* y *Arl*, siempre han sido significativamente mayores en los barbos (Tabla 3.4).

Tabla 3.4. Parámetros biométricos de las distintas especies de ciprínidos

<b>Ríos</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	142	26,81 ± 12,99	348,15 ± 490,74	918,89 ± 863,95
Bermejuelas	35	10,09 ± 1,39	14,54 ± 5,13	160,67 ± 34,27
Bogas	91	17,95 ± 4,01	69,25 ± 34,06	380,28 ± 127,83
Cachos	12	13,42 ± 4,49	39,71 ± 26,72	279,88 ± 121,42
Gobios	174	9,56 ± 1,33	12,04 ± 4,32	142,67 ± 32,67
Piscardos	213	7,72 ± 1,38	6,73 ± 2,97	103,68 ± 28,37
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (ríos)</b>	<b>667</b>	<b>13,88 ± 9,74</b>	<b>90,22 ± 263,60</b>	<b>331,04 ± 511,96</b>
<b>Tramo alto</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	3	45,17 ± 1,76	957,67 ± 218,27	2130,37 ± 397,45
Bermejuelas	1	10,00	13,00	150,09
Gobios	1	9,00	11,00	142,31
Piscardos	204	7,77 ± 1,38	6,79 ± 2,99	103,93 ± 28,72
$p^{KW}$		0,005	0,003	0,004
<b>Total (Tramo alto)</b>	<b>209</b>	<b>8,32 ± 4,67</b>	<b>20,49 ± 115,41</b>	<b>133,42 ± 246,36</b>

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 3.4 (cont). Parámetros biométricos de las distintas especies de ciprínidos

<b>Tramo medio</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	139	26,41 ± 12,84	334,99 ± 486,95	892,74 ± 853,08
Bermejuelas	34	10,09 ± 1,41	14,59 ± 5,2	160,98 ± 34,74
Bogas	91	17,95 ± 4,01	69,25 ± 34,06	380,28 ± 127,83
Cachos	12	13,42 ± 4,49	39,71 ± 26,72	279,88 ± 121,42
Gobios	173	9,57 ± 1,34	12,05 ± 4,33	142,67 ± 32,77
Piscardos	9	6,67 ± 0,94	5,33 ± 1,94	98,09 ± 19,10
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (Tramo medio)</b>	<b>458</b>	<b>16,41 ± 10,39</b>	<b>121,97 ± 303,18</b>	<b>421,02 ± 572,90</b>
<b>Rev</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	3	45,17 ± 1,76	957,67 ± 218,27	2130,37 ± 397,45
Piscardos	149	8,06 ± 1,10	7,05 ± 2,94	104,83 ± 27,78
$p^{KW}$		0,003	0,003	0,003
<b>Rev (total)</b>	<b>152</b>	<b>45,17 ± 1,76</b>	<b>957,67 ± 218,27</b>	<b>2130,37 ± 397,45</b>
<b>Uc-A</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Bermejuelas	1	10,00	13,00	150,09
Gobios	1	9,00	11,00	142,31
Piscardos	55	6,96 ± 1,72	6,11 ± 3,06	101,5 ± 31,26
$p^{KW}$		0,090	0,071	0,123
<b>Total (Uc-A)</b>	<b>57</b>	<b>7,05 ± 1,76</b>	<b>6,32 ± 3,21</b>	<b>103,07 ± 31,80</b>
<b>Arl</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	13	32,27 ± 21,31	843,08 ± 900,49	1678,86 ± 1581,44
Bermejuelas	2	9,25 ± 1,77	12 ± 5,66	146,28 ± 37,04
Bogas	56	17,02 ± 3,99	62,13 ± 31,60	357,41 ± 128,43
Cachos	5	16,1 ± 2,70	56,4 ± 25,12	357,75 ± 97,87
Gobios	13	8,39 ± 1,31	9,38 ± 3,84	127,93 ± 32,28
Piscardos	9	6,67 ± 0,94	5,33 ± 1,94	98,09 ± 19,10
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (Arl)</b>	<b>98</b>	<b>16,74 ± 10,87</b>	<b>152,20 ± 418,54</b>	<b>474,16 ± 744,17</b>
<b>Dur</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	33	34,82 ± 14,98	611,12 ± 583,82	1372,92 ± 988,81
Bermejuelas	8	10,56 ± 0,86	14,88 ± 4,36	159,16 ± 27,24
Cachos	1	17,00	55,00	343,61
Gobios	132	9,75 ± 1,30	12,27 ± 4,37	142,59 ± 33,28
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (Dur)</b>	<b>174</b>	<b>14,58 ± 11,81</b>	<b>126,21 ± 344,13</b>	<b>377,85 ± 644,24</b>

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 3.4 (cont). Parámetros biométricos de las distintas especies de ciprínidos

<b>Er</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	55	24,11 ± 7,93	183,89 ± 211,49	652,34 ± 420,98
Bermejuelas	6	11,17 ± 1,69	17,67 ± 6,89	172,89 ± 45,55
Bogas	29	19,64 ± 3,35	79,76 ± 33,61	411,38 ± 111,23
Cachos	6	10,58 ± 4,38	23,25 ± 20,39	204,36 ± 105,14
Gobios	10	8,65 ± 1,55	12,2 ± 6,32	154,68 ± 45,25
<b>p<sup>KW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (Er)</b>	<b>106</b>	<b>19,83 ± 8,23</b>	<b>119,69 ± 167,33</b>	<b>483,85 ± 362,85</b>
<b>Uc-M</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Barbos	38	20,43 ± 7,87	140,08 ± 172,28	554,76 ± 415,82
Bermejuelas	18	9,61 ± 1,29	13,72 ± 4,89	159,45 ± 35,59
Bogas	6	18,42 ± 5,02	84,83 ± 45,51	443,42 ± 164,75
Gobios	18	9,61 ± 0,92	12,28 ± 2,30	147,21 ± 15,47
<b>p<sup>KW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001
<b>Total (Uc-M)</b>	<b>80</b>	<b>15,41 ± 7,70</b>	<b>78,75 ± 133,50</b>	<b>365,77 ± 348,20</b>

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.1. Barbo (*Barbus bocagei*)

Los ejemplares de *B. bocagei* de mayor longitud, peso e índice de condición se han capturado en primavera, en los tramos altos (concretamente en el punto *Rev*), entre las hembras, y en época de freza (Tabla 3.5).

Tabla 3.5. Parámetros biométricos de los barbos capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo, tramo de río y estación del año

<b>Barbos</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>142</b>	<b>26,81 ± 12,99</b>	<b>348,15 ± 490,74</b>	<b>918,89 ± 863,95</b>
Machos	73	23,62 ± 11,22	231,12 ± 340,62	705,29 ± 642,44
Hembras	59	31,93 ± 13,76	529,64 ± 615,81	1253,41 ± 1038,46
<b>p<sup>MW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001
En freza	12	43,83 ± 13,88	1177,92 ± 699,21	2388,18 ± 1134,17
Reposo reproductivo	130	25,24 ± 11,77	271,55 ± 383,33	783,26 ± 697,70
<b>p<sup>MW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001
Arlanza	13	32,27 ± 21,31	843,08 ± 900,49	1678,86 ± 1581,44
Duratón	33	34,82 ± 14,98	611,12 ± 583,82	1372,92 ± 988,81
Eresma	55	24,11 ± 7,93	183,89 ± 211,49	652,34 ± 420,98
Revinuesa	3	45,17 ± 1,76	957,67 ± 218,27	2130,37 ± 397,45
Ucero Medio	38	20,43 ± 7,87	140,08 ± 172,28	554,76 ± 415,82
<b>p<sup>KW</sup></b>		<0,001	<0,001	<0,001

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla 3.5 (cont). Parámetros biométricos de los barbos capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo, tramo de río y estación del año

<i>Barbos</i>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Tramo alto	3	45,17 ± 1,76	957,67 ± 218,27	2130,37 ± 397,45
Tramo medio	139	26,41 ± 12,84	334,99 ± 486,95	892,74 ± 853,08
$p^{MW}$		0,033	0,025	0,022
Primavera	29	34,47 ± 16,60	718,21 ± 686,54	1570,50 ± 1192,88
Verano	73	24,40 ± 10,60	234,47 ± 326,83	727,16 ± 613,27
Otoño	40	25,64 ± 12,21	287,33 ± 453,07	796,38 ± 763,32
$p^{KW}$		0,019	0,009	0,007

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.2. Boga del Duero (*Chondrostoma duriense*)

Los ejemplares de mayor longitud se han capturado en el punto *Er* (Tabla 3.6).

Tabla 3.6. Parámetros biométricos de las bogas capturadas en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo y estación del año

<i>Bogas</i>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>91</b>	<b>17,95 ± 4,01</b>	<b>69,25 ± 34,06</b>	<b>380,28 ± 127,83</b>
Machos	59	18,54 ± 3,14	72,73 ± 31,28	396,48 ± 112,66
Hembras	28	17,96 ± 3,63	68,43 ± 35,16	376,94 ± 126,44
$p^{MW}$		0,475	0,498	0,598
En freza	22	17,89 ± 3,35	73,45 ± 33,06	409,65 ± 121,28
Reposo reproductivo	69	17,96 ± 4,22	67,91 ± 34,50	370,92 ± 129,29
$p^{MW}$		0,952	0,386	0,172
Arlanza	56	17,02 ± 3,99	62,13 ± 31,60	357,41 ± 128,43
Eresma	29	19,64 ± 3,35	79,76 ± 33,61	411,38 ± 111,23
Ucero Medio	6	18,42 ± 5,02	84,83 ± 45,51	443,42 ± 164,75
$p^{KW}$		0,022	0,057	0,099
Primavera	25	17,74 ± 3,42	71,20 ± 33,81	398,97 ± 125,09
Verano	32	19,31 ± 3,32	76,66 ± 34,20	401,17 ± 115,93
Otoño	34	16,81 ± 4,67	60,84 ± 33,69	346,88 ± 136,81
$p^{KW}$		0,121	0,182	0,187

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.3. Bermejuela (*Chondrostoma arcasii*)

Los ejemplares de mayor longitud se han capturado en otoño/primavera, entre las hembras y fuera de la época reproductiva (Tabla 3.7).

Tabla 3.7. Parámetros biométricos de las bermejuelas capturadas en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo, tramo de río y estación del año

<b>Bermejuelas</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>35</b>	<b>10,09 ± 1,39</b>	<b>14,54 ± 5,13</b>	<b>160,67 ± 34,27</b>
Machos	7	9,14 ± 1,31	12 ± 3,70	140,09 ± 25,69
Hembras	18	10,47 ± 1,46	16,5 ± 5,81	173,53 ± 38,54
$p^{MW}$		0,044	0,097	0,141
En freza	4	8,38 ± 1,11	10 ± 3,37	137,38 ± 22,40
Reposo reproductivo	31	10,31 ± 1,27	15,13 ± 5,06	163,67 ± 34,63
$p^{MW}$		0,009	0,056	0,144
Arlanza	2	9,25 ± 1,77	12 ± 5,66	146,28 ± 37,04
Duratón	8	10,56 ± 0,86	14,88 ± 4,36	159,16 ± 27,24
Eresma	6	11,17 ± 1,69	17,67 ± 6,89	172,89 ± 45,55
Ucero Alto	1	10,00 ± 0,00	13,00 ± 0,00	150,09 ± 0,00
Ucero Medio	18	9,61 ± 1,29	13,72 ± 4,89	159,45 ± 35,59
$p^{KW}$		0,146	0,670	0,853
Tramo alto	1	10,00 ± 0,00	13,00 ± 0,00	150,09 ± 0,00
Tramo medio	34	10,09 ± 1,41	14,59 ± 5,2	160,98 ± 34,74
$p^{MW}$				
Primavera	9	10,28 ± 2,00	15,56 ± 6,43	165,75 ± 36,07
Verano	14	9,46 ± 0,93	12,93 ± 4,92	153,74 ± 40,30
Otoño	12	10,67 ± 1,05	15,67 ± 4,14	164,93 ± 25,73
$p^{KW}$		0,027	0,248	0,455

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

#### 3.7.4.4. Bordallo (*Squalius carolitertii*)

Los ejemplares de mayor longitud, peso e índice de condición se capturaron durante el verano (Tabla 3.8).

Tabla 3.8. Parámetros biométricos de bordallos capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo y estación del año

<b>Bordallos</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>13,42 ± 4,49</b>	<b>39,71 ± 26,72</b>	<b>279,88 ± 121,42</b>
Machos	7	15,5 ± 2,48	48,29 ± 21,7	319,74 ± 88,62
Hembras	3	13 ± 5,57	41,5 ± 34,25	294,16 ± 158,38
$p^{MW}$		0,667	0,667	0,667
En freza	2	13,75 ± 2,47	34 ± 18,39	259,20 ± 90,67
Reposo reproductivo	10	13,35 ± 4,89	40,85 ± 28,75	284,02 ± 130,36
$p^{MW}$		0,758	0,758	0,909

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla 3.8 (cont). Parámetros biométricos de bordallos capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo y estación del año

<b>Bordallos</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
Arlanza	5	16,1 ± 2,70	56,4 ± 25,12	357,75 ± 97,87
Duratón	1	17,00 ± 0,00	55,00 ± 0,00	343,61 ± 0,00
Eresma	6	10,58 ± 4,38	23,25 ± 20,39	204,36 ± 105,14
$p^{KW}$		0,075	0,122	0,142
Primavera	5	9,60 ± 4,08	17,90 ± 17,47	176,71 ± 89,88
Verano	7	16,14 ± 2,25	55,29 ± 20,65	353,58 ± 80,23
$p^{MW}$		0,015	0,015	0,019

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.5. Gobio (*Gobio lozanoi*)

Los ejemplares de mayor longitud, peso e índice de condición se han capturado fuera de la época reproductiva, y los de mayor condición somática en el verano; en el punto *Dur* se han recogido los de mayor longitud (Tabla 3.9).

Tabla 3.9. Parámetros biométricos de los gobios capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo, tramo de río y estación del año

<b>Gobios</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>174</b>	<b>9,56 ± 1,33</b>	<b>12,04 ± 4,32</b>	<b>142,67 ± 32,67</b>
Machos	57	9,86 ± 1,06	12,91 ± 4,09	149,18 ± 31,47
Hembras	59	9,49 ± 1,29	11,76 ± 4,30	140,89 ± 32,69
$p^{MW}$		0,092	0,092	0,204
En freza	33	9,09 ± 1,02	10,45 ± 3,00	133,79 ± 22,90
Reposo reproductivo	141	9,67 ± 1,38	12,41 ± 4,50	144,75 ± 34,30
$p^{MW}$		0,002	0,003	0,016
Arlanza	13	8,39 ± 1,31	9,38 ± 3,84	27,94 ± 32,28
Duratón	132	9,75 ± 1,30	12,27 ± 4,37	142,59 ± 33,28
Eresma	10	8,65 ± 1,55	12,2 ± 6,32	154,68 ± 45,25
Ucero Alto	1	9,00 ± 0,00	11,00 ± 0,00	142,31 ± 0,00
Ucero Medio	18	9,61 ± 0,92	12,28 ± 2,30	147,21 ± 15,47
$p^{KW}$		0,002	0,243	0,563
Tramo alto	1	9,00 ± 0,00	11,00 ± 0,00	142,31 ± 0,00
Tramo medio	173	9,57 ± 1,34	12,05 ± 4,33	142,67 ± 32,77
$p^{MW}$		0,457	0,749	0,858
Primavera	48	9,32 ± 1,19	12,15 ± 4,64	147,46 ± 34,96
Verano	66	9,84 ± 1,09	12,85 ± 3,61	148,94 ± 26,20
Otoño	60	9,45 ± 1,63	11,07 ± 4,64	131,94 ± 34,95
$p^{KW}$		0,057	0,085	0,038

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.6. Piscardo (*Phoxinus phoxinus*)

Los ejemplares de mayor longitud, peso e índice de condición se han capturado en el verano; los de mayor longitud en los tramos altos, y concretamente en el punto *Rev*; y los de mayor peso e índice de condición en la época de freza (Tabla 3.10).

Tabla 3.10. Parámetros biométricos de los piscardos capturados en función de su sexo, estado reproductivo (freza), punto de muestreo, tramo de río y estación del año

<i>Piscardos</i>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>213</b>	<b>7,72 ± 1,38</b>	<b>6,73 ± 2,97</b>	<b>103,68 ± 28,37</b>
Machos	30	7,98 ± 0,98	7,7 ± 2,18	115,75 ± 21,99
Hembras	145	8,09 ± 1,05	7,26 ± 2,79	107,66 ± 25,89
$p^{MW}$		0,871	0,354	0,170
En freza	80	7,92 ± 1,12	7,34 ± 2,96	110,59 ± 28,53
Reposo reproductivo	133	7,60 ± 1,51	6,36 ± 2,92	99,53 ± 27,56
$p^{MW}$		0,277	0,049	0,021
Arlanza	9	6,67 ± 0,94	5,33 ± 1,94	98,09 ± 19,10
Revinuesa	149	8,06 ± 1,10	7,05 ± 2,94	104,83 ± 27,78
Ucero Alto	55	6,96 ± 1,72	6,11 ± 3,06	101,5 ± 31,26
$p^{KW}$		<0,001	0,057	0,598
Tramo alto	204	7,77 ± 1,38	6,79 ± 2,99	103,93 ± 28,72
Tramo medio	9	6,67 ± 0,94	5,33 ± 1,94	98,09 ± 19,10
$p^{MW}$		0,006	0,118	0,437
Primavera	74	7,40 ± 1,24	6,03 ± 2,85	98,87 ± 30,72
Verano	45	8,13 ± 1,20	8,11 ± 2,88	117,00 ± 22,59
Otoño	94	7,77 ± 1,52	6,62 ± 2,91	101,10 ± 27,24
$p^{KW}$		0,006	0,002	0,002

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

### 3.7.4.7. Tenca (*Tinca tinca*)

Los ejemplares de mayor longitud, peso e índice de condición se han capturado en primavera, durante la época de freza (Tabla 3.11).

Tabla 3.11. Parámetros biométricos de las tencas capturadas en función de su sexo, estado reproductivo (freza) y estación del año

<i>Tencas</i>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
<b>Total</b>	<b>114</b>	<b>12,99 ± 4,02</b>	<b>37,04 ± 45,11</b>	<b>259,73 ± 160,10</b>
Machos	36	13,83 ± 4,86	47,61 ± 63,46	291,85 ± 220,65
Hembras	54	13,80 ± 2,97	37,94 ± 37,05	270,374 ± 127,44
$p^{MW}$		0,086	0,092	0,093

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla 3.11 (cont). Parámetros biométricos de las tencas capturadas en función de su sexo, estado reproductivo (freza) y estación del año

<b>Tencas</b>	<b>n</b>	<b>Longitud (cm)</b>	<b>Peso (g)</b>	<b>Índice de condición</b>
En freza	10	20,7 ± 6,37	141,3 ± 98,21	620,60 ± 309,84
Reposo reproductivo	104	12,25 ± 2,80	27,02 ± 15,27	225,03 ± 76,65
$p^{MW}$		<0,001	<0,001	<0,001
Primavera	10	20,70 ± 6,37	141,30 ± 98,21	620,60 ± 309,84
Verano	55	11,70 ± 2,86	26,55 ± 13,64	229,78 ± 76,71
Otoño	49	12,87 ± 2,63	27,55 ± 17,04	219,70 ± 77,01
$p^{KW}$		<0,001	<0,001	<0,001

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis





## 4. GENERALIDADES SOBRE PARÁSITOS

### 4.1. Adaptación al parasitismo

#### 4.1.1. Introducción

Algunos parásitos son específicos de hospedadores del mismo género, mientras otros lo son de una sola especie de pez o incluso de una variedad (Bykhovski, 1957; Allison y Kelly, 1963; Kozel, 1976; Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Clayton y Price, 1988; Elser, 1995). A la hora de explicar este fenómeno de especificidad de parasitación y sus implicaciones, es conveniente matizar que se trata de un proceso evolutivo, formado a lo largo del tiempo, y durante el cual se acumulan y estabilizan los caracteres adaptativos elaborados por el organismo parásito; cuanto más antigua sea la característica heredable, más estable es y más difícil es de alterar (Shulman, 1961).

Así que a la hora de evaluar esta especificidad, no es suficiente encontrar que un parásito es capaz de sobrevivir en un pez (presencia) (Bykhovski, 1957), sino que también es necesario determinar qué hospedador determina las condiciones óptimas de vida, sobre o dentro del mismo (microambiente), así como las condiciones ecológicas bajo las cuales éste vive (macroambiente) (Shulman, 1961) (Figura 4.1.). Por este motivo, es conveniente, a la hora de establecer el por qué una especie u otra puede suponer un factor de riesgo en la parasitación, analizar también las condiciones ecológicas bajo las que desarrolla su ciclo vital, y que han sido desarrolladas en los capítulos anteriores.

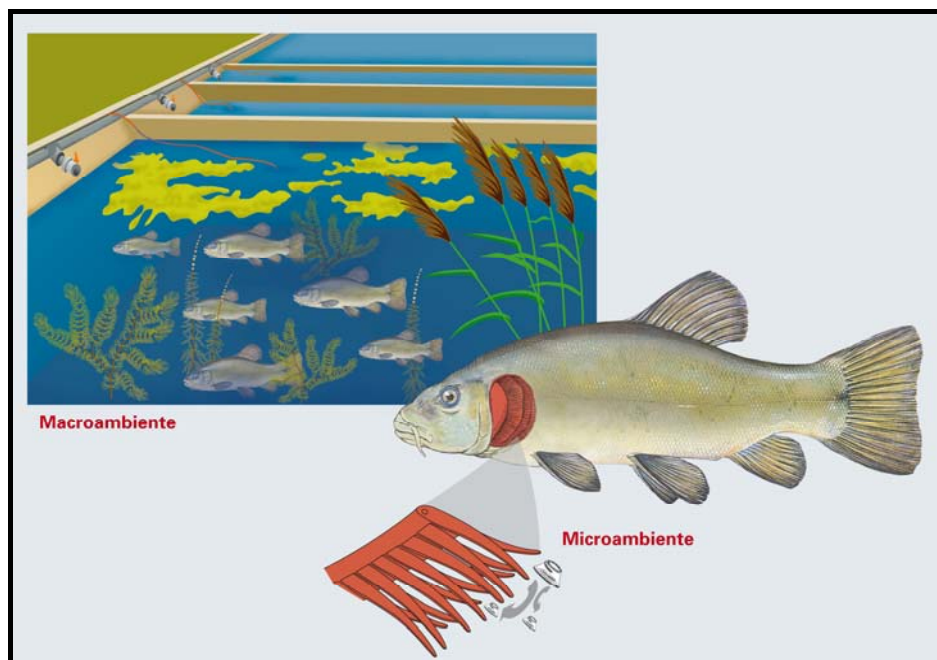


Figura 4.1. Influencia del ambiente en los procesos de parasitación

Así pues, para que un sistema parásito-hospedador se establezca, debe existir, además de la influencia de los factores ambientales y dependientes del hospedador, una pre-adaptación del parásito, desarrollada en el curso de la evolución

(Bykhovski, 1957) y caracterizada por un conjunto de adaptaciones morfológicas, fisiológicas y biológicas que van a determinar, en conjunto, su grado de especificidad a un determinado hospedador (Ginetsinskaya, 1961; Shulman, 1961).

En concreto, este nivel de especificidad va a depender de factores como el grado de adaptación morfológica o fisiológica al microambiente, de la capacidad para vencer los mecanismos defensivos, de la estabilidad del ambiente, de la uniformidad de la dieta, de la fase del ciclo vital en la que se encuentre (Shulman, 1961) o de la forma de penetración en el cuerpo del hospedador ya sea activa o pasiva (Bykhovski, 1957).

#### **4.1.2. Adaptaciones morfológicas**

---

Desarrolladas por el parásito en el curso de la evolución, las distintas adaptaciones morfológicas le permiten localizar y entrar en contacto con la superficie del hospedador (Ginetsinskaya, 1961). A su vez, son las características anatómicas y funcionales del organismo hospedador las que, entre otros factores, pueden predisponer o no a los fenómenos de parasitación (Pavlovski, 1946a,b), ya que demandan adaptaciones especialmente complejas por parte del parásito (Shulman, 1961); así, por ejemplo, es posible que la gruesa cubierta de escamas en algunos ciprínidos, plenamente desarrollada, haga que la penetración de los tejidos subcutáneos de los peces sea más difícil para algunos parásitos, como las cercarias de algunas especies de digenéticos (punto negro) (Bauer, 1961).

Estas adaptaciones pueden incluir la presencia de ojos y órganos locomotores en las larvas de vida libre (los cilios de coracidios y miracidios, la cola de cercarias, etc.), movimientos de taxis (geo-, termo- y foto-) o adaptaciones para la penetración activa en el cuerpo del hospedador (ganchos cuticulares de coracidios, estiletos de miracidios y cercarias, dientes de larvas de nemátodos, probóscides o glándulas de penetración) (Ginetsinskaya, 1961).

En el caso de ciertos monogenéticos, sus huevos están provistos de excrecencias alargadas en los polos, a menudo afilados o armados con ganchos, que les permiten anclarse a cualquier irregularidad de la superficie del pez, o bien permanecer suspendidos en el agua durante largos períodos; sus larvas, a su vez, están equipadas con un par de ojos y tres grupos de cilios, y mediante fototaxia facilitan una mayor distribución y su transferencia a nuevos individuos de las especies hospedadoras (Bykhovski, 1957; Ginetsinskaya, 1961).

En este mismo grupo, la estructura de sus órganos de anclaje (haptor), más o menos robusta según el género o la especie, asegura su permanencia a la superficie branquial del pez hospedador (Shulman, 1961). Especies como *Gyrodactylus salaris*, cuyo haptor se ancla de forma superficial (en comparación con *G. salmonis*), poseen sin embargo una faringe protrusible que deja heridas microscópicas que no curan normalmente, y que va a determinar, junto con la intensidad de parasitación, el daño ejercido sobre el pez hospedador (Malmberg y Malmberg, 1986). *Gyrodactylus bychowskyi*, parásito de las branquias del salmón, presenta un háptor más fuerte y más desarrollado que el de *G. petruschewskii*, parásito de las branquias más pequeñas y delicadas del capelán (*Mallotus villosus*). Otro ejemplo lo encontramos en la comparación de *G. nemachili* con *G. gobii* (de las branquias del gobio) y con *G. vimbae* (de las branquias de la vimba; el aparato de anclaje es similar en las tres especies, pero los hamuli son más fuertes y están más desarrollados en *G. vimbae* (Shulman, 1961).

### 4.1.3. Adaptaciones fisiológicas

---

Las distintas adaptaciones fisiológicas permiten a los parásitos adaptarse al microambiente creado dentro o sobre el pez hospedador, con el fin de desarrollar sus procesos vitales. El tipo de metabolismo que presenta el parásito es una de estas adaptaciones, y va a depender de su tamaño (Ivanov, 1950), de la relación superficie/volumen corporal (Brand, 1952) y/o de la presencia de pigmentos respiratorios (Markov, 1961).

Este último va a determinar la sensibilidad de los propios parásitos a los niveles de oxígeno disuelto en el ambiente, y por lo tanto, a aquellas alteraciones ambientales que puedan provocar cambios en los mismos (Esch y cols., 1990). En este sentido, aquellos que ocupan las cavidades corporales y los órganos internos de los peces, en lugares en los cuales el oxígeno molecular está casi ausente (Friedenheim y Baer, 1933), tienen un metabolismo que no se ve afectado por las condiciones ambientales exteriores (anoxibiosis) (Markov, 1961); en los peces fisóstomos, como los ciprínidos, su tubo digestivo mantiene ciertos niveles, aunque siempre bajos, de oxígeno, pero su metabolismo probablemente sigue siendo anaeróbico, mientras que aquellos que están presentes en las branquias y la superficie corporal de los peces (ectoparásitos), con un metabolismo aerobio, sufren de forma más directa la influencia del contenido de oxígeno en el agua (Markov, 1961).

En efecto, los ectoparásitos, que ocupan las superficies externas del cuerpo de los peces, están sujetos en mayor medida a la influencia directa de la composición química del medio acuático (Markov, 1961) y, al igual que sus hospedadores, pueden ser divididos en base a su tolerancia a los distintos parámetros de calidad de agua (Bauer y Shulman, 1948; Dubinin, 1948; Markov, 1961). Así, por ejemplo, Soderberg y cols. (1983) detectaron un incremento en la mortalidad por procesos parasitarios (*Costia* sp., *Trichodina* sp. y *Trichophyria* sp.) en una explotación de trucha arco iris con elevados niveles de amoníaco.

Por el contrario, aquellos parásitos que viven en el tubo digestivo de los peces están adaptados a soportar fluctuaciones ambientales, como las de pH (con un óptimo entre 6 y 8) (Markov, 1961). Además, el carácter de la dieta ejerce una influencia directa sobre la parasitofauna, al determinar la fisiología y los procesos químicos en las diferentes partes del canal alimentario (Markov, 1961).

Los parásitos de peces, como los de otros vertebrados, se alimentan o bien del contenido intestinal o bien de los propios tejidos del hospedador; muchos lo hacen del epitelio en descamación y del mucus de la piel (monogenéticos) (Llewellyn, 1954) o de su sangre (monogenéticos, sanguijuelas, copépodos) (Markov, 1961), algunos presentan digestión externa, como muchas especies de nemátodos (Hsü, 1933), mientras que otros, como algunos cestodos, acantocefálidos, trematodos sanguíneos (*Sanguinicola* sp.) o gloquidios de moluscos, adquieren el alimento por medio de absorción osmótica (Markov, 1961). En general, la fuente de energía de dichos parásitos está formada mayoritariamente por glucógeno, lo cual se refleja en su composición corporal (Lutta, 1939, 1940; Markov, 1939, 1943, 1950).

### 4.1.4. Adaptaciones a la respuesta inmune del hospedador

---

Se ha observado que, en el caso de algunos parásitos, como los cestodos Carifilideos, su dinámica de poblaciones dentro del cuerpo de los peces parasitados puede

depender de las reacciones del hospedador estimuladas por la temperatura (Mackiewicz, 1972). En este sentido, el parásito, además de la necesidad de estar adaptado a las condiciones de vida de un hospedador particular, tal y como se ha mencionado en apartados anteriores, debe desarrollar, como resultado de las reacciones inmunológicas de éste, lo que podría ser denominado una adaptación de respuesta, y que permite la neutralización de las sustancias protectoras secretadas por éste (Shulman, 1961).

Así, por ejemplo, en vista del hecho de que la acción de las enzimas digestivas de los peces es muy similar a la de los mamíferos, y por analogía con los parásitos de éstos, los helmintos de los peces pueden escapar, según Puchkov (1954), a la digestión debido a la capacidad protectora de su cutícula, así como a la secreción de anti-enzimas neutralizantes.

También la secreción de ciertas sustancias por parte de algunos tipos de glándulas, como la hialuronidasa, permite la penetración y la migración a través de los tejidos por parte de los nemátodos (Oshio y Furuta, 1955) y de las cercarias de los digenéticos (Levine y cols., 1948).

#### **4.1.5. Adaptaciones en su ciclo vital**

---

Cuando consideramos el ciclo vital completo de algunos parásitos observamos que la dinámica del sistema parásito-hospedador está determinada por un gran número de parámetros biológicos y físicos (Anderson, 1976a), y sus variaciones estacionales son, posiblemente, los factores que más afectan a su presencia/ausencia. Parece que existe una variación estacional de la fauna parasitaria que podemos encontrar en una determinada especie de pez, existiendo un equilibrio dinámico en los procesos de pérdida/ganancia del parásito por parte del hospedador habitual (Dogiel y cols., 1961; Chubb, 1964, 1977).

En algunos casos, estas variaciones estacionales en la diversidad, prevalencia e intensidad de parasitación de los peces de agua dulce, pueden ser explicadas por el carácter estacional del ciclo vital de los propios parásitos (Dogiel, 1964; Chubb, 1977), cuyo desarrollo y reproducción, ajustados a los cambios de temperatura, se aceleran en los meses más cálidos del año (Dogiel y cols., 1961; Salvati y cols., 2002; Cattadori y cols., 2005). En los climas de latitudes medias, la temperatura es, de hecho, el factor estacional más significativo en los fenómenos de parasitación, y su influencia es directa sobre aquellos que están presentes en las branquias y/o superficie corporal, afectando, junto con otros parámetros, a su supervivencia y por lo tanto también a su rango de distribución; determina, además, el estadio de desarrollo de cada una de sus fases vitales, ya que existe un rango fisiológico óptimo para cada una de ellos (Markov, 1961; Chubb, 1979; Esch y cols., 1990). Por lo tanto, afecta a su ritmo de desarrollo, a la duración de cada fase y de la totalidad de su ciclo vital.

Como ya hemos señalado con anterioridad, en los tramos medios de los ríos de nuestras latitudes, la temperatura del agua es mayor (Cummins, 1977), lo cual va a tener una influencia sobre la velocidad de desarrollo del ciclo vital de los distintos parásitos. Así, por ejemplo, ya que la duración de las fases del ciclo vital de algunos parásitos como *I. multifiliis*, su tamaño y su número, dependen de la temperatura ambiental (Bauer, 1958; Wagner, 1960; Parker, 1965; Nigrelli y cols., 1976; Lom y Dyková, 1992), en estas zonas los parásitos podrían desarrollar mayor número de ciclos vitales antes de que la temperatura del agua vuelva a descender.

Además, y considerando las dificultades asociadas con la infestación de un nuevo hospedador, una elevada fecundidad, típica de la mayoría de los organismos parásitos, se convierte en un factor de gran importancia; así, por ejemplo, el modo de reproducción vivíparo de las especies del Género *Gyrodactylus* posibilita una considerable intensidad de infestación (Ginetsinskaya, 1961).

A la hora de explicar la presencia en los peces hospedadores de algunos parásitos, además de muchos factores ambientales, es necesario considerar aquellos factores relacionados con la biología detallada de las especies hospedadoras implicadas en su ciclo vital, así como los requerimientos precisos para sus distintas fases vitales (Chubb, 1979).

En el capítulo anterior se revisaron los distintos hábitos alimentarios de los peces ciprínidos, cuyo efecto va a ser muy significativo sobre el tipo de parasitofauna que van a presentar las distintas especies de peces en función de su dieta (Dogiel y cols., 1961). Así, la ingestión de invertebrados causa la infección de los peces por huevos o larvas de helmintos parásitos, convirtiéndose éstos en segundos hospedadores intermedios (Ginetsinskaya, 1961). No es extraño, ya que la inclusión del sistema de hospedadores intermedios dentro del ciclo vital de los helmintos, aumenta las posibilidades de los parásitos de luchar por la existencia, permitiéndoles la mayor diseminación posible (Dogiel, 1941; Ginetsinskaya, 1961; Kulakovskaya, 1962b). Por el contrario, muchos peces herbívoros, como la boga común (*Chondrostoma nasus*), están casi completamente libres de parásitos intestinales (Dogiel y cols., 1961).

La complejidad del ciclo vital es una característica de muchos parásitos helmintos, con alternancia de generaciones, llevando a un aumento tremendo en el número de descendientes, y al cambio de hospedadores en las distintas fases de desarrollo, lo cual está determinado también por las relaciones alimentarias de los animales hospedadores (Ginetsinskaya, 1961); en el Género *Caryophyllaeus* sp., se ha observado un acortamiento de su ciclo vital (neotenia), a expensas del segundo hospedador intermedio o del hospedador final, produciéndose un desarrollo completo de los órganos reproductores ya en las fases larvarias (Wisnievski, 1930).

Otro factor que afecta de forma considerable a la parasitofauna es la influencia de la distribución geográfica de sus peces hospedadores y de la existencia de otros hospedadores intermediarios en la región donde ambos desarrollan sus ciclos vitales (Dogiel y cols., 1961); así, por ejemplo, la presencia de aves acuáticas en los límites de distribución de ciertas especies de peces, condiciona la completa realización del ciclo biológico de algunos parásitos (Chubb, 1979), como muchos digenéticos (*Diplostomun* sp., *Posthodiplostomum* sp. y *Tetracotyle* sp.). Debemos pues tener en cuenta la existencia, en un determinado lugar, de uno o varios hospedadores a la hora de completar el ciclo vital de un determinado parásito, por las implicaciones para los propios peces. Como consecuencia de lo anterior los parásitos que primero infestan a los peces de agua dulce, en las fases iniciales de su vida, son los de ciclo directo (protozoos ciliados, myxosporidios y monogenéticos) (Dogiel, 1936; Layman, 1946; Bauer, 1955); a medida que los peces crecen, y su ciclo vital está más avanzado, algunos grupos de parásitos se hacen más abundantes, mientras que la presencia de otros va disminuyendo (Gurbunova, 1936).

Ya que los ciclos anuales y las estaciones reproductivas de los parásitos están frecuentemente relacionados con la hidrología del hábitat de su hospedador, así como con las fluctuaciones en la abundancia del plancton y el bentos (Ginetsinskaya, 1961), cuando dichas oscilaciones ambientales provocan alteraciones en las comunidades de

hospedadores intermediarios y/o definitivos que son importantes para cerrar el ciclo vital del parásito, los propios parásitos se ven afectados (Loot y cols., 2007), así como aquellos con ciclos de vida indirectos cuando cambia la fauna de hospedadores intermediarios bajo la influencia directa de otros factores relativos a la calidad de agua (Bykhovski, 1936a).

Como ya se ha expuesto en el capítulo anterior, el ciclo reproductivo de las especies ciprínícolas está acoplado al ciclo productivo del sistema, de manera que las fases finales de la gametogénesis, con un gran coste energético, tienen lugar durante la primavera, período más favorable (Encina, 1991; Encina y Granada, 1997). Se ha comprobado que existe una correspondencia en el tiempo entre los picos de las estaciones reproductivas de los peces y de sus parásitos; durante tales períodos, el hospedador es más susceptible a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961) debido, entre otros factores, al estrés reproductivo (Dickerson y Dawe, 1995), ya que, como se ha comprobado la maduración sexual está frecuentemente asociada con un aumento en la prevalencia y severidad de la infestación con ectoparásitos (Wurtsbaugh y Tapia, 1988).

Como ya hemos señalado, el ciclo reproductivo de los parásitos en muchas ocasiones se encuentra íntimamente ligado al del hospedador habitual, si bien los factores que pueden condicionar dicha relación podrían variar en función de la naturaleza y localización de estos parásitos. En el caso de los endoparásitos, sus huevos son diseminados y entran en los hospedadores intermediarios (invertebrados), que van a ser ingeridos por los peces en freza (Bykhovski, 1957), mientras que en el caso de los ectoparásitos, una mayor densidad de peces hospedadores favorece la parasitación. Así por ejemplo, el momento de la reproducción en el caso de algunos ectoparásitos de clupeidos, es durante la estación de freza de sus hospedadores en el momento en que estos se hacinan formando grandes bancos cerca de la costa (Bykhovski, 1957). Esto también puede explicar un aumento en el riesgo de parasitación por *Gyrodactylus* sp. en el conjunto de la población ciprínícola. Durante la primavera, por otra parte, en nuestros ríos se producen las denominadas migraciones reproductivas, que en algunas ocasiones implican a toda una población, y en otras a grupos poblacionales, y las comunidades de parásitos también pueden ser afectadas por tales movimientos migratorios y, consecuentemente, sus probabilidades de transmisión entre sus hospedadores (Karvonen y cols., 2005).

Además, un mayor hacinamiento de ejemplares favorece la multiplicación de ciertos parásitos como *Gyrodactylus* sp. durante los meses cálidos, como resultado de la concentración reproductiva de ciprínidos en ciertas zonas de los ríos (Cone, 1995).

#### 4.1.6. Adaptaciones ecológicas

---

En ocasiones, algunos miembros de la comunidad parasitaria de un hospedador determinado, denominada por Pavlovski (1937) como parasitocenosis, pueden ejercer un efecto antagonista o bien un efecto sinérgico sobre el resto de los miembros, impidiendo o favoreciendo su proliferación (Dogiel y cols., 1961). En el primer caso, esto ha sido observado entre larvas de moluscos (gloquidios) y copépodos parásitos (Wilson, 1914), monogenéticos y copépodos (Reshetnikova, 1955), copépodos y sanguijuelas (Tell, 1955), monogenéticos y tricodínidos (Ivasik, 1953) en las branquias, y myxosporidios y trematodos en la vejiga urinaria (Tell, 1955). Paperna (1964a), por su parte, demostró que *Dactylogyrus vastator* excluía competitivamente a *D. extensus* de las branquias de las carpas, produciendo un ambiente poco deseable en la superficie de las mismas (Hoole y cols., 2001). En el segundo caso, se ha observado

una relación sinérgica entre varias especies de dactylogyridos (*D. solidus*, *D. vastator* y *D. anchoratus*), los cuales frecuentemente se pueden encontrar juntos en un mismo hospedador (Ivasik, 1953).

En los ecosistemas naturales, donde la riqueza piscícola es mucho mayor que en los sistemas de cultivo, y está presente también una mayor variedad de invertebrados hospedadores intermedios de muchos parásitos, se desarrollan tanto grupos de parásitos con un ciclo de vida directo como indirecto (Bauer, 1961); por lo tanto, la diversidad de parásitos en los peces salvajes, respecto a los cultivados, es mucho mayor (Layman, 1946; Dogiel y Bykhovski, 1939).

En las lagunas de cultivo la fauna parasitaria que nos encontramos, por otra parte, está también adaptada a las condiciones que se desarrollan en ella. En este tipo de ecosistemas, donde la variedad de peces se reduce en muchos casos a una sola especie, los invertebrados de muchos parásitos están parcial o completamente ausentes, y donde se produce un drenaje y secado periódico de las lagunas, se desarrollan principalmente grupos de parásitos con un ciclo de vida directo (Bauer, 1961). Por lo tanto, la diversidad parasitaria, respecto a las poblaciones silvestres, es mucho menor (Layman, 1946; Dogiel y Bykhovski, 1939). Además, en el caso de lagunas pequeñas, poco profundas y con un bajo flujo de agua, suponen las condiciones más idóneas para el desarrollo de protozoos ciliados (Bauer, 1961). Sin embargo, la densidad de peces suele ser mayor, lo cual también va a influir en la composición y, particularmente, en la abundancia de la parasitofauna, ya que las probabilidades de transmisión también son mayores. Así que la fauna parasitaria puede ser cualitativamente reducida, pero abundante en el número de individuos (Dogiel y cols., 1961).

En ocasiones, además, los peces que viven en este tipo de ambientes se ven sometidos a condiciones estresantes, de manera que, cuando las circunstancias son favorables para la reproducción del parásito, éste se propaga muy rápidamente, produciéndose brotes de enfermedad (Bauer, 1961); bajo estas condiciones ambientales, los organismos patógenos, normalmente en equilibrio con el pez, se multiplican y desencadenan la enfermedad (Branson, 2000).

Como ya se ha comentado, la gran mayoría de las enfermedades de origen ambiental en peces ciprínidos son causadas, directa o indirectamente, por las actividades humanas. Los episodios de contaminación ligera (por materia orgánica y eutrofización) pueden traducirse en un primer momento en fuertes incrementos de la biomasa; en casos severos, y a lo largo del tiempo, el valor de oxígeno puede descender por debajo de los requerimientos de los peces (Hoole y cols., 2001), provocando problemas de distinta índole, aunque el nivel de tolerancia varía entre las distintas especies. Estas condiciones de mayor densidad y cierto estrés podrían favorecer el desarrollo de ciertos parásitos de ciclo directo (Bauer, 1961).

El distinto comportamiento de los peces a lo largo de las estaciones del año también requiere de adaptaciones por parte de la parasitofauna que vive sobre/dentro de ellos. En las migraciones entre los distintos sectores de un río, debido a ligeros cambios en la composición físico-química del agua, se pueden producir cambios en la parasitofauna de los peces, especialmente de los parásitos con ciclo de vida directo (Dubinin, 1948); un ejemplo lo encontramos en el corégono (*C. lavaretus*), debido a sus migraciones dentro de un mismo lago (Polyanski y Shulman, 1956). Estos cambios todavía son más patentes en los peces anádromos/catádromos, cuyos ectoparásitos desaparecen cuando éstos penetran en ambientes de distinta salinidad (Heitz, 1918; Dogiel y Petrushevski, 1933; Dogiel y cols., 1961).



En cualquier caso, en todo proceso migratorio existe una transferencia de energía y un intercambio de patógenos entre dos ecosistemas alejados (Granado-Lorencio, 2002). La inactividad y la falta de movimiento, por el contrario, favorece la instauración de organismos de vida libre sobre el cuerpo del hospedador, como es el caso de los rotíferos sobre las branquias de las carpas cultivadas en hibernación (Dogiel y cols., 1961).

Como se ha comentado en el apartado anterior durante los meses más cálidos del año, la parasitofauna de los peces ciprínidos de la Península Ibérica es más abundante. Por el contrario, en los meses fríos, el comportamiento inactivo (hibernación) de muchas especies, particularmente ciprínidos, también se refleja en sus menores niveles de parasitación (Dubinina, 1949).

Se cree que un grupo de hospedadores relacionados, dominantes en el hábitat, puede ejercer algún grado de influencia sobre la parasitofauna de especies de hospedadores fuera de ese grupo. Esa abundancia, bajo ciertas circunstancias, tiende a favorecer la diseminación del parásito desde su hospedador original a otras especies, inicialmente hospedadores no específicos (Dogiel y cols., 1961). Esto es probable que pueda ocurrir, por ejemplo, entre salmónidos (como la trucha común) y ciprínidos (como el piscardo) que habitan ríos de alta montaña.

## 4.2. Métodos de diagnóstico parasitológico

### 4.2.1. Necropsia y toma de muestras

---

Para la realización de la necropsia y la correspondiente toma de muestras de cada uno los peces capturados se han seguido principalmente la metodología y recomendaciones propuestas por Blanch (1988), Stoskopf (1993) y Eiras y cols. (2000). Ya que ciertos parásitos, especialmente los más pequeños y frágiles, mueren rápidamente después del sacrificio del pez, y su morfología puede quedar algo distorsionada cuando se utilizan algunos fijadores y tinciones (Solein, 1976; Fogerholm, 1979; Pereira, 1980; Hoffman, 1998; Lasee, 2001), se optó, cuando fue posible, realizar su identificación y descripción morfológica a partir de preparaciones en fresco.

Además, ya que algunos grupos, especialmente los ectoparásitos, abandonan el pez cuando éste muere, o migran hacia localizaciones aberrantes (Eiras y cols., 2000), y que los tejidos de los peces sufren una rápida degeneración por autólisis, los peces se examinaron en un período de tiempo no superior a las 24 h, manteniéndolos siempre en condiciones de refrigeración. En algunos casos, cuando fue imposible examinar las preparaciones en fresco, las muestras se colocaron en líquidos fijadores (branquias), habitualmente formalina tamponada al 10%, o se congelaron (tracto digestivo).

En primer lugar, se realizó un examen exhaustivo y metódico de las aletas, la superficie corporal (piel y aletas), la cavidad bucal y las branquias, especialmente en el caso de la presencia de heridas (como las provocadas por *Lernaea cyprinacea*) o quistes (como los de *Myxobolus* sp.). Los ejemplares grandes (como *L. cyprinacea* o *Caryophyllaeus* sp.) se extrajeron con ayuda de unas pinzas y se colocaron en una placa de Petri con solución salina al 0,8% para su observación.

Mediante raspados del tegumento con el bisturí (o a partir de los restos depositados en las bolsas de transporte), se tomaron muestras de piel y mucus de varias zonas, incluyendo lesiones.

Se extrajeron varios arcos branquiales (los cuatro situados por debajo del opérculo izquierdo del pez) y se colocaron en una placa Petri con solución salina al 0,8% (o formalina tamponada al 10%). Se agitaron levemente para desprender los ectoparásitos (protozoos ciliados, monogenéticos y crustáceos, principalmente) y con una pipeta Pasteur se extrajeron del precipitado. Después se fijaron en formalina tamponada al 10% o bien en etanol al 70% en el caso de los copépodos, ya que éstos no se contraen cuando mueren.

Para el examen de los órganos internos, se abrió la cavidad abdominal, realizando una incisión en la zona situada inmediatamente anterior al ano. Con las tijeras (o el bisturí) se cortó a lo largo de la línea medio-ventral del pez, hasta llegar a la zona del opérculo. Desde el mismo punto de partida, se cortó en sentido ascendente y a lo largo de la línea imaginaria de la cavidad abdominal, hasta llegar a la zona del opérculo. Levantando la musculatura, se dejó al descubierto la cavidad abdominal.

En la cavidad corporal se buscó la presencia de larvas de digenéticos, nemátodos, cestodos o acantocéfalos; también se examinaron los quistes que pudieran estar presentes, ya que algunos helmintos en su fase larvaria, los myxosporidios y los microsporidios, se pueden enquistar en las vísceras. Para detectar estos últimos, se realizaron aplastamientos de varios órganos (hígado y riñón, principalmente), que se observaron al microscopio. Los aplastamientos de gónadas fueron útiles en la identificación del sexo del pez.

El tubo digestivo se abrió longitudinalmente, se añadió solución salina al 0,8% para facilitar su búsqueda y evitar su deshidratación, y se observó bajo la lupa binocular. A la vez que se retiraba el contenido intestinal sobre una placa de Petri, se buscaron larvas y formas adultas de distintos helmintos.

Los parásitos recogidos en los diferentes órganos examinados se colocaron en recipientes separados, y se marcaron con una etiqueta identificativa.

## **4.2.2. Diagnóstico parasitológico**

---

### **4.2.2.1. Metodología general**

A continuación se detallan algunas de las técnicas que son de aplicación habitual en el diagnóstico de las enfermedades parasitarias de los peces y que han sido utilizadas a lo largo del periodo de estudio.

#### **4.2.2.1.1. Observación en fresco**

En los raspados de piel y aletas (Figura 4.2) podemos detectar la presencia de ectoparásitos. Para ello, se raspa la superficie del cuerpo y de las aletas del pez pasando una hoja de bisturí (o un portaobjetos) en dirección cráneo-caudal. El material obtenido (mucus, células epiteliales y escamas) se deposita y se extiende sobre un portaobjetos, y se cubre con un cubreobjetos. Con una pipeta, se introduce entre ambos, por capilaridad, una solución salina (NaCl 0,8%) o de hidróxido potásico (KOH 10%), y la preparación se observa al microscopio óptico, trabajando con el condensador bastante cerrado.

Con una preparación en fresco de branquias (Figura 4.3) podemos obtener información sobre el estado y las patologías de este órgano diana. Se toma uno de los arcos branquiales, y se separa parte de los filamentos del eje del arco, hasta que éstos se individualizan. Posteriormente, se reparten los diferentes filamentos sobre

un portaobjetos, se coloca un cubreobjetos y, de la misma forma que la descrita anteriormente, se introduce una solución salina o de hidróxido potásico; también podemos ayudarnos con soluciones de lugol para identificar algunos parásitos (*Oodinium* sp., *Amiloodinium* sp., myxosporidios...). Se observa al microscopio óptico, tanto el interior de las branquias como su contorno.

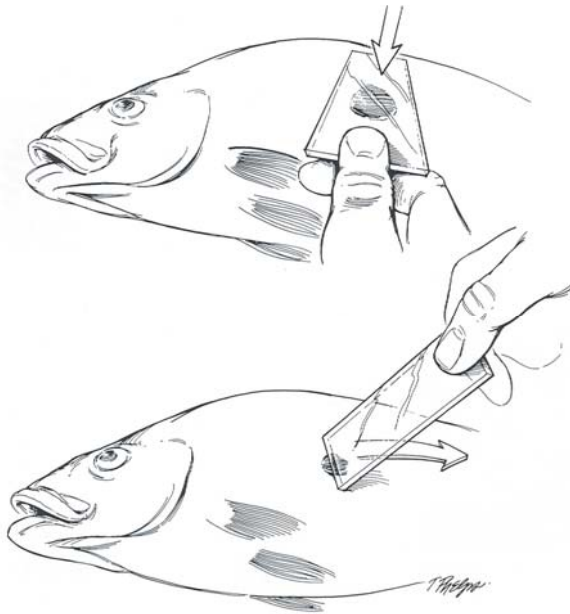


Figura 4.2. Preparación de una muestra de piel a partir de un raspado de piel (Fuente: Stoskopf, 1993)

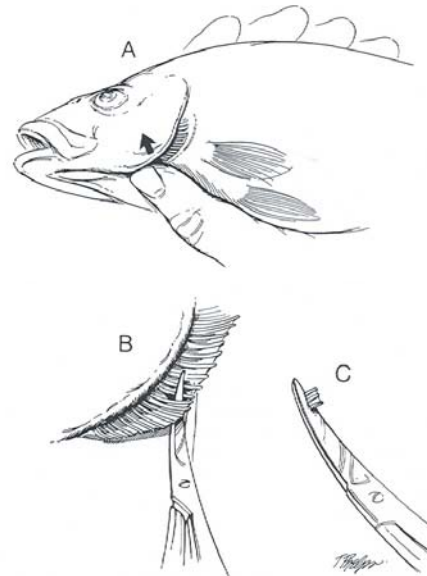


Figura 4.3. Biopsia de branquia. A. Se levanta ligeramente el opérculo. B. Se insertan unas tijeras curvadas en el opérculo. C. Se cortan las puntas distales de varios filamentos branquiales y se transportan a un portaobjetos (Fuente: Stoskopf, 1993)

Cuando los ectoparásitos se encuentran muy adheridos a las branquias, se puede hacer un tratamiento previo con el fin de desprenderlos: se sumergen en placas de Petri con suero fisiológico, y se mantienen a temperatura ambiente durante 15-20 min en agitación orbital; posteriormente, se recoge el suero en tubos, que se centrifugan a 1.500 rpm durante 2 min y, finalmente, se coloca una gota del sedimento en un portaobjetos para su observación microscópica.

Con el fin de observar parásitos (myxosporidios) que forman quistes superficiales, se pueden hacer preparaciones de epidermis, dermis y músculo. Para ello, la muestra se introduce entre dos placas de triquina o dos portaobjetos, se hace presión hasta que se extienda bien, y se observa bajo la lupa binocular.

#### 4.2.2.1.2. *Procesamiento de muestras de parásitos para su posterior observación al microscopio óptico*

Con la finalidad de reducir su grosor (principalmente en helmintos de gran tamaño), y facilitar así su observación al microscopio óptico, en ocasiones se realiza una compresión de forma simultánea a su relajación o fijación. Para ello, se colocan los ejemplares entre dos portaobjetos (o entre un porta y un cubreobjetos), realizando una ligera presión y aplicando entre ambos agua o fijador a temperatura elevada (entre 60 y 90°C) y durante un tiempo variable dependiendo del parásito.

Para evitar que el parásito se contraiga después de haber sido situado en el líquido fijador, se procede a su relajación. En muchas ocasiones, se realiza de forma simultánea a la fijación, aplicando el líquido fijador a elevada temperatura (entre 60 y 90°C). Con propósitos generales, se suele utilizar agua destilada o solución salina (NaCl 0,8%) durante varias horas (Stoskopf, 1993). Si se utiliza fijador, la naturaleza de éste y la temperatura y tiempo de aplicación varían según el tipo de parásito.

La clarificación permite que los órganos internos de los metazoos se puedan observar convenientemente (Moravec, 1998). Durante los otros pasos del procesado, como el montaje, también se puede conseguir una clarificación. Existen diferentes formas, que se detallan en la metodología específica para cada parásito (**Apartado 4.2.2.2.**).

La fijación y la conservación se suelen realizar de forma simultánea, ya que muchas sustancias que sirven para fijar también procuran la conservación del parásito durante un tiempo determinado. El objetivo es el de conservar la morfología de los tejidos, de manera que sean lo más semejantes posible a los tejidos vivos, y por lo tanto tratando de evitar rápidamente la autólisis. Las piezas a fijar deben tener el menor tamaño posible, recomendándose dimensiones siempre inferiores a 1 cm (Eiras y cols., 2000). Con propósitos generales, se suelen utilizar distintos fijadores: AFA (alcohol-formalina-ácido acético), formalina tamponada al 10% o etanol al 10%. Es aconsejable su utilización en caliente (50°C), ya que así matan rápidamente al parásito y evitan su contracción (Stoskopf, 1993).

La tinción mejora el contraste del parásito y facilita la observación microscópica de los detalles de su anatomía. Uno de los colorantes más utilizados es el carmín borácico (Hoole y cols., 2001), aunque existen muchos de diferente aplicación dependiendo del tipo de parásito y estructura a teñir, tal y como señalaremos posteriormente.

Finalmente, el montaje tiene por objetivo la creación de preparaciones que puedan ser observadas en situaciones posteriores. Para propósitos generales, se pueden utilizar medios de montaje permanente como el bálsamo de Canadá o Eukit (Eiras y cols., 2000).

#### **4.2.2.1.3. Microscopía óptica**

Los órganos de los peces y los parásitos de mayor tamaño se observaron mediante un estereomicroscopio Zeiss® modelo Stemi DV4, dotado de dispositivos de aumento continuo desde 8X hasta 32X y oculares 10X/20X.

Para la observación de los órganos y tejidos de los peces con mayor detalle, y de sus parásitos, se utilizó un microscopio óptico Olympus® CX31, con revolver con cuatro posiciones para objetivos 4X, 10X, 40X y 100X (inmersión) y oculares 10X. Para realizar el estudio morfométrico se utilizó un ocular micrométrico (modelo OB-M 1/100, con micrométrico OC-M 10/100 Olympus®).

Las fotografías fueron realizadas con una cámara digital Olympus® modelo CAMEDIA C-5060 WideZoom, provista de zoom óptico 4X, zoom digital 1X-3,5X, y 5,10 x 10<sup>6</sup> píxeles efectivos. Ésta fue acoplada al microscopio óptico y al estereomicroscopio mediante un adaptador Olympus® C5060-ADUS.

Los dibujos se hicieron con la ayuda de una cámara clara (camera lucida, accesorio para dibujo Olympus® modelo U-DA) acoplada al cabezal trinocular del

microscopio óptico, con 1X aumentos de la caja del espejo y 16X aumentos de dibujo.

#### 4.2.2.1.4. *Microscopía electrónica*

La aplicación de este tipo de técnicas es cada vez es más frecuente como ayuda en el diagnóstico (Eiras y cols., 2000; Roberts, 2001), y actualmente es una de las técnicas más valiosas en la identificación de géneros y especies de numerosos protozoos como los diplomonadinos de los Géneros *Spironucleus* y *Hexamita* (Scholz, 1999).

En el Servicio de Microscopía de la Universidad de León se utilizó un microscopio electrónico de barrido marca JEOL Ltd. Modelo JSM-6480LV, con una resolución de 0,3 nm, lentes supersónicas, sistema de vacío automático, autoenfoque, contraste y brillo automático.

El procedimiento seguido en la preparación de la muestra consistió, en primer lugar, en su fijación, con la finalidad de estabilizar las estructuras. Existen muchos fijadores, como el glutaraldehído, el líquido de Karnovsky (paraformaldehído/glutaraldehído), el ácido ósmico (en tampón fosfato de Millonig) o el paraformaldehído en tampón fosfato con sacarosa (Roberts, 2001). En muchas ocasiones, se utiliza una fijación doble, con glutaraldehído, que estabiliza las proteínas, y tetróxido de osmio ( $\text{OsO}_4$ ), un agente destructor, que disminuye los efectos *post-mortem*. En nuestro caso, y debido a que las muestras se recogieron durante la necropsia en formalina tamponada al 10% y alcohol al 70%, estas fueron las fijaciones de partida.

Posteriormente, mediante un proceso de deshidratación, se sustituyó a temperatura ambiente la fase acuosa de la muestra por otro disolvente. Se realizó con un gradiente ascendente de alcoholes (30°, 50°, 70°, 90° y alcohol absoluto).

La muestra se llevó a su punto crítico, proceso mediante el cual se completa la deshidratación de la muestra, sustituyendo el líquido por  $\text{CO}_2$  en estado crítico. En este estado de presión y temperatura, el  $\text{CO}_2$  evita que la estructura del organismo colapse o se deforme, favoreciendo el mantenimiento de la turgencia.

La muestra así deshidratada, colocada en una cámara cargada eléctricamente y llena de Argón, es recubierta finalmente por una fina capa de polvo de oro. En el microscopio electrónico de barrido, esta muestra cargada eléctricamente es bombardeada por un haz de electrones, y su reflejo, recogido por el ánodo del microscopio, crea finalmente la imagen.

#### 4.2.2.1.5. *Técnicas histopatológicas*

Como se ha comentado anteriormente, los tejidos de los peces sufren una rápida autólisis, por lo que deben ser procesados rápidamente antes de que se produzcan cambios degenerativos irreversibles (Roberts, 2001). En nuestro caso, se fijaron y conservaron en formalina tamponada al 10%, aunque existe gran variedad de líquidos fijadores, como Susa de Hiedenhain, fluido de Bouin, fluido de Carnoy, etc.

Mediante cortes longitudinales de la pared corporal, se aislaron las muestras susceptibles de ser analizadas, en este caso sospechosas de contener metacercarias de digenéticos (puntos negros). Si quisiéramos aplicar la técnica a estructuras esqueléticas, y con el fin de facilitar su corte en secciones, deberíamos someter la muestra a un proceso de descalcificación con ácidos o agentes quelantes, eliminando así los iones de calcio.

El procesado posterior consiste en una deshidratación de la muestra en concentraciones crecientes de alcohol, un aclarado (xileno, cloroformo o tolueno) y una impregnación en un medio de soporte (cera de parafina, celoidina o gelatina).

Con ayuda de un ultramicrotomo, se realizan secciones finas (5-7  $\mu\text{m}$  de grosor) en la muestra incluida en cera, que posteriormente se elimina con xileno, alcohol (en concentración decreciente) y agua.

Finalmente, la tinción la podemos realizar usando distintos colorantes: hematoxilina y eosina (usada en el presente trabajo para la tinción de las metacercarias de los digenéticos causantes del punto negro), hematoxilina de hierro de Lendrum, ácido periódico-Schiff con tartrazina (Roberts, 2001), hematoxilina de Harris, hematoxilina de Ehrlich, hematoxilina férrica de Wiegert, hemalumbre de Mayer, carminalumbre de Mayer, tricrómico de Gomori, tricrómico de Mallory, tricrómico de Masson o azan de Heidenhain (Eiras y cols., 2000). La preparación resultante se observa a la luz del microscopio óptico.

#### 4.2.2.1.6. Técnicas moleculares

Sin embargo, y particularmente en aquellos grupos de parásitos de peces en los cuales la morfología no proporciona la suficiente información como para discriminar entre las distintas especies (como ocurre con los flagelados sanguíneos o las larvas de nemátodos anisákidos), se deben desarrollar e implementar nuevas técnicas de diagnóstico (Scholz, 1999).

Muchos problemas siguen sin resolver en el diagnóstico de patógenos importantes como las amebas o el agente de la Enfermedad Proliferativa del Riñón (*Tetracapsula bryosalmonae*), y en la identificación de ciertas especies de los grupos principales de parásitos de peces, como protozoos (p.e: *Trichodina* sp.), myxosporidios (*Myxobolus* sp.), helmintos (*Gyrodactylus* sp. en especies de salmónidos; *Diplostomum* sp. productores de ceguera) y crustáceos (identificación de las fases vitales de copépodos parásitos) (Scholz, 1999).

Además de los métodos clásicos basados en el examen *postmortem*, deberían ser cada vez más usados y desarrollados los nuevos y no destructivos métodos de diagnóstico, que evitan el sacrificio del pez (Scholz, 1999; Cunningham, 2002).

Potencialmente más rápidas, más sensibles y más específicas que las técnicas tradicionales que acabamos de describir, las técnicas moleculares se han ido desarrollando y utilizando cada vez más durante los últimos 20 años para el diagnóstico de las enfermedades parasitarias de peces. El progreso de estas técnicas es de gran ayuda en los estudios epidemiológicos, así como en la identificación de la causa de un brote o la detección de la presencia de organismos patógenos (Cunningham, 2002; Altinok y Kurt, 2003). Y lo que es más importante, el diagnóstico rápido y eficaz que permiten estas técnicas es una de las medidas más efectivas en el control de las enfermedades parasitarias en peces, que aplicada durante las fases tempranas de su desarrollo dentro del hospedador, permite la aplicación de las medidas profilácticas más adecuadas y el tratamiento y la prevención de posibles brotes (des Clers, 1993; Cunningham, 2002).

Estas técnicas incluyen la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), digestión con enzimas de restricción, hibridación con sondas, hibridación *in situ* y *microarrays* (Altinok y Kurt, 2003).

Básicamente, a partir de la muestra extraemos el DNA que posteriormente puede ser hibridado con sondas específicas o ser analizado usando el polimorfismo en la

longitud de sus fragmentos producidos a partir de diferentes enzimas de restricción (RFLP). Lo más frecuente es amplificar el material genético mediante la aplicación de la PCR usando cebadores (oligonucleótidos) específicos; seguidamente se puede utilizar RFLP, PCR ligada con la hibridación con oligonucleótidos específicos o cebadores no específicos para producir un DNA polimórfico amplificado al azar (RAPD) (Prichard, 1997; McKeand, 1998).

#### 4.2.2.2. Metodología específica

##### 4.2.2.2.1. *Ichthyophthirius multifiliis*

Los peces infectados por *I. multifiliis*, como una de las características de su diagnóstico, muestran un cambio en su comportamiento, causado por la irritación de la piel y las branquias, así como la presencia de uno o más puntos blancos (trofontes) discretos en la piel y/o las aletas del hospedador (Dickerson y Dawe, 1995).

El diagnóstico definitivo se puede hacer mediante el análisis microscópico de un arco branquial, de la aleta caudal o de la superficie corporal, donde los grandes trofontes ciliados (50  $\mu\text{m}$  - 1 mm), con un núcleo en forma de herradura, son fácilmente visibles en preparaciones frescas no teñidas (10-40X aumentos); en infecciones tempranas o muy severas se pueden ver también los terontes (Dickerson y Dawe, 1995).

Para conseguir su relajación, si se desea, se puede utilizar formol 1:4.000 durante 30 min. Además, los protozoos, en general, se pueden fijar en solución de Bouin o formol al 5% (Álvarez-Pellitero, 1988); y, como el resto de trofozoitos de formas móviles de protozoos, se pueden fijar en PVA-AFA (alcohol-acético polivinílico, alcohol-formalina-ácido acético) o formalina al 10% (Hoffman, 1998; Lasee, 2001).

Finalmente, los protozoos ciliados (incluyendo tricodínidos) se pueden teñir con los métodos de impregnación argéntica; y su morfología nuclear se puede observar mediante una tinción con hematoxilina férrica, seguida por una fijación con ácido ósmico (Hoffman, 1998).

##### 4.2.2.2.2. *Tripartiella* sp.

La verificación de la tricodinosis puede hacerse mediante un examen microscópico de raspados de piel y aletas, y aplastamientos de branquias (Hoole y cols., 2001).

Si se desea estudiar la forma corporal, la cubierta ciliar y el modo de locomoción del parásito, es importante realizar observaciones de material vivo (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964). La estructura de la espiral adoral y del disco de anclaje se pueden reconocer en numerosas especies mediante la fijación de los parásitos en formalina al 4% en raspados frescos. Además, ya que el cuerpo de los tricodínidos se contrae muy poco, las medidas principales (excepto las del núcleo) pueden llevarse a cabo en dichas condiciones (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

Las descripciones que no reflejan la morfología de los discos adhesivos impregnados con nitrato de plata son engañosas (Haider, 1964; Mattes y cols., 1988), así que se recomienda estudiar esta estructura usando la técnica de la impregnación argéntica de Klein (Lom, 1958; Welborn, 1967); la ciliatura bucal puede ser estudiada usando la técnica de impregnación con protargol (Lom, 1995), mientras que el aparato nuclear se puede teñir usando hematoxilina o la reacción nuclear de Feulgen (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

Es necesario, cuando se vaya a determinar una especie, estudiar ciliados plenamente maduros con todos los constituyentes del disco adhesivo plenamente formados. En descripciones breves, sólo se dan las características más sobresalientes (diámetro del disco adhesivo y número de dentículos); sin embargo, la completa caracterización de una especie debe incluir medidas celulares mostradas en forma de diagramas (Lom y Dyková, 1992). Varios autores proponen criterios taxonómicos para la diferenciación de estas especies (Lom, 1958; Wellborn, 1967; Shulman y Jankovski, 1984; Bason y Van As, 1989).

#### 4.2.2.2.3. *Myxobolus* sp.

Para su determinación o descripción de este parásito, se deberían observar las esporas frescas, aunque, si no es posible, se pueden fijar en formalina tamponada al 10%, ya que esto causa una mínima deformación. Las directrices para realizar estas descripciones se pueden consultar en Lom y Arthur (1988), y el método de medición de esporas en Shulman (1984) y Lom y Dyková (1992).

Aunque, como hemos dicho, es recomendable la observación de las esporas de myxosporidios en fresco, en caso de recurrir a tinciones, las más utilizadas son las siguientes: Giemsa según el método May-Günwald (Hoffman, 1998), Ziehl Neelsen modificada o verde malaquita (Bruno y cols., 2006; Kaur y Singh, 2009, 2010).

Es necesario un buen dibujo, y deseable una microfotografía, que reflejen la forma de la espora y sus partes: la presencia o ausencia de procesos intercapsulares, marcas suturales, patrón superficial de la valva, velo o manto membranoso alrededor de la espora, curso de la línea sutural, presencia de una cubierta mucosa en la superficie, presencia y organización de reservas de polisacáridos en el esporoplasma, la vacuola yodófila, posición y número (1 ó 2) de esporoplasmas, número y organización de las vueltas del filamento polar, posición de las cápsulas polares y cualquier apéndice o protuberancia en la espora (Lom y Dyková, 1992).

La detección de infecciones leves se puede facilitar mediante la concentración de las esporas, método desarrollado para el diagnóstico de *M. cerebralis*, pero aplicable a otros myxosporidios: homogeneización del tejido, digestión mediante tripsinización, filtrado y centrifugado (concentración diferencial según Markiw y Wolf, 1974a,b, y Bailey y cols., 1989; y descalcificación según Landolt, 1973).

Las técnicas serológicas están en sus inicios, aunque ya se dispone de una tinción con anticuerpos fluorescentes (Markiw y Wolf, 1978) para la identificación de esporas de *M. cerebralis*.

Para la identificación de las especies y los géneros a partir de sus características morfológicas pueden consultarse diversos trabajos (Shulman, 1966, 1984; Lom y Noble, 1984; Lom y Arthur, 1988).

Hoy en día, una de las técnicas más empleadas para la identificación de las diferentes especies de myxosporidios es la PCR, mediante la extracción y la amplificación de fragmentos de DNA contenido en las esporas (Eszterbauer y cols., 2001). Esta técnica ha sido empleada, por ejemplo, en la identificación de algunas especies de *Myxobolus* sp. en tejido intramuscular de varias especies de ciprínidos (Molnár y cols., 2002).

Para el diagnóstico de *M. cerebralis*, causante de la Enfermedad de Torneo en salmónidos (Andree y Antonio, 2002) o de *Kudoa thyrsites* (que infecta al menos a



44 especies de peces marinos) (Woran y Kent, 2002) se han utilizado también técnicas moleculares como la PCR y la hibridación *in situ*.

Asimismo, las técnicas basadas en la detección de lectinas, la tinción con anticuerpos monoclonales y el uso de técnicas moleculares han proporcionado datos muy valiosos para la clasificación e identificación del agente causal de la Enfermedad Proliferativa Renal (Marin de Mateo y cols., 1993; Saulnier y de Kinkelin, 1996; Morris y Adams, 2002).

Para detectar la presencia de *Ceratomyxa shasta*, otro importante parásito que afecta principalmente a los salmónidos, se han usado técnicas inmunológicas e inmunohistoquímicas, así como técnicas moleculares de PCR e hibridación *in situ* mediante el empleo de sondas específicas (Palenzuela y Bartholomew, 2002).

La fase vegetativa, por su parte, también debe ser examinada en detalle: tamaño, forma, posible movimiento o pseudópodos, medio de anclaje al tejido del hospedador, su carácter mono-, di- o polispórico, y sitio e interacción con el hospedador (Lom y Dyková, 1992).

Los quistes se pueden cortar junto con el tejido adyacente y fijarlos en formalina al 10%, consiguiéndose así también su conservación (Hoffman, 1998; Lasee, 2001).

En sección transversal, se pueden observar tiñéndolas con hematoxilina eosina (Hoffman, 1998).

Para mayor detalle, se pueden consultar diversos tratados monográficos sobre myxosporidios (Thélohan, 1895; Auerbach, 1910; Kudo, 1919; Shulman, 1966; Mitchell, 1977; Iskov, 1989; Lom, 1990; Shulman y cols., 1992).

#### 4.2.2.2.4. Monogenéticos (*Gyrodactylus sp.* y *Dactylogyrus sp.*)

Si el objetivo del estudio es la comprobación de la parasitosis, es recomendable la observación de los monogenéticos directamente en los peces vivos. Se han descrito varios métodos: anestesia del animal y observación de los parásitos a través de un endoscopio con iluminación (método de Buchmann, 1990); inmersión de los peces en agua (sin cloro) y examen con estereomicroscopio, observando su movilidad; o haciendo una biopsia de las branquias (Hoffman, 1998); se puede también trabajar con peces recién muertos, a los que se les ha realizado la extirpación de branquias y aletas, y raspado de piel (mucus) (Hoffman, 1998).

Si la finalidad es su descripción o identificación, se pueden utilizar varios procedimientos de aislamiento. Si sumergimos peces enteros o partes de éstos en formalina 1:4.000 durante 15 a 45 min, los parásitos se desprenden y quedan fijados (Hoffman, 1998). Para el examen de las branquias, se retiran los arcos branquiales, se colocan en un recipiente con formol (misma concentración), y se agitan intensamente para desprender los parásitos (Kritsky y cols., 1986). El mismo efecto se consigue congelando las branquias durante 6 a 24 h (Mizelle, 1936). Se pueden usar otras sustancias como Chloretone (Hargis, 1953) y Nembutal (Ikezaki y Hoffman, 1957). En condiciones de campo, los peces (o parte de éstos) se pueden fijar en formalina tamponada al 10% para su examen posterior (Eiras y cols., 2000).

Si se quieren estudiar no sólo frescos, sino también vivos, se pueden introducir, entre porta y cubreobjetos, los monogenéticos aislados, con suficiente agua para evitar su aplastamiento, y retirar posteriormente el exceso de fluido con un trozo de papel o filtro (Hoffman, 1998).

Para conseguir su relajación, se puede utilizar formalina 1:4.000 durante 1 h (Álvarez-Pellitero, 1988), y su clarificación mediante el montaje en glicerol caliente (Stoskopf, 1993).

Las preparaciones permanentes se pueden hacer después de haber sido aislados y fijados mediante formalina al 10% (Álvarez-Pellitero, 1988; Hoffman, 1998; Lasee, 2001) o el fijador de Malmberg (mezcla de picrato amónico y glicerina). Frecuentemente se usa como método de fijación y de montaje una mezcla de picrato de amonio y glicerina (en solución saturada de ambos, proporción 1:1) (Malmberg, 1957; Eiras y cols., 2000). Utilizando una pequeña cantidad de gelatina de glicerina o alcohol polivinilo, se puede hacer montajes semipermanentes, sellando la preparación con esmalte de uñas o un medio permanente de montaje (Hoffman, 1998).

Para su tinción, se pueden usar colorantes como la hematoxilina, el carmín (Hoffman, 1998) o el tricrómico de Gomori (Thatcher, 1991); también se puede utilizar Semichon y carmín borácico (utilizando *fast green* como contraste), hematoxilina de Harris o Heidenhain, *coelestin blue B*, o *clorazol black E*. Este último es selectivo de algunas partes quitinosas de monogenéticos. Sin embargo, uno de los más útiles es el carmín borácico (Álvarez-Pellitero, 1979; Pereira, 1980).

El estudio de las estructuras esclerotizadas (ganchos, áncoras y barras del háptor y órgano copulador) se puede hacer mediante una clarificación de los especímenes, haciendo un montaje en medio de Grey y Wess (Kritsky y cols., 1986) o de Hoyer. Se recomienda su observación por microscopía de contraste de fases (Eiras, 2000).

Si se desea efectuar la tinción de las barras del háptor, se puede utilizar la técnica descrita por Fried y Boddoroff (1978), utilizando tricrómico de Gomori como colorante y realizando el montaje con el medio de Grey y Wess.

Otra técnica utilizada para el estudio de las partes esclerotizadas es la propuesta por Mo y Appleby (1990), en la que mediante una digestión de los tejidos (con pepsina diluida en agua destilada, a la cual se adiciona HCl concentrado) se consigue la liberación de los ganchos y áncoras del háptor.

Las características más utilizadas para la identificación de los monogenéticos corresponden a las estructuras esclerotizadas del háptor o del complejo copulatorio (Kritsky y cols., 1986). Podemos consultar esquemas sobre cómo realizar las mediciones en Ergens y Gelnar (1991).

Malmberg (1970) proporciona buenas claves taxonómicas para la identificación de ectoparásitos del Género *Gyrodactylus*, mientras que para el Género *Dactylogyrus* son de gran utilidad las publicadas por Beverly-Burton (1984) y Gussev (1985).

Los resultados basados en las técnicas moleculares son muy prometedores, y sondas de DNA específicas de especie ya han permitido la distinción de taxones similares de *Gyrodactylus* (Scholz, 1999).

*Gyrodactylus salaris*, uno de los parásitos más nocivos en la acuicultura de salmónidos (Cone, 1995), se puede identificar hoy en día con varias técnicas moleculares (Cunningham, 2002). La Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) propone su identificación, además de por los métodos tradicionales basados en la morfología y morfometría de los escleritos del órgano de anclaje, el análisis del material genético (RNA ribosomal y gen mitocondrial de la citocromo oxidasa I) (OIE, 2009).

#### 4.2.2.2.5. *Crustáceos (Ergasilus sieboldi y Lernaea cyprinacea)*

El reconocimiento de ejemplares de copépodos parásitos es relativamente sencillo, debido a que su tamaño, relativamente grande, y la existencia de sacos ovígeros facilitan su observación; para detectar especímenes de pequeño tamaño puede ser necesaria la observación con estereomicroscopio (Lester y Roubal, 1995; Eiras y cols., 2000).

Su aislamiento se puede hacer mediante un raspado del tegumento o las branquias, o utilizando procedimientos de disección. En este último caso, para aislar ergasíidos, se pueden seccionar los filamentos branquiales y colocarlos directamente en el fijador, para posteriormente separar los especímenes (Thatcher, 1991). En el caso de lerneidos, se pueden colocar los filamentos branquiales en una disolución de KOH al 20% durante 3 días hasta que los tejidos se disgreguen completamente (Paggi, 1976).

La fijación y conservación de los crustáceos se puede realizar en formol al 5-10%, alcohol de 70° o AFA (Eiras y cols., 2000). En ocasiones, cuando están embebidos en el tejido del hospedador, se puede hacer una incisión a lo largo del tejido y fijar la masa entera en etanol de 70°, proceso mediante el cual posteriormente se separan del tejido tras 24 h (Stoskopf, 1993). Otros fijadores muy utilizados son el formol al 10% (Álvarez-Pellitero, 1988; Hoffman, 1998; Lasee, 2001) o una mezcla de alcohol-glicerol (Hoffman, 1998; Lasee, 2001).

Posteriormente, se pueden aclarar los ejemplares (clarificadores tradicionales) y teñir (dependiendo del tamaño y de las estructuras a observar) (Eiras y cols., 2000); se pueden aclarar en KOH al 10% o en medio de montaje de Hoyer (Stoskopf, 1993).

Para el estudio de la morfología de las patas y antenas (características extremadamente importantes para su identificación), pueden ser necesarias preparaciones especiales: colocar el parásito entre porta y cubreobjetos con una gota de fenol o bálsamo (Thatcher, 1991), utilizar un portaobjetos perforado (Humes y Gooding, 1964), o efectuar la disección en una gota de fenol o bálsamo bajo un estereomicroscopio (Eiras y cols., 2000); otros autores (Hoffman, 1998) recomiendan la disección en glicerina, lactofenol polivinilo o fluido de Berlese.

En los últimos años, el empleo de la microscopía electrónica de barrido se ha convertido en una técnica muy útil para el estudio de la morfología de dichas estructuras (Eiras y cols., 2000).

Para su montaje se pueden emplear los medios que se utilizan normalmente, haciendo una deshidratación de los especímenes cuando sea necesario; algunos autores utilizan el medio de Grey y Wess (Boeger y cols., 1993).

Las claves para la identificación de copépodos ergasíidos están en Roberts (1970) para especies norteamericanas, Kabata (1979) para especies europeas, y Do (1982) para especies japonesas. Se han descrito nuevas especies recientemente en Australia (Kabata, 1992) y la India (Ho y cols., 1992).

Kabata (1983) da una clave para los géneros de la Familia Lernaeidae. Debido a la variabilidad en la morfología de las anclas, y a que ésta se modifica según la resistencia que encuentran durante su desarrollo en el pez (Fryer, 1961; Thurston, 1969), se recomienda que la identificación se realice a partir de una variedad de especímenes y muestras (Shariff y Sommerville, 1990).

#### 4.2.2.2.6. *Nemátodos*

La identificación de los nemátodos se hace normalmente con la ayuda de claves morfológicas y usando microscopía óptica y electrónica de barrido (SEM). Debido a la importancia taxonómica de ciertas características externas, esta última ha sido una herramienta muy útil (Dick y Choudhury, 1995a).

Si es necesario, los nemátodos se pueden relajar en alcohol de 70° a 70°C (Álvarez-Pellitero, 1988) o formalina al 5% en caliente (Pereira, 1980) y clarificar en varias sustancias: mezcla de alcohol:glicerol (Stoskopf, 1993), alcohol-fenol (Hoffman, 1998), alcohol 70° con 10% de glicerina (Álvarez-Pellitero, 1979), lactofenol (Hoffman, 1998; Álvarez-Pellitero, 1979), glicerina en disolución acuosa (1:10-1:2 dependiendo de las especies) o en disolución alcohólica (1:9) (Moravec, 1998), creosota de haya o fenol (Eiras y cols., 2000).

Su fijación se puede hacer en ácido acético glacial (Eiras y cols., 2000), una mezcla de alcohol al 70%-glicerina (9:1) en caliente (Black y Lankester, 1980; Measures y Anderson, 1985), alcohol del 70% (Pereira, 1980; Eiras y cols., 2000), formalina al 10% o formalina al 5% en caliente (Pereira, 1980), o formalina al 10% en solución salina 0,9% (Álvarez Pellitero, 1979). Se pueden conservar en alcohol del 70-80% con 5-10% de glicerina (Amato y cols., 1991), en alcohol al 70% (Berland, 1984; Moravec, 1998) o formol al 4% (Eiras y cols., 2000).

Para el estudio de la morfología de la mayoría de los nemátodos no es necesaria la tinción (Eiras y cols., 2000), aunque algunos autores, como Petter y Thatcher (1988), proponen el uso de una solución de eosina y naranja G en alcohol al 95%.

Se pueden utilizar medios de montaje temporales como la glicerina (Moravec, 1998), semipermanentes como el lactofenol (con o sin azul de algodón) (Álvarez Pellitero, 1979; Pereira, 1980) o la gelatina glicerada (Moravec, 1998), o permanentes como la goma de coral (que destaca las estructuras quitinizadas) (Álvarez-Pellitero, 1979; Pereira, 1980).

Los siguientes caracteres son de la mayor importancia en la determinación de las distintas especies dentro de los nemátodos: tamaño, estructura del extremo anterior del cuerpo, posición del anillo nervioso, estructura del intestino, posición del poro excretor, estructura y localización de la vulva (en las hembras), huevos (forma, tamaño, apéndices y estructuras), estructura del extremo posterior (en el macho), y especies de hospedadores y localización del parásito (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

Algunas claves de identificación muy útiles las podemos encontrar en Hoffman (1967), Mozgovi (1953), Skrjabin y cols. (1967), Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols. (1964), Anderson y cols. (1974, 1975) y Sood (1988). Además Grabda (1989) y Sindermann (1990) proporcionan diagramas útiles de nemátodos.

El cultivo de larvas a adultos *in vitro* o en hospedadores definitivos experimentales, puede también ayudar en el diagnóstico; sin embargo, esto consume tiempo, y depende de la obtención de nemátodos vivos y del mantenimiento de hospedadores en condiciones experimentales (Dick y Choudhury, 1995a).

También se están usando métodos electroforéticos, que incluyen la evaluación de las proteínas totales y de los loci enzimáticos usando electroforesis e isoelectroenfoque; y RFLP como método de confirmación (Dick y Choudhury, 1995a).

#### 4.2.2.2.7. *Cestodos*

Si se desea conseguir la relajación de las estructuras de los cestodos, éstos se pueden colocar en agua destilada y dejar en la nevera hasta que mueran, o en fijadores como el formol neutro al 4% en caliente (aprox. 65°C) (Eiras y cols., 2000) o la formalina al 5% en solución salina 0,9% (formol salino) calentada a temperatura próxima a ebullición (Pereira, 1980); posteriormente, se puede realizar su clarificación usando ácido acético glacial (Pereira, 1980).

Estos parásitos se fijan bien con formalina tamponada al 10% (Hoffman, 1998), formalina al 4-10% en solución salina 0,9% calentada a temperatura próxima a ebullición (Álvarez Pellitero, 1979; Pereira, 1980; Andersen y Kennedy, 1983), formol al 4-10% en caliente (Hayunga y Mackiewicz, 1975; Scholz y cols., 1998; Pavanelli, 1991), AFA (Kennedy y Andersen, 1982) o ácido acético (Berland, 1984).

Los colorantes más utilizados para su tinción son la hematoxilina y el carmín (Eiras y cols., 2000); también se puede utilizar azul de metileno, que permite una mejor observación de los órganos sexuales (Schnur, 1969; Chubb y cols., 1987), o acetocarmín férrico (Georgiev y cols., 1986).

La identificación de las formas adultas se puede llevar a cabo a través de las claves morfológicas de carácter general publicadas por Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols. (1964) y Hoffman (1967); o más específicas, como las de Khalil y cols. (1994) y Schmidt (1986). Sin embargo, es el establecimiento de las características morfológicas de las formas larvianas lo que mayores problemas plantea dependiendo todavía hoy en día de un experto local (Dick y Choudhury, 1995b); en la actualidad, estas limitaciones están siendo superadas con la ayuda de las técnicas de biología molecular, usando sondas de ácidos nucleicos y métodos de amplificación, como la PCR (Králová y cols., 1997; Brickle y cols., 2001; Luo y cols., 2002).

#### 4.2.2.2.8. *Digenéticos (metacercarias)*

El diagnóstico de los puntos negros se realiza a menudo simplemente observando la presencia de áreas oscuras en la superficie corporal del pez. Sin embargo, para la identificación del organismo causante se requiere el examen de las metacercarias encerradas en el interior del quiste (Paperna, 1995).

Por otro lado, las características de las ventosas y el tubo digestivo y los sistemas reproductor y excretor son usados generalmente para la clasificación de las formas adultas; en años recientes, se ha empleado la tecnología del DNA en su identificación (Hoole y cols., 2001).

Metodologías alternativas (bioquímicas, detección enzimática mediante electroforesis, etc.) no han sido contrastadas con digenéticos de peces, y sólo hay una comunicación que tiene que ver con la biología molecular, en la que varias especies han sido confirmadas usando DNA ribosómico (Anderson y Barrer, 1993).

Los adultos y las metacercarias se pueden relajar usando formol al 5% a 90°C (Álvarez-Pellitero, 1988), otros líquidos fijadores (Bouin, formalina al 10% o AFA) en caliente (85-90°C) (Hoffman, 1998) o simplemente agua caliente (60°C) (Thatcher, 1993). Para su clarificación podemos utilizar creosota (Álvarez-Pellitero, 1979).

Su fijación se puede conseguir con la ayuda de varias sustancias: fijador de Berland (95% ácido acético glacial, 5% formol) (Eiras y cols., 2000), alcohol al 70% (Pereira, 1980; Amato, 1982; Eiras y cols., 2000), una mezcla de ácido acético glacial y formol (19:1) (Koie y Lester, 1985), AFA (Hoffman, 1988; Eiras y cols., 2000),

Bouin (Hoffman, 1988), o formalina al 5 ó 10% en solución salina 0,9% (Álvarez-Pellitero, 1979; Pereira, 1980) en caliente (85-90°C).

Se pueden teñir, al igual que los monogenéticos (según Hoffman, 1998) con: Semichon y carmín borácico (utilizando *fast green* como contraste), hematoxilina de Harris o Heidenhain, *coelestin blue B*, o *chlorazol black E*. Este último es selectivo de algunas partes quinitosas de monogenéticos. El carmín borácico es de los más útiles (Álvarez-Pellitero, 1979; Pereira, 1980). Los digenéticos también se pueden teñir (según Eiras y cols., 2000) con: hematoxilina de Delafield, carmín clorhídrico alcohólico o carminalumbre de Mayer, hemalumbre o hematoxilina de Mayer.

Finalmente, algunos bálsamos sintéticos, como el de Permout, nos pueden servir para su montaje (Eiras y cols., 2000).

#### 4.2.2.2.9. *Gloquidios*

Su diagnóstico se puede hacer mediante la observación de los ejemplares en microscopio de disección (estereomicroscopio), o mediante el raspado de piel y branquias y su observación en el microscopio óptico.

Si se desea, se pueden aclarar lo suficiente para su identificación en una solución como el lactofenol (Hoffman, 1998).

Ya que las características externas de los adultos varían en función de las condiciones ambientales y éstas no son definitivas para distinguir especies, es deseable observar las relaciones parasitarias de los gloquidios con sus correspondientes hospedadores (Velasco y Romero, 2005).

Algunas características de los gloquidios como el tamaño, la forma y el tipo de ganchos/espinas, nos permiten su identificación y posterior clasificación. Para el estudio de los principales géneros identificados en la Península Ibérica (*Margaritifera*, *Potomida*, *Unio* y *Anodonta*) podemos usar las obras publicadas por Araujo (1999), Altaba (1999) y Gómez y cols. (2001). Para la diferenciación de los Géneros *Unio* y *Anodonta* también podemos utilizar las claves propuestas por Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols. (1964). Para una descripción morfológica de gloquidios del Género *Unio* (*U. gibbus*, *U. delphinus* y *U. tumidiformis*), a partir de estudios realizados mediante microscopía electrónica de barrido se puede consultar los datos aportados por Araujo y cols. (2009).

Una herramienta muy útil a la hora de identificar y describir las especies de gloquidios es la microscopía electrónica de barrido (Giusti, 1973). En otras ocasiones, se ha recurrido a estudios bioquímicos y de genética de poblaciones (Nagel y cols., 1998; Machordom y cols., 2003). También se recomienda el uso de caracteres moleculares, como la PCR o la hibridación *in situ* (Graf y Cummings, 2007).

#### 4.2.2.3. Índices de parasitación

Si queremos proporcionar información sobre el estado de parasitación de una población de peces debemos referirnos, ineludiblemente, a tres parámetros: el tamaño muestral del hospedador (n), la prevalencia de infección (%) y la intensidad de parasitación (Rózsa y cols., 2000).

A la hora de utilizar estos parámetros, coincidimos en la valoración de Bush y cols. (1997), quien considera esencial su correcta definición aquellos trabajos en los cuales se encuentran la parasitología y la ecología, bien sean términos claramente objetivos o tengan un carácter subjetivo.

#### 4.2.2.3.1. Prevalencia de infección

Este es un término, considerado por autores como Hempel (1965) y Hull (1974) como objetivo u observacional.

El cálculo del número de ciprínidos infectados en una población por cualquiera de los parásitos examinados, es decir, de su prevalencia de parasitación, se hizo de la siguiente manera. En primer lugar, se consideró la variable infección como una cualitativa de tipo dicotómico, sobre la que se hizo el cálculo de sus frecuencias relativas en la muestra, expresadas en porcentajes:  $(n^{\circ} \text{ peces parasitados} / n^{\circ} \text{ peces examinados}) \times 100$  (Margolis y cols., 1982; Bush y cols., 1997) con ayuda del paquete estadístico SPSS 15.0 para Windows (Chicago, EE.UU).

El cálculo de dichas frecuencias se estratificó en función de varios criterios: los factores dependientes del hospedador (especies de ciprínidos, sexo y estado de freza) y del medio ambiente (estación del año y ubicación).

En segundo lugar, se calcularon los intervalos de confianza del 95%, utilizando el programa WinEpi (<http://www.winepi.net>), teniendo en cuenta los tamaños muestrales utilizados.

#### 4.2.2.3.2. Intensidad de parasitación

La intensidad de parasitación es uno de los descriptores más importantes que pueden ser utilizados a la hora de cuantificar el número de parásitos en una muestra o población de hospedadores, y se define como el número de parásitos de una misma especie que viven dentro/sobre un hospedador infectado (Margolis y cols., 1982; Bush y cols., 1997; Rózsa y cols., 2000).

Cuando se define dentro de su contexto de uso, la intensidad de infección puede ser un término valioso y normalmente es utilizado en estudios sobre poblaciones piscícolas silvestres para denotar el número de individuos de un parásito en particular presente en un organismo hospedador parasitado sin embargo, tiene poco sentido en el caso de enfermedades producidas por la mayoría de protozoos (Munro y cols., 1983). Es en el primer caso, en el contexto de la estimación de metazoos y de protozoos fácilmente visibles (*I. multifiliis*, *Tripartiella* sp. y quistes de myxosporidios), en el que se enmarca el presente estudio.

Según algunos autores (Margolis y cols., 1982; Bush y cols., 1997; Rózsa y cols., 2000), existen dos opciones a la hora de cuantificar la intensidad de parasitación: intensidad y abundancia, ambas expresadas como medidas medias, medianas y/o medias geométricas.

Nuestro criterio para valorar la intensidad de parasitación se basó, sin embargo, en el efecto general que el parásito podría provocar sobre el hospedador, ya que éste va a depender, además, de otros factores, como la localización en el pez, el tipo de parásito y su tamaño (Bauer, 1961; Kabata, 1970).

Por lo tanto, a la hora de aplicarlo decidimos transformar la variable cuantitativa de intensidad de parasitación ( $n^{\circ}$  de parásitos presentes) en una variable cualitativa ordinal, según la regla siguiente:

- Baja intensidad: de 1 a 5 parásitos (helminetos) en el tubo digestivo; de 1 a 20 parásitos en la totalidad de la superficie corporal; de 1 a 40 parásitos en la totalidad de las laminillas branquiales.

- Media intensidad: de 6 a 10 parásitos en el tubo digestivo; de 21 a 40 en la totalidad de la superficie corporal; de 41 a 80 en la totalidad de las laminillas branquiales.
- Alta intensidad: más de 10 parásitos en el tubo digestivo; más de 40 en la totalidad de la superficie corporal; más de 80 en la totalidad de las laminillas branquiales.

Así pues, en nuestro caso, y debido a que transformamos un término cuantitativo u objetivo, el número de parásitos encontrados en un pez hospedador, refiriéndolo a su posible efecto sobre éste, debemos considerar este concepto de mayor o menor intensidad de parasitación como un término subjetivo o teórico (Hempel, 1965; Hull, 1974).

Aunque también se realizó aplastamiento de riñón e hígado para estudiar la infección por myxosporidios en órganos internos, su intensidad en este tipo de órganos finalmente no fue valorada debido a que en muchos casos lo único que se visualiza son las esporas aisladas; en este sentido, estamos de acuerdo con Gorbunova (1936), quien desestimó la determinación de la intensidad de parasitación de *Myxidium lieberkühni* en la vejiga urinaria de los peces debido a la dificultad existente a la hora de determinar el número de protozoos presentes.





## 5. *Ichthyophthirius multifiliis*

### 5.1. Etiología

*Ichthyophthirius multifiliis*, también conocido como Ich, es un ectoparásito responsable de la Ichthyophthiriasis o Enfermedad del Punto Blanco (*White Spot Disease*) (Lom y Dyková, 1992), cuyas primeras descripciones fueron realizadas por Hilgendorf y Paulicki, en 1869, y Fouquet, en 1876 (Stiles, 1894).

Reconocido como parásito de carpas en Asia desde el siglo X (Dashu y Lien-Siang, citados por Hines y Spira, 1974a), se conoce en Europa desde la Edad Media (Hoffman, 1967), aunque fue descrito por primera vez en el acuario de Hamburgo, en 1876 (Stiles, 1894; Lom y Dyková, 1992). Aunque relativamente desconocido en Rusia antes de 1940, se ha convertido desde entonces en una grave enfermedad en carpas. En Norteamérica el primer gran brote fue descrito por Stiles en 1894 (Bauer, 1961).

En la actualidad, es la única especie reconocida del género (Lee y cols., 1985), dentro del cual podrían existir distintas variedades o "razas" con distinta tolerancia a diferentes temperaturas (Nigrelli y cols., 1976; Dickerson y cols., 1993) o con distinto grado de virulencia (Lom y Dyková, 1992).

Su morfología varía dependiendo de la fase del ciclo vital en la que se encuentre el parásito: trófica, reproductiva y dispersiva e infectiva (Lom y Dyková, 1992), tal y como describiremos posteriormente.

#### 5.1.1. Clasificación taxonómica

---

La clasificación de Levine y cols. (1980) está basada en la estructura del aparato bucal, combinada con algunas características estructurales, principalmente del córtex.

- Phylum Ciliophora Doflein, 1901.
- Clase Oligohymenophorea de Puytorac y cols., 1974.
- Subclase Hymenostomata Delage y Hérouard, 1896.
- Orden Hymenostomatida Delage y Hérouard, 1896.
- Suborden Ophryoglenina Canella, 1964.
- Familia Ichthyophthiridae Kent, 1881.
- Género *Ichthyophthirius* Fouquet, 1876.
- Especie *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876.

#### 5.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

*Ichthyophthirius multifiliis* presenta un ciclo vital directo (Figura 5.1), e implica tanto a fases parásitas como de vida libre (Mehlhrn, 1988; Hoole y cols., 2001): una pequeña fase migratoria, el teronte (Figura 5.1:1), que infecta al hospedador; una fase de parasitismo obligado, alimentación y crecimiento, el trofante (Figura 5.1:2-3); y una fase en la que, después de alcanzar cierto tamaño, se desprende y enquistas en el sustrato como tomonte (Figura 5.1:4), sufriendo varias divisiones para formar

pequeños tomitos (Figura 5.1:5-8), que rompen a través de la pared del quiste (Lom y Čercasovová, 1974) para convertirse de nuevo en terontes (Figura 5.1:9) (Lom y Dyková, 1992).

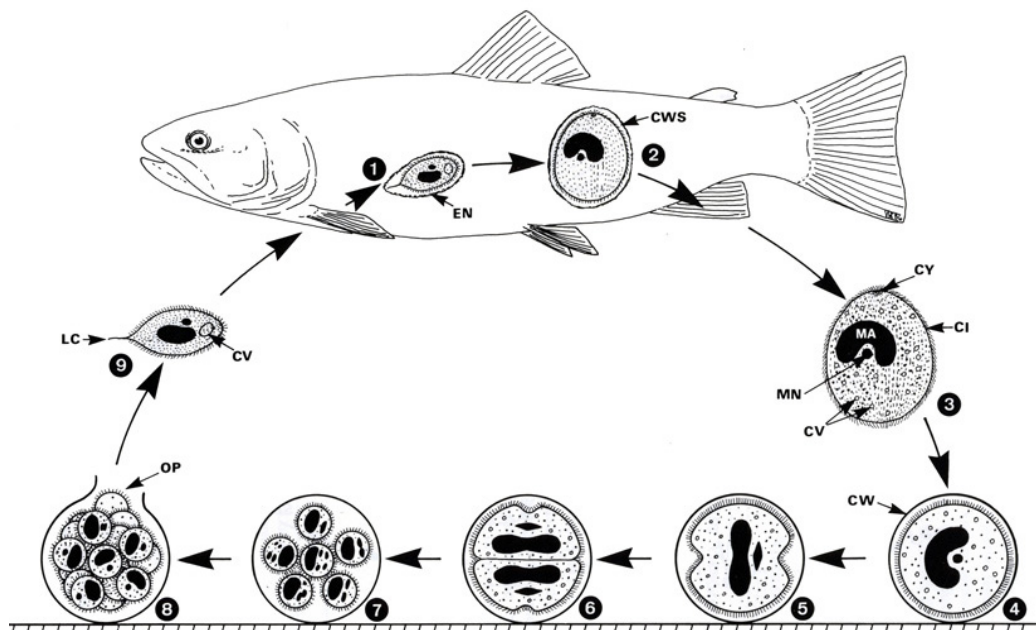


Figura 5.1. Ciclo vital de *I. multifiliis*. 1 y 9) Teronte; 2-3) Trofante; 4-7) Tomonte; 8) Tomitos (Fuente: Mehlhron, 1988)

El teronte, de corta vida libre en el medio acuático, es fototáctico y quimiotáctico (Wahli y Meier, 1991); después de nadar durante varios días invade la piel y las branquias de los peces (en infecciones severas incluso los ojos, el epitelio bucal y la lengua) y en varios minutos llega hasta la capa basal, donde queda protegido contra un aumento de salinidad o contra sustancias químicas (Ventura y Paperna, 1985; Cross y Matthews, 1992; Lom y Dyková, 1992).

Después de invadir el epitelio, el trofante sufre diferenciación y crecimiento (Ewing y Kocan, 1986) durante 4 a 40 días, dependiendo de la temperatura, con un óptimo entre 18 y 24°C (Hoffman, 1998). Según algunos autores también experimenta varias divisiones, motivo por el cual en ocasiones se pueden observar varios parásitos dentro de la misma vesícula (Figura 5.2) (Ewing y cols., 1985; Kozel, 1986); sin embargo, la mayoría de los investigadores lo ha atribuido a que los terontes penetran o migran por el mismo camino dentro del epitelio (Canella y Rochi-Canella, 1976).

La duración de la infección es variable, y depende de diferentes factores, como la temperatura, la especie, el estado fisiológico del hospedador y/o la región del cuerpo en la cual reside el parásito (Canella y Rochi-Canella, 1976). Posteriormente, el trofante abandona el pez infectado cuando éste muere o cuando alcanza el estado de madurez, aunque necesita alcanzar un cierto tamaño para poder sobrevivir fuera del hospedador o bien completar el desarrollo de la vacuola contráctil con el fin de poder responder a los cambios osmóticos (Ewing y cols., 1986).

Cuando abandona el epitelio, los mucocistes secretores del parásito son liberados para producir un quiste gelatinoso (Ewing y cols., 1983), transparente y con una pared de doble capa (Lom y Dyková, 1992), siendo este período dependiente de la temperatura. Su cápsula gelatinosa le sirve para anclarse al sustrato, y prevenir la entrada de bacterias y hongos (Dickerson y Dawe, 1995). Poco después, el parásito

comienza una serie de divisiones binarias para dar lugar a varios cientos de tomitos, divisiones que se completan en 18-24 h a 23°C (Canella y Rochi-Canella, 1976; Dickerson y Dawe, 1995). El número final de tomitos va a depender del tamaño inicial del tomonte y de la temperatura (Lom y Dyková, 1992).

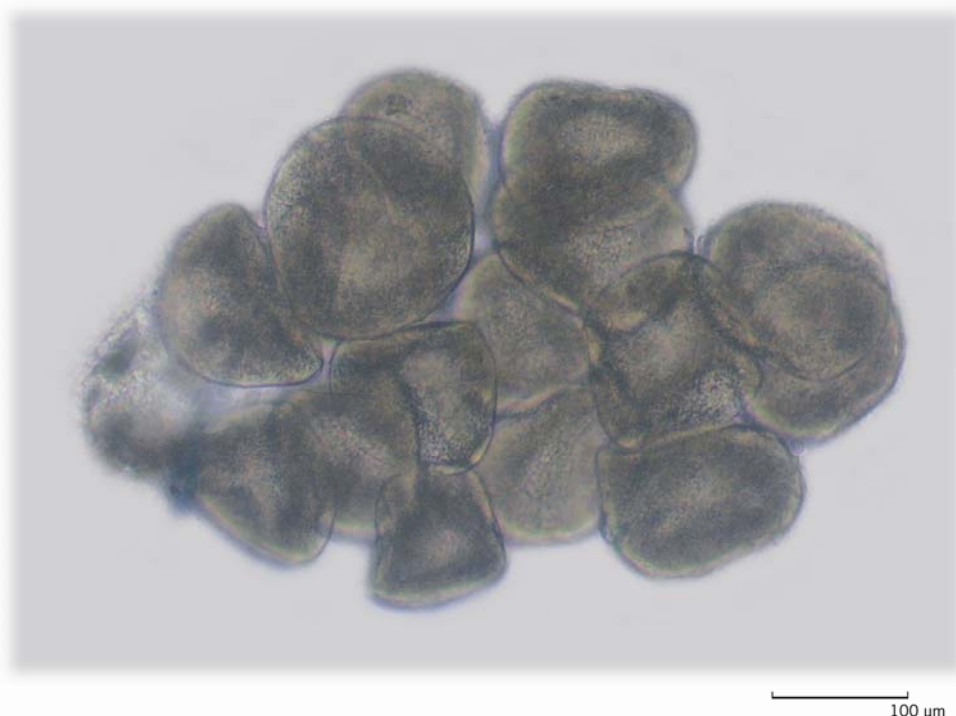


Figura 5.2. Varios trofontes de *I. multifiliis* agrupados en la piel de un barbo (río Revinuesa, Soria)

La diferenciación de los tomitos en terontes infectivos implica la adquisición de una morfología celular fusiforme, el desarrollo de un aparato bucal rudimentario, y la formación del perforatium (Dickerson y Dawe, 1995).

A continuación, se describe la morfología de las dos únicas fases de *I. multifiliis* que ha sido halladas en los ciprínidos analizados.

### 5.1.3. Descripción morfológica del trofante

El trofante de *I. multifiliis* corresponde al de un ciliado histiófago holótrico (Dickerson y Dawe, 1995), de naturaleza pleomórfica, de 50  $\mu\text{m}$  a 1 mm de diámetro, y con un citostoma (cavidad oral) de 8 a 20  $\mu\text{m}$  (Hoffman, 1998) (Figura 5.3). Posee un gran macronúcleo en forma de herradura y al menos un pequeño micronúcleo que juega un importante papel en el intercambio genético entre distintos individuos (Peshkov y Tikhomirova, 1968; Dickerson y Dawe, 1995).

En los 18 trofontes identificados en nuestro estudio, el diámetro promedio fue de 334  $\mu\text{m}$  (Tabla 5.1), que se corresponde con el diámetro descrito por Hoffman (1998).

Tabla 5.1. Tamaño de los trofontes de *I. multifiliis*

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Diámetro trofante ( $\mu\text{m}$ )	18	334,44	318,10	200	800

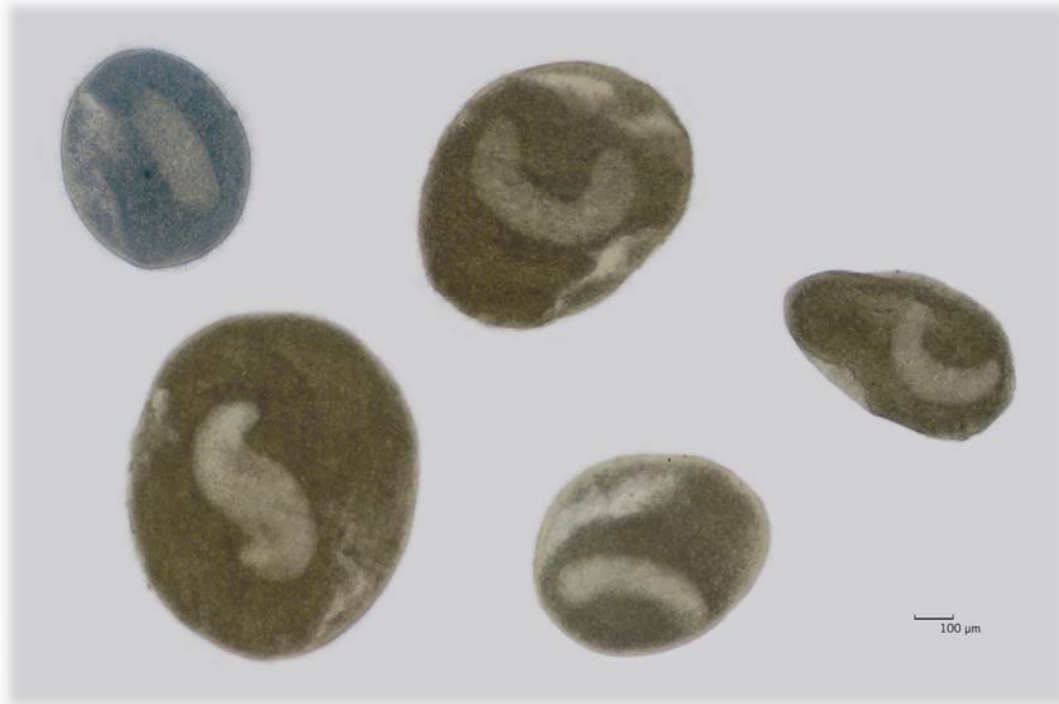


Figura 5.3. Varios trofontes de *I. multifiliis* aislados de las branquias de un barbo (río Revinuesa, Soria)

Se conoce muy poco acerca de sus requerimientos nutricionales, excepto que es un parásito obligado que sólo crece alimentándose sobre peces vivos (Dickerson y Dawe, 1995) haciendo uso del citostoma, cuya velocidad de desarrollo es dependiente de la temperatura (Canella y Rochi-Canella, 1976; Edwing y cols., 1985), a la vez que el movimiento constante de los cilios pre-bucales lleva partículas de alimento hacia él (Lom y Dyková, 1992), acumulando en su citoplasma glucógeno, lípidos y proteínas (Dickerson y Dawe, 1995). Durante su crecimiento, cuya velocidad también depende de la temperatura ambiental, se van añadiendo filas de cilios, membranas y orgánulos citoplasmáticos, y la vacuola contráctil única se multiplica hasta varios cientos (Canella y Rochi-Canella, 1976; Chapman y Kern, 1983; Ewing y Kocan, 1986).

#### 5.1.4. Descripción morfológica del teronte

En esta fase, *I. multifiliis* adquiere una morfología fusiforme, con la parte posterior afilada (Figura 5.4), y un tamaño entre 30 y 50  $\mu\text{m}$ , aunque varía enormemente dependiendo del tamaño inicial del tomonte (Canella y Rochi-Canella, 1976; Kozel, 1986; Geisslinger, 1987). Su cuerpo está totalmente cubierto de cilios (Kozel, 1986), y en la parte posterior sobresale un cilio caudal rígido y más largo (McCartney y cols., 1985; Geisslinger, 1987).

En la pared de la cavidad bucal existe un gránulo de unos 3  $\mu\text{m}$  de diámetro, denominado el orgánulo de Lieberkühn u orgánulo de cristal de reloj (Lynn y cols., 1991), cuya función hasta el momento se desconoce, aunque algunos autores apuntan posiblemente una función fototáctica (Dickerson y Dawe, 1995). Mediante el perforatium apical, una vez alcanzado el hospedador, se abre camino a través de las capas epiteliales (Canella y Rochi-Canella, 1976).

Únicamente se observó un teronte, en la piel de un barbo del río Revinuesa. Sus medidas fueron de 150  $\mu\text{m}$  de largo por unas 100  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 5.4), encontrándose quizás ya, con ese tamaño, en proceso de diferenciación a la siguiente fase.



Figura 5.4. Teronte de *I. multifiliis* en la piel de un barbo (río Revinuesa, Soria)

## 5.2. Factores dependientes del hospedador

### 5.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

*Ichthyophthirius multifiliis* es un parásito con una baja especificidad en cuanto al número de hospedadores (Hoole y cols., 2001), y está presente en muchas, probablemente en la mayoría, de las especies continentales de peces en las zonas templadas de todo el mundo (Hoffman, 1998; Ogut y cols., 2005) y por lo tanto supone también una amenaza para las especies de ciprínidos (Hoole y cols., 2001).

Su distribución es cosmopolita, aunque hay especulaciones sobre su introducción en algunas regiones (Lom y Dyková, 1992), habiendo sido descrita su presencia en todas las áreas donde se cultivan peces así como en poblaciones salvajes de la mayoría de los continentes (Nigrelli y cols., 1976; Valtonen y Keränen, 1981; Ogut y cols., 2005). A este respecto, la acuicultura parece haber contribuido al aumento de las infecciones tanto en peces de río como de piscifactoría (Bragg, 1991), mientras que el transporte de peces ha favorecido su expansión geográfica (Paperna, 1972; Nigrelli y cols., 1976; Wurtsbaugh y Tapia, 1988).

Según Paperna (1972), *I. multifiliis* es altamente patógeno para la carpa en Europa y Asia; sin embargo, el hecho de que la Ichthyophthiriasis aparezca a menudo asociada

a esta especie puede también ser debido a que es el pez más cultivado en estas áreas (Dickerson y Dawe, 1995).

En las distintas poblaciones de peces, podría existir una variación en el grado de resistencia natural de las mismas, dependiendo de factores como la herencia genética, el estado fisiológico de los peces, el tipo de parásito, y las condiciones ambientales (Clayton y Price, 1988, 1994). En este sentido, algunos autores (Polzin y Bremen, 1971) han recogido información sobre especies que parecen tener una resistencia natural a la enfermedad provocada por *I. multifiliis*.

A partir de los datos obtenidos entre todas las especies capturadas, son los barbos y las bogas las especies que presentan, de forma significativa, una mayor prevalencia (Tablas 5.2 y 5.3) e intensidad (Figuras 5.5 y 5.6) de infección por *I. multifiliis*. Un 80,22% de las bogas y un 72,54% de los barbos capturados y analizados estaban parasitados; y, en el conjunto de los datos, esta parasitación era alta en el 91,3% de los barbos y el 71,2% de las bogas. Otros autores (Elser, 1955; Allison y Kelly, 1963; Kozel, 1976; Wurtsbaugh y Tapia, 1988) también han descrito epizootias en poblaciones de peces en las que sólo ciertas especies han sido afectadas; mientras que algunas variedades de peces, como ocurre en las carpas, parecen ser más resistentes (Clayton y Price, 1988). A la hora de evaluar este fenómeno, la especificidad, podemos decir que, dentro de los ciprínidos analizados, estas especies podrían estar favoreciendo la presencia del parásito al proporcionar las condiciones (micro y macroambiente) más favorables para su desarrollo (Shulman, 1961), condiciones que serán detalladas en los siguientes apartados.

Hay que indicar que las tencas procedentes de la piscifactoría (*Pisc*) la prevalencia de infección fue de 81,58% (74,46%-88,70%).

Tabla 5.2. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* en las distintas especies de peces estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	100,00 (100,0-100,0)	71,94 (64,47-79,41)	<b>72,54</b> <b>(65,19-79,88)</b>	0,162 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	47,06 (30,28-63,84)	<b>45,71</b> <b>29,21-62,22)</b>	0,264 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	-	80,22 (72,04-88,40)	<b>80,22</b> <b>(72,04-88,40)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	66,67 (39,99-93,34)	<b>66,67</b> <b>(39,99-93,34)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	26,01 (19,47-32,55)	<b>25,86</b> <b>(19,36-32,37)</b>	0,438 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	15,69 (10,70-20,68)	44,44 (11,98-76,91)	<b>16,90</b> <b>(11,87-21,93)</b>	0,024 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>16,75</b> <b>(11,68-21,81)</b>	<b>53,59</b> <b>(49,03-58,16)</b>	<b>42,07</b> <b>(38,32-45,81)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,009 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

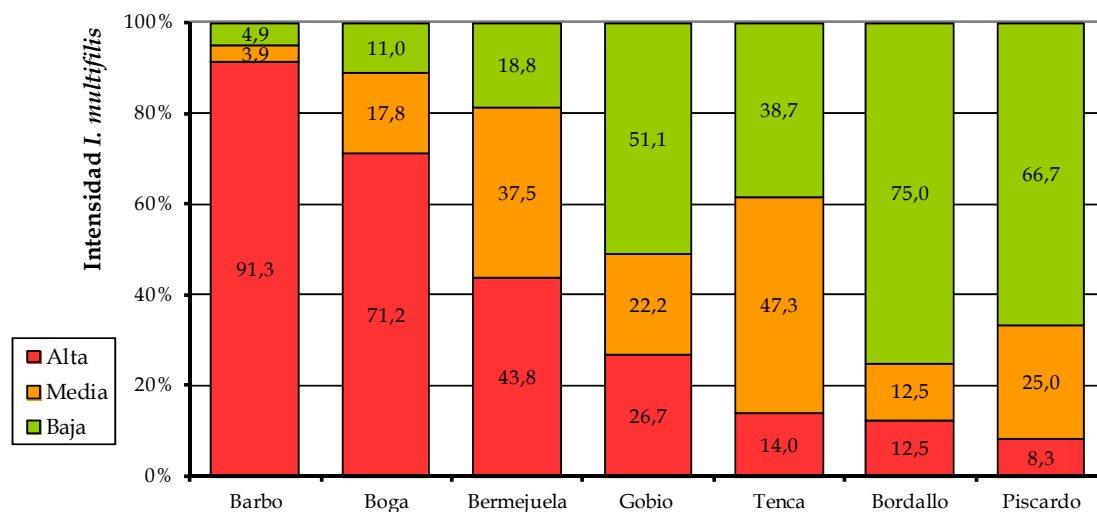
X<sup>2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; RV: Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 5.3. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* en las distintas especies de peces estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Rev	Uc-A	Arl	Dur	Er	Uc-M	Total	p
Barbo	100,00 (100,0-100,0)	-	100,00 (100,0-100,0)	33,33 (17,25-49,42)	72,73 (60,96-84,50)	94,74 (87,64-100,0)	<b>72,54</b> <b>(65,19-79,88)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
Bermejuela	-	0,00 (0,00-95,00)	100,00 (100,0-100,0)	37,50 (3,95-71,05)	0,00 (0,00-39,30)	61,11 (38,59-83,63)	<b>45,71</b> <b>(29,21-62,22)</b>	0,009 <sup>RV</sup>
Boga	-	-	92,86 (86,11-99,60)	-	51,72 (33,54-69,91)	100,00 (100,0-100,0)	<b>80,22</b> <b>(72,04-88,40)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
Bordallo	-	-	80,00 (44,94-100,0)	0,00 (0,00-95,00)	66,67 (28,95-100,0)	-	<b>66,67</b> <b>(39,99-93,34)</b>	0,268 <sup>RV</sup>
Gobio	-	0,00 (0,00-95,00)	53,85 (26,75-80,95)	18,94 (12,26-25,62)	50,00 (19,01-80,99)	44,44 (21,49-67,40)	<b>25,86</b> <b>(19,36-32,37)</b>	0,007 <sup>RV</sup>
Piscardo	14,77 (9,07-20,46)	18,18 (7,99-28,38)	44,44 (11,98-76,91)	-	-	-	<b>16,90</b> <b>(11,87-21,93)</b>	0,067 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>16,45</b> <b>(10,55-22,34)</b>	<b>17,54</b> <b>(7,67-27,42)</b>	<b>83,67</b> <b>(76,36-90,99)</b>	<b>22,41</b> <b>(16,22-28,61)</b>	<b>59,81</b> <b>(50,52-69,10)</b>	<b>76,25</b> <b>(66,92-85,58)</b>	<b>42,07</b> <b>(38,32-45,81)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,002 <sup>RV</sup>	0,675 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	0,217 <sup>RV</sup>	0,003 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 5.5. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p < 0,001$

Tanto en los tramos altos como en los medios, y de forma significativa, los barbos (y en menor medida las bogas en los tramos medios) son la especie con mayor intensidad de parasitación (100,0% en el primer caso y 91,0% en el segundo) (Figura 5.6).

Ambas especies presentan un mayor riesgo, entre 3 y 7 veces, dependiendo del punto de muestreo considerado, de ser infectadas por dicho parásito (Tabla 5.4). Respecto al resto de especies analizadas, manifiestan una serie de peculiaridades en sus estrategias vitales y que pueden explicar su mayor riesgo de presentación de *I. multifiliis*: son especies de mayor tamaño, habitan principalmente los tramos medios de los ríos, son de hábitos gregarios y bentónicos, y en la época de freza se congregan formando grandes grupos (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Doadrio, 2002; Velasco y cols., 2005). Por lo tanto, los factores dependientes de la densidad, relativos a la freza



y al comportamiento (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995) podrían explicar los resultados obtenidos.

Figura 5.6. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas especies piscícolas estudiadas estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

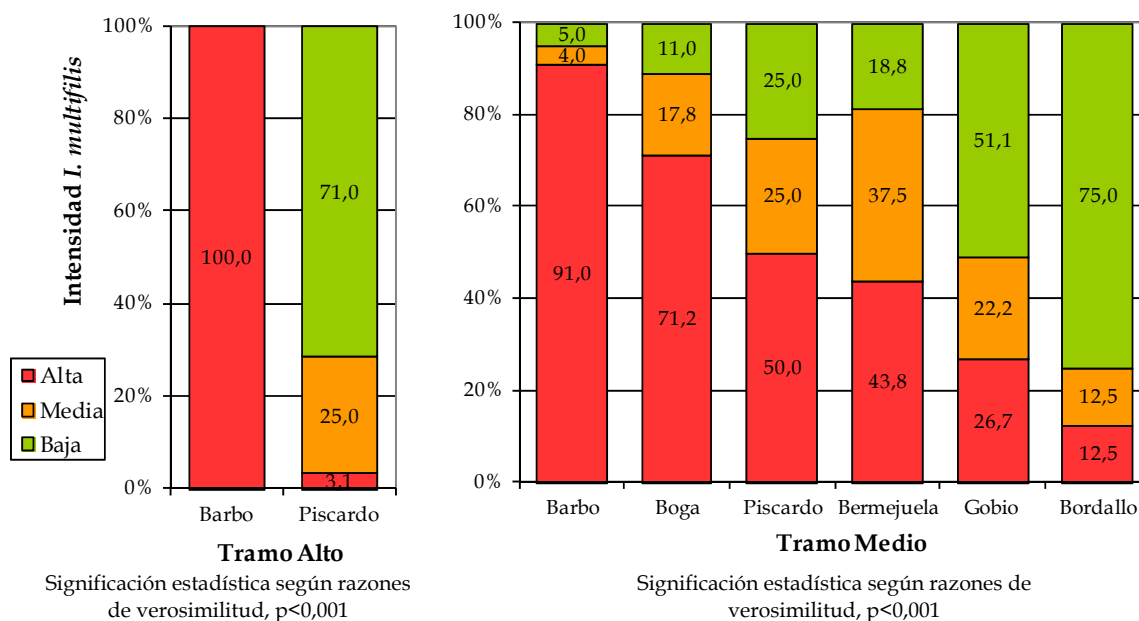


Tabla 5.4. Papel de la especie del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *I. multifiliis* en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Boga	Resto especies	$<0,001^{x2}$	5,255 (3,071-8,993)
	80,22 (72,04-88,40)	43,56 (39,86-47,26)		
Ríos	Boga	Resto especies	$<0,001^{x2}$	7,195 (4,180-12,380)
	80,22 (70,04-88,40)	36,05 (32,13-39,97)		
Tramos medios	Boga	Resto especies	$<0,001^{x2}$	4,571 (2,624-7,962)
	80,22 (72,04-88,40)	55,19 (50,75-59,63)		
Punto Er	Barbo	Resto especies	0,003 <sup>RV</sup>	3,111 (1,390-6,965)
	72,73 (60,96-84,50)	46,15 (32,60-59,70)		

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

## 5.2.2. Localización en el hospedador

Entre otros factores, la región del cuerpo en donde se localiza el parásito tiene influencia en la duración de la infección (Canella y Rochi-Canella, 1976); *I. multifiliis*, excepto en infecciones muy severas, no está uniformemente distribuido por el cuerpo del pez hospedador (Dickerson y Dawe, 1995), sino que se encuentra con más frecuencia en la superficie dorsal, particularmente en cabeza y aletas (Hines y Spira, 1973a; Kozel, 1976).

Un lugar de infección extremadamente importante son las branquias, en las cuales el desarrollo de los trofontes tiene en ocasiones efectos letales sobre el pez (Dickerson y Dawe, 1995). El motivo de que esto ocurra es el gran flujo de agua (cargada de terontes) en circulación por las branquias, y la poca cantidad de mucus que recubre las laminillas secundarias (en peces no estresados) (Handy y Eddy, 1991a).

Considerando el total de las muestras analizadas, y entre las diferentes especies, los trofontes de *I. multifiliis* han sido encontrados principalmente en las branquias (93,05% de los casos), estando presentes únicamente en la piel en un 0,8% de los casos, y en ambos órganos a la vez en un 6,15% (Tabla 5.5). Entre los barbos parasitados por *I. multifiliis*, en el 82,52% de los casos el parásito estaba presente en las branquias; entre las bermejuelas, bordallos y piscardos, el 100% de los ciliados ocupaba la superficie branquial; entre las bogas, un 94,52%; en un 97,98% de los gobios parasitados; y, finalmente, en un 96,77% de las tencas.

Tabla 5.5. Localización de *I. multifiliis* en las especies hospedadoras

	Piel		Branquias		Ambos		Total
	n	%	n	%	n	%	n
Barbo	2	1,94	85	82,52	16	15,53	<b>103</b>
Bermejuela	0	0,00	16	100,00	0	0,00	<b>16</b>
Boga	0	0,00	69	94,52	4	5,48	<b>73</b>
Bordallo	0	0,00	8	100,00	0	0,00	<b>8</b>
Gobio	1	2,22	44	97,78	0	0,00	<b>45</b>
Piscardo	0	0,00	36	100,00	0	0,00	<b>36</b>
Tenca	0	0,00	90	96,77	3	3,23	<b>93</b>
<b>Total</b>	<b>3</b>	<b>0,80</b>	<b>348</b>	<b>93,05</b>	<b>23</b>	<b>6,15</b>	<b>374</b>

### 5.2.3. Efectos sobre el hospedador

En los primeros días después de la infección, los peces afectados sufren un cambio de comportamiento. En las piscifactorías, se congregan cerca de la entrada de agua (Kabata, 1985), frotan su cuerpo contra objetos (*flashing*), y actúan de forma nerviosa (Brown y Gratzek, 1980). A medida que la enfermedad progresa, se hacen menos activos, se congregan en el fondo de los estanques (Hines y Spira, 1973a) y mueven sus opérculos más rápidamente (Kabata, 1985); en infecciones muy severas, se vuelven letárgicos y detienen su alimentación (Hines y Spira, 1973a).

Varios días después de su anclaje, ya se pueden observar los trofontes en forma de puntos blancos en la superficie del pez (Hines y Spira, 1973a; Ventura y Paperna, 1985), con las aletas deshilachadas, las branquias pálidas y el epitelio y el mucus engrosados (Hynes y Spira, 1973a; Lom y Dyková, 1992).

La entrada de los terontes y la salida de los trofontes causan daño tisular en forma de focos necróticos, regresión epitelial e hiperplasia del epitelio branquial, que en infecciones severas se convierte en una masa necrótica incapaz de mediar en la respiración (estrés respiratorio) (Lom y Dyková, 1992). Además, el desprendimiento de la piel facilita el desarrollo de infecciones secundarias bacterianas o fúngicas (Hines y Spira, 1974a; Dickerson y Dawe, 1995; Hoole y cols., 2001). En casos severos, esto da lugar a estrés osmorregulatorio (Smith, 1929; Wilkgren, 1953; Hines y Spira, 1974b; Hoole y cols., 2001), en ocasiones debido a una mayor producción de mucus en las branquias (Hughes, 1970).

A medida que la infección progresa, se produce un engrosamiento del bazo y el riñón, el hígado se vuelve pálido y moteado (Hines y Spira, 1974a) y se encuentra fluido ascítico en la cavidad peritoneal (Dickerson y Dawe, 1995). Sin embargo, sólo en epizootias severas se han observado cambios histopatológicos, con reacción

inflamatoria, hiperplasia de células epiteliales (Ventura y Paperna, 1985) y proliferación de células epiteliales y mucosas (Hines y Spira, 1974a), además de necrosis celular e histolisis (Ventura y Paperna, 1985) y congestión del sistema linfático dérmico con infiltración de neutrófilos, eosinófilos y linfocitos (Hines y Spira, 1974a; Ventura y Paperna, 1985).

Aunque la virulencia hacia distintas poblaciones de peces podría ser mayor en el caso de algunas variedades o “razas” de Ich (Lom y Dyková, 1992), se ha comprobado que la carga parasitaria es el principal factor en cuanto al daño ocasionado al hospedador (Dickerson y Dawe, 1995; Ventura y Paperna, 1985).

Los fallos en la osmorregulación son probablemente una de las causas principales de muerte por Ichthyophthiriasis (Lom y Dyková, 1992). Además, los peces con severas infecciones están bajo estrés, y las reacciones al estrés producen desequilibrios iónicos en sangre (Stanley y Colby, 1971; Wedemeyer, 1972), además de otros efectos indirectos ya comentados anteriormente. En un período de 20-26 días, después de haber pasado por procesos de estrés respiratorio, osmorregulatorio, agravados por estrés o infecciones secundarias, se puede producir la muerte de los peces (Lom y Dyková, 1992), que normalmente ocurre durante el período de crecimiento de los trofontes grandes y activos (Hoffman, 1998). En infecciones severas, el epitelio se desprende y el pez muere rápidamente (Bauer y cols., 1959; Chapman, 1984; Dogiel y cols., 1958; Ventura y Paperna, 1985).

#### **5.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Dentro de las poblaciones naturales de peces, y debido a la naturaleza de *I. multifiliis* (parásito obligado, y sin fases de resistencia) y de los peces hospedadores (capaces de desarrollar cierta inmunidad), los brotes epizooticos se suceden de manera cíclica a lo largo del tiempo (Dickerson y Dawe, 1995), encontrándonos con una baja prevalencia de parasitación entre cada episodio de mortalidad inducido por el parásito (McCallum, 1985).

En los cultivos intensivos, *I. multifiliis* es el más patogénico de todos los protozoos parásitos de peces (Schäperclaus, 1991; Dickerson y Dawe, 1995) y el que mayor repercusión económica tiene (Rogers y Gaines, 1975; Hoffman, 1967), no sólo por las pérdidas directas que ocasiona, sino porque en estas condiciones afecta directamente al crecimiento y por lo tanto a la producción y la rentabilidad de las explotaciones (Lom y Dyková, 1992).

Aunque hasta la fecha no existen datos que demuestren un efecto negativo de la infección por *I. multifiliis* en la tasa de crecimiento de los peces afectados, ya que este parásito desencadena una reacción inmune (Wolf y Markiw, 1982), probablemente se produce una traslocación de la energía utilizada por el hospedador, dando como resultado un descenso en el crecimiento (Ogut y cols., 2005).

#### **5.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

---

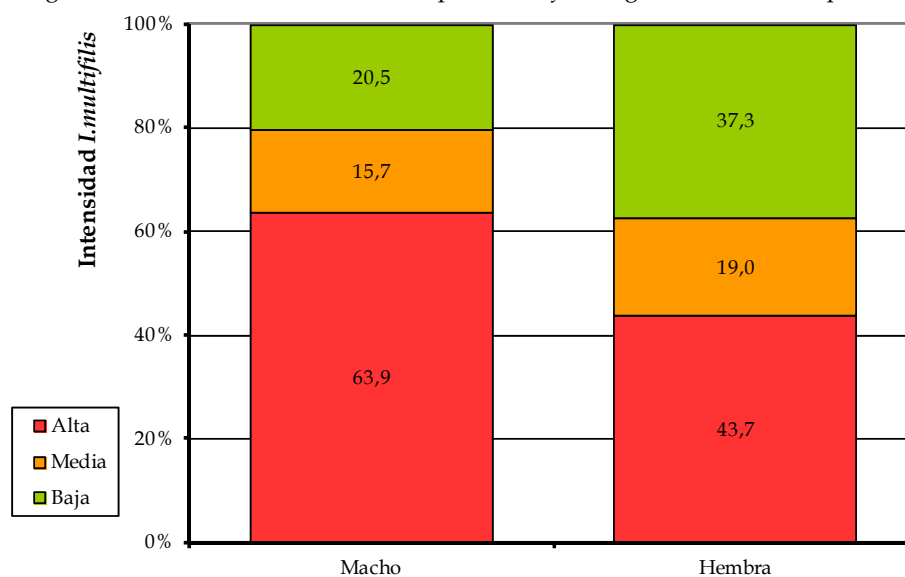
Los resultados nos indican que, cuando consideramos el conjunto de los ciprínidos analizados, los machos son los que presentan una mayor prevalencia (61,71%, frente a 43,17% de las hembras) (Tabla 5.6) e intensidad de parasitación (alta intensidad en un 63,9% de los machos, frente a un 43,7% de las hembras) por *I. multifiliis* (Figura 5.7).

Tabla 5.6. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	78,08 (68,59-87,57)	72,88 (61,54-84,23)	75,76 (68,45-83,07)	0,488 <sup>x2</sup>
Bermejuela	42,86 (6,20-79,52)	55,56 (32,60-78,51)	52,00 (32,42-71,58)	0,568 <sup>RV</sup>
Boga	81,36 (71,42-91,29)	82,14 (67,96-96,33)	81,61 (73,47-89,75)	0,929 <sup>x2</sup>
Bordallo	42,86 (6,20-79,52)	100,00 (100,0-100,0)	60,00 (29,64-90,36)	0,048 <sup>RV</sup>
Gobio	36,84 (24,32-49,36)	22,03 (11,46-32,61)	29,31 (21,03-37,59)	0,080 <sup>x2</sup>
Piscardo	13,33 (1,17-25,50)	18,62 (12,28-24,96)	17,71 (12,06-23,37)	0,490 <sup>x2</sup>
Tenca	83,33 (71,16-95,51)	72,22 (60,28-84,17)	76,67 (67,93-85,40)	0,222 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>61,71</b> <b>(55,90-67,52)</b>	<b>43,17</b> <b>(38,09-48,24)</b>	<b>51,02</b> <b>(47,14-54,91)</b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>
<b>p</b>	<b>&lt;0,001<sup>RV</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>	

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 5.7. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* según el sexo del hospedador



Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado,  $p^{x2} = 0,001$

Una de las hipótesis que puedan explicar este hecho es que en las poblaciones de ciprínidos ibéricos suelen predominar los machos (Granado-Lorencio, 2002), que además suelen ser más precoces para alcanzar la madurez sexual (Velasco y cols., 2005), haciendo en muchos casos un mayor gasto energético (Granado-Lorencio, 2002). Es posible que, de entre todos los machos muestreados, un elevado porcentaje estuvieran sometidos al estrés reproductivo que les hace más susceptibles a la parasitación, como se comentará en el siguiente apartado.

Sin embargo en el caso de los bordallos la prevalencia de las hembras supera la de los machos, estando parasitadas en su totalidad (100,0%, frente a un 42,86% de los

machos) (Tabla 5.6). No es extraño si consideramos que, según algunos autores como Maia y cols. (2006), las hembras presentan una menor condición somática, y que una pobre condición de los peces favorece la reproducción masiva de parásitos (Bauer, 1961), especialmente en condiciones de hacinamiento (Dogiel y cols., 1961).

Dentro de las especies analizadas, únicamente las bogas y los barbos presentan una mayor prevalencia durante la época reproductiva; de hecho, la totalidad de los ejemplares de ambas especies estaban parasitados por *I. multifiliis* (100,0%, frente a un 70,0% en el caso de los barbos y un 73,91% en el caso de las bogas) (Tabla 5.7). La explicación la podemos encontrar en las particularidades, respecto al resto, que presentan estas dos especies: son especies, en general, de mayor tamaño y/o longevidad (Doadrio, 2002, Froese y Pauly, 2004); ambas presentan hábitos bentónicos y gregarios, y durante la época de freza se congregan miles de ejemplares en una misma zona (Rodríguez-Ruiz y Granado-Lorencio, 1992; Encina y Rodríguez-Ruiz, 2002; Vela, 2003), migraciones que implican un gran gasto energético (Charlesworth y León, 1976; Bell, 1980). Parásitos como *I. multifiliis* acoplan su ciclo vital al de sus hospedadores, que en dichas agrupaciones favorecen la transmisión de los parásitos entre ellos (Cone, 1995; Bykhovski, 1957; Karvonen y cols., 2005) y por otra parte son más susceptibles a la parasitación debido su estrés reproductivo (Ginetsinskaya, 1961; Dickerson y Dawe, 1995; Wurtsbaugh y Tapia, 1998). Por el contrario, estas especies presentan un comportamiento más inactivo durante los meses fríos, lo cual va a influir también en sus bajos niveles de parasitación (Dubinina, 1949).

Sin embargo, como regla general en el conjunto de ciprínidos (con un 52,83% frente a un 28,33%), así como en casos particulares como en algunas especies (bordillos, gobios, piscardos y tencas), las mayores prevalencias se registran fuera de la época de freza, en el momento de reposo reproductivo (Tabla 5.7). Estas variaciones también explicarían, por lo tanto, el aumento del riesgo de parasitación por *I. multifiliis* entre 3 y 14 veces, dependiendo del grupo considerado (Tabla 5.8).

Tabla 5.7. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	100,00 (100,0-100,0)	70,00 (62,12-77,88)	<b>88,73</b> <b>(83,53-93,93)</b>	0,197 <sup>x2</sup>
Bermejuela	50,00 (1,00-99,00)	45,16 (27,64-62,68)	<b>45,71</b> <b>(29,21-62,22)</b>	0,885 <sup>RV</sup>
Boga	100,00 (100,0-100,0)	73,91 (63,55-84,27)	<b>80,22</b> <b>(72,04-88,40)</b>	0,007 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	80,00 (55,21-100,0)	<b>66,67</b> <b>(39,99-93,34)</b>	0,022 <sup>RV</sup>
Gobio	3,03 (0,00-8,88)	31,21 (23,56-38,85)	<b>25,86</b> <b>(19,36-32,37)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Piscardo	3,75 (0,00-7,91)	24,81 (17,47-32,15)	<b>16,90</b> <b>(11,87-21,93)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	69,23 (60,36-78,10)	<b>63,16</b> <b>(54,30-72,01)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>28,33</b> <b>(21,88-35,79)</b>	<b>52,83</b> <b>(48,89-56,76)</b>	<b>47,83</b> <b>(44,32-51,33)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

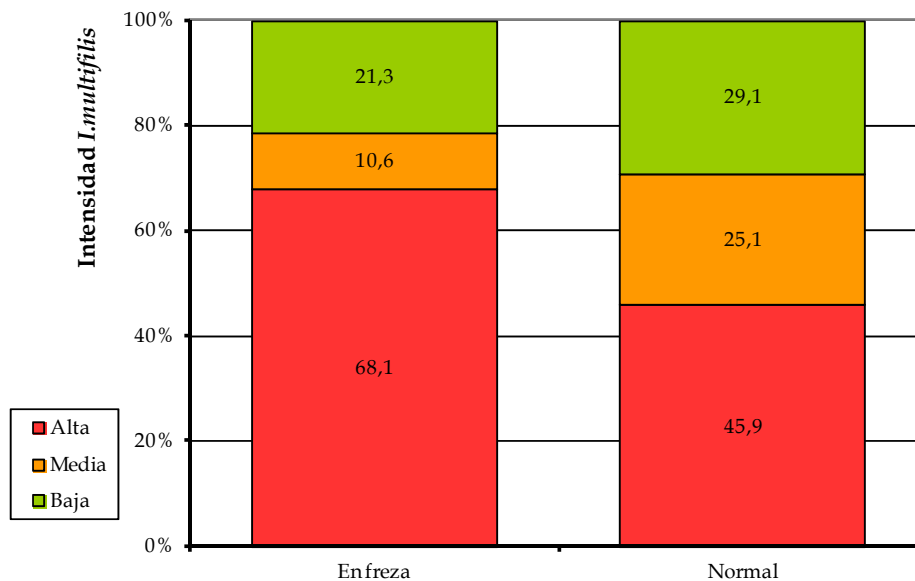
Tabla 5.8. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *I. multifiliis* en distintas subpoblaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Longitud > 11 cm	Longitud ≤ 11 cm	<0,001	8,415 (6,079-11,650)
	75,60 (71,00-80,19)	26,29 (22,79-31,02)		
Total	Peso > 18 g	Peso ≤ 18 g	<0,001	8,015 (5,797-11,080)
	75,30 (70,66-79,94)	27,56 (23,43-31,68)		
Total	IC > 164*	IC ≤ 164	<0,001	8,561 (6,204-11,810)
	73,21 (68,74-77,68)	24,20 (20,03-28,37)		
Total	Macho	Hembra	<0,001	2,122 (1,539-2,926)
	61,71 (55,90-67,52)	43,17 (38,09-48,24)		
Total	Reposo reproductivo	En freza	<0,001	2,764 (1,902-4,017)
	52,83 (48,89-56,76)	28,83 (21,88-35,79)		
Piscardos	Reposo reproductivo	En freza	<0,001	8,470 (2,504-28,650)
	24,81 (17,47-32,15)	3,75 (0,00-7,91)		
Gobios	Reposo reproductivo	En freza	0,001	14,520 (1,922-109,600)
	31,21 (23,56-38,85)	3,75 (0,00-7,91)		

IC: Índice de Condición; x<sup>2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

La estacionalidad, y las variaciones en los factores medioambientales y dependientes de hospedador asociados, también podrían explicar la mayor intensidad de parasitación por *I. multifiliis* en época de freza para el conjunto de ciprínidos (donde el 68,1% presenta una alta intensidad de parasitación) (Figura 5.8) y para las bogas en particular (con un 90,0% de los ejemplares con alta intensidad de parasitación en época de freza) (Tabla A5.1).

Figura 5.8. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado, p<sup>x2</sup> = 0,013

Aparte de los factores dependientes del hospedador ya mencionados, nuestros datos ponen de manifiesto que, en el conjunto de los ciprínidos analizados, son aquellos con una mayor longitud (>11 cm), peso (>18 g) y/o condición somática (>164 g/cm<sup>3</sup>) los que presentan un mayor riesgo de parasitación, de más de 8 veces en cada uno de los casos (Tabla 5.8) La explicación la podemos encontrar, una vez más, en los factores asociados a dichas variables, relacionados con la respuesta inmune del hospedador y con las estrategias vitales de los ciprínidos, así como en las distintas estrategias de adaptación a dichas condiciones por parte del parásito.

En primer lugar, habría que considerar que los parásitos que primero infectan a los peces de agua dulce, en las fases iniciales de su vida, son los de ciclo directo (Dogiel, 1936; Layman, 1946; Bauer, 1955) y, a medida que éstos crecen, algunos grupos de parásitos se hacen más abundantes (Gorbunova, 1936), en algunos casos debido al cambio en su tamaño y comportamiento (Chubb, 1977). Aunque parásitos como *I. multifiliis* pueden afectar a individuos de todas las edades (Bauer, 1961), los peces de mayor edad también tienen un mayor tamaño, y por lo tanto disponen de una mayor superficie corporal que posibilita el anclaje y la acumulación de los ectoparásitos de año en año (Dogiel y cols., 1961).

En segundo lugar, debemos tener en cuenta que los peces expuestos van a desarrollar una inmunidad protectora a *I. multifiliis* (Dickerson y Dawe, 1995), de manera que son los peces juveniles los que más sufren los efectos de una infección (Bauer, 1955), sufriendo por lo tanto una mayor mortalidad y desapareciendo así de la población diana. En efecto, se reconoce que los peces que sobreviven a un brote de *I. multifiliis* desarrollan una inmunidad temporal (Buschkiel, 1910; Bauer, 1953a; Parker, 1965; Hines y Spira, 1974c; Clark y cols., 1987), cuya duración varía mucho debido a distintos factores (Hoole y cols., 2001), y que tiene un carácter tanto innato como adquirido, implicando tanto una respuesta de tipo celular como humoral (Dickerson y Dawe, 1995). Las células secretoras de mucus aumentan en la piel de los peces infectados (Hines y Spira, 1973a; Ventura y Paperna, 1985), y el mucus secretado supone una barrera física (Dickerson y Dawe, 1995) y química (factores antiparasitarios) (Hines y Spira, 1974c; Wahli y Meier, 1985; Clark y cols., 1988; Cross y Matthews, 1992; Dickerson y Dawe, 1995). Además, la proliferación de células epiteliales forma una cápsula envolvente alrededor del parásito, y se produce una infiltración de neutrófilos, macrófagos, linfocitos y células granulares eosinófilas (Ventura y Paperna, 1985), estas últimas posiblemente asociadas con la respuesta inmune adquirida (Cross y Matthews, 1993). Sin embargo, todavía no se dispone de ninguna vacuna comercial, aunque ya se han probado vacunas experimentales (Álvarez-Pellitero, 2008).

Por último, a la hora de explicar el por qué los individuos con mayor índice de condición presentan una mayor probabilidad de parasitación por *I. multifiliis*, debemos recordar que la condición somática de los peces sufre cambios estacionales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982; Rincón y Lobón Cerviá, 1989), y aumenta en la época de freza (aspecto que ya se ha discutido en el apartado anterior). Además, y ya que cuando disminuye, este índice es un reflejo del debilitamiento de los peces (Granado-Lorencio, 2002; Lobón-Cerviá y Elvira, 1981), es lógico pensar que los individuos de mayor índice de condición presentan un comportamiento más activo, y una mayor actividad podría estar favoreciendo la transmisión de este tipo de parásitos (Dubinina, 1949; Dogiel y cols., 1961).

## 5.3. Factores dependientes del medio

### 5.3.1. Estacionalidad

Aunque algunos ectoparásitos como *I. multifiliis* se pueden encontrar en los peces durante todas las estaciones del año (Dogiel y cols., 1961), las variaciones estacionales en la temperatura del agua afectan en gran medida a su desarrollo y a la infección en el pez (Musselius, 1969; Yunchis, 1978; Tellervo-Valtonen y Keränen, 1981; Hoffman, 1998; Ogut y cols., 2005). Por ello, en ocasiones, cuando existen variaciones estacionales en las prevalencias e intensidades de parasitación de los peces de agua dulce, éstas pueden ser explicadas por el carácter estacional del ciclo vital de los propios parásitos (Dogiel y cols., 1961; Dogiel, 1964; Chubb, 1977).

En general, ha sido en las estaciones cálidas del año cuando se han registrado las mayores intensidades de parasitación, mientras que en el otoño, con la bajada en la temperatura, se han medido las mayores prevalencias por *I. multifiliis*.

Así, la primavera fue la estación en la cual se observó, en general, una mayor intensidad de parasitación por *I. multifiliis*, tanto si consideramos los distintos puntos de muestreo (Figuras 5.9A y 5.9B) como entre las distintas especies de ciprínidos capturadas (Figura 5.10).

En esta estación, un 77,4% de los peces analizados en primavera presentaban una alta intensidad de parasitación en el conjunto de los ríos, correspondiendo un 100,0% a los tramos altos. Entre las bogas, un 91,3% ejemplares capturados en primavera mostraban una alta intensidad, por un 66,7% de los gobios.

Figura 5.9A. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

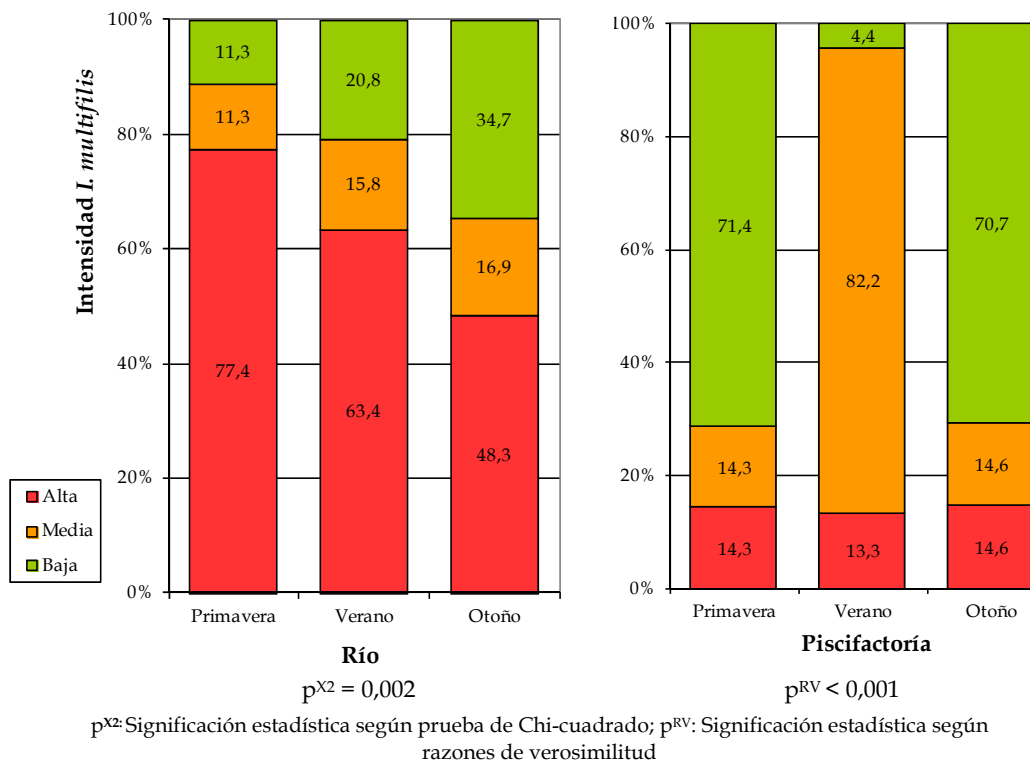
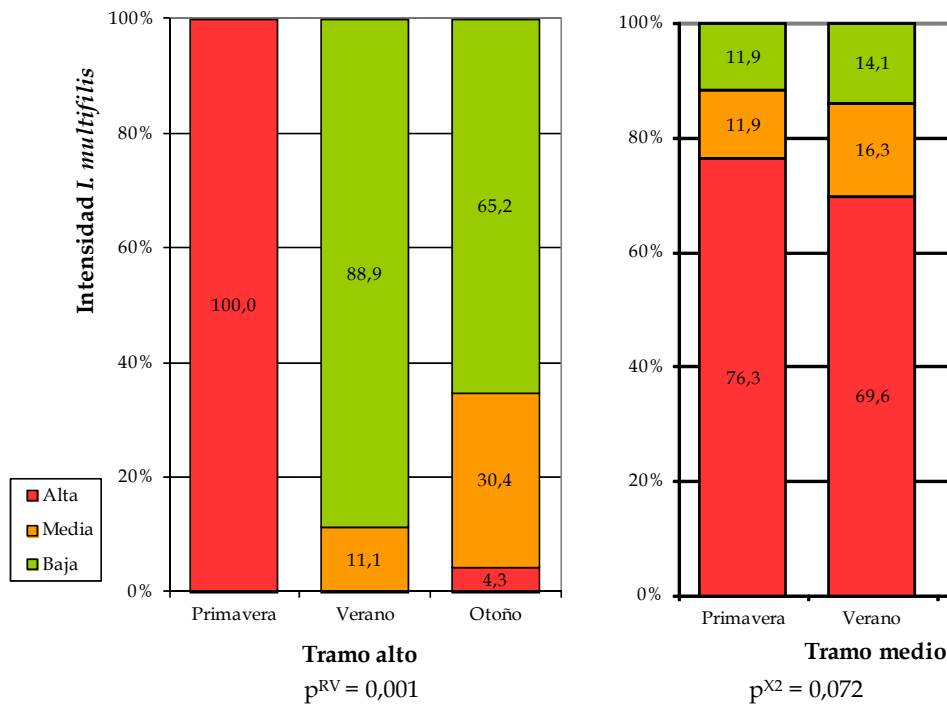


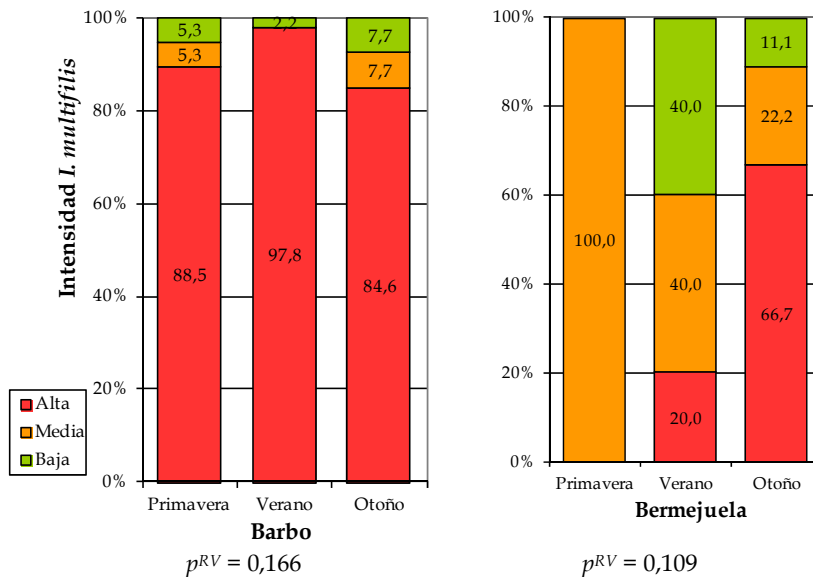


Figura 5.9B. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



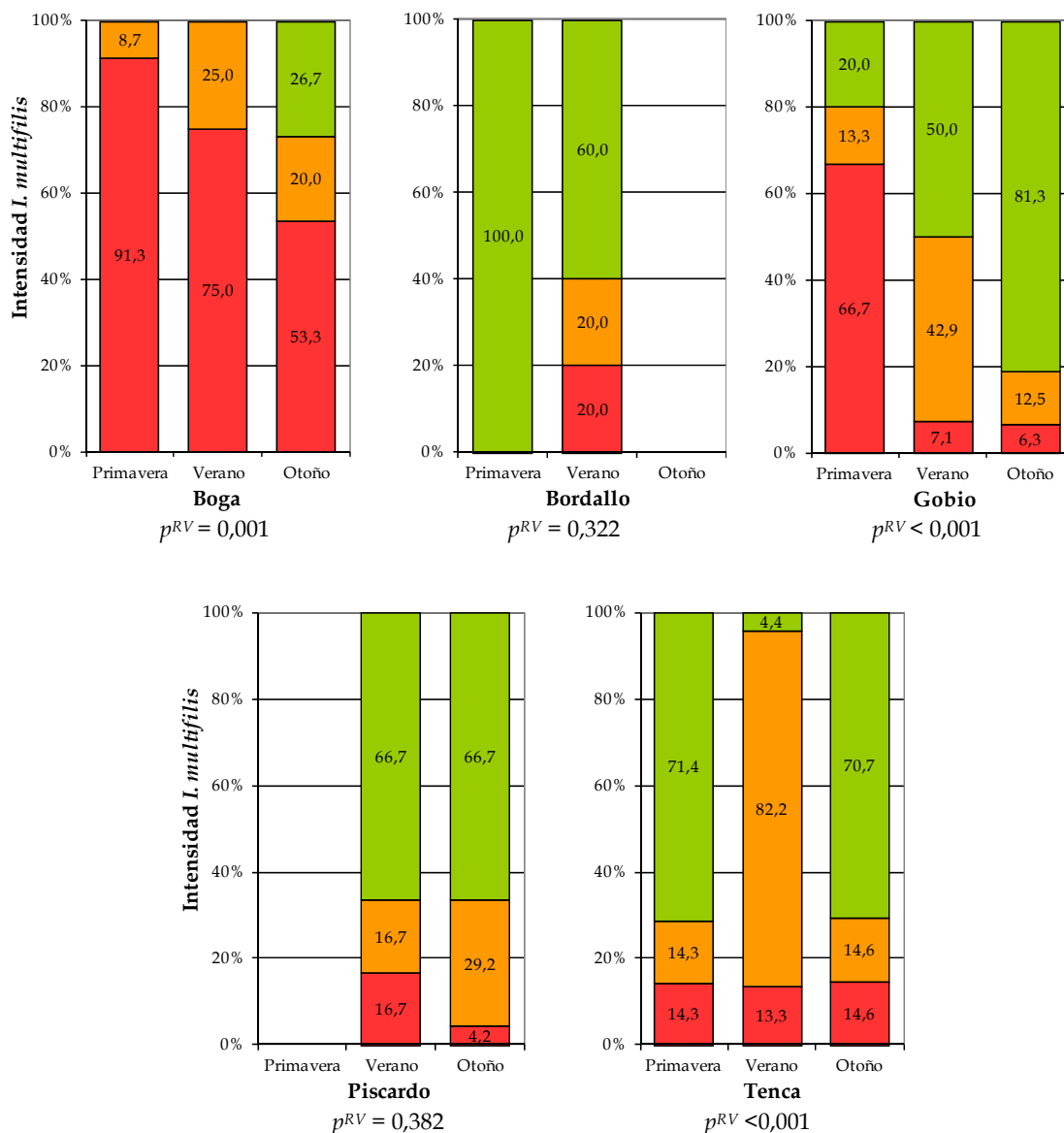
$p^{X^2}$ : Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado;  $p^{RV}$ : Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 5.10. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



$p^{X^2}$ : Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado;  $p^{RV}$ : Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 5.10 (cont). Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



$p^{\chi^2}$ : Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado;  $p^{RV}$ : Significación estadística según razones de verosimilitud

En este sentido, coincidimos con otros autores (Elser, 1955; Allison y Kelly, 1963), que afirman que los brotes de Ichthyophthiriasis ocurren normalmente en primavera, a medida que el agua se calienta, y algunas poblaciones de peces están desovando. Según Dickerson y Dawe (1995), la temperatura del agua es una condición crítica para que se produzca un brote.

El verano es, entre los piscardos muestreados, la estación del año en la cual nos encontramos las mayores prevalencias de *I. multifiliis* (26,67%) (Tabla 5.10) y aumenta las probabilidades de parasitación en esta especie (2,2 veces) (Tabla 5.12); y entre las tencas aumenta la intensidad de parasitación (media intensidad en un 82,2% de los ejemplares capturados en esta estación) (Figura 5.10).

Pero es durante el otoño cuando el desarrollo de *I. multifiliis* alcanza sus mayores valores de prevalencia (Tablas 5.9 y 5.10), con un 55,02% de los peces parasitados: un

49,17% en el río, un 25,56% en el tramo alto y un 63,33% en el tramo medio. En esta estación, un 97,50% de los barbos y un 75,00% de las bermejuelas, estaban parasitados por dicho ciliado.

Mientras que las temperaturas muy altas (>28°C) son letales para el parásito, es en las estaciones en las que se alcanzan las temperaturas más bajas en las cuales *I. multifiliis* parece “hibernar” en el cuerpo del pez (Hoole y cols., 2001). Es probable que sean estas fases vitales (de resistencia) las que han sido encontradas, en mayor número en esta estación del año, en la piel y las branquias de los ciprínidos analizados.

Otra de las razones podría radicar, según Ruiz-Zarzuela (2003), en que el otoño es la estación del año en la que se producen cambios más bruscos de temperatura, lo que puede inducir situaciones de estrés en los peces, al mismo tiempo que la presencia de temperaturas más frías disminuye la capacidad de la respuesta inmune, aumentando así la susceptibilidad de los mismos al parásito.

Tabla 5.9A. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	
Primavera	32,46 (25,82-39,10)	70,00 (41,60-98,40)	34,33 (27,76-40,89)	0,018 <sup>RV</sup>
Verano	42,62 (36,32-48,91)	81,82 (71,62-92,01)	50,00 (44,26-55,74)	<0,001 <sup>X2</sup>
Otoño	49,17 (42,84-55,49)	83,67 (73,32-94,02)	55,02 (49,28-60,75)	<0,001 <sup>X2</sup>
Total	42,07 (38,32-45,81)	81,58 (74,46-88,70)	47,83 (44,32-51,33)	<0,001 <sup>X2</sup>
P	0,002 <sup>X2</sup>	0,595 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 5.9B. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p <sup>X2</sup>
Primavera	3,90 (0,00-8,22)	51,75 (42,58-60,93)	32,46 (25,82-39,10)	<0,001
Verano	21,43 (9,02-33,84)	47,18 (40,17-54,19)	42,62 (36,32-48,91)	<0,001
Otoño	25,56 (16,54-34,57)	63,33 (55,62-71,05)	49,17 (42,84-55,49)	<0,001
Total	16,75 (11,68-21,81)	53,59 (40,03-58,16)	42,07 (38,32-45,81)	<0,001
p <sup>X2</sup>	0,001	0,011	0,002	

<sup>X2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Tabla 5.10. Prevalencias de infección (%) por *I. multifiliis* en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	65,52 (48,22-82,82)	61,64 (50,49-72,80)	97,50 (92,66-100,0)	<b>72,54</b> <b>(65,19-79,88)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Bermejuela	22,22 (0,00-49,38)	35,71 (10,61-60,81)	75,00 (50,50-99,50)	<b>45,71</b> <b>(29,21-62,22)</b>	0,030 <sup>RV</sup>
Boga	92,00 (81,37-100,0)	62,50 (45,73-79,27)	88,24 (77,41-99,07)	<b>88,22</b> <b>(72,04-88,40)</b>	0,007 <sup>x2</sup>
Bordallo	60,00 (17,06-100,0)	71,43 (37,96-100,0)	-	<b>66,67</b> <b>(39,99-93,34)</b>	0,680 <sup>RV</sup>
Gobio	31,25 (18,14-44,36)	21,21 (11,35-31,08)	26,67 (15,48-37,86)	<b>25,86</b> <b>(19,36-32,37)</b>	0,474 <sup>x2</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	26,67 (13,75-39,59)	25,53 (16,72-34,35)	<b>16,90</b> <b>(11,87-21,93)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Tenca	70,00 (41,60-98,40)	81,82 (71,62-92,01)	83,67 (73,32-94,02)	<b>81,58</b> <b>(74,46-88,70)</b>	0,595 <sup>x2</sup>
p	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

A la hora de valorar la asociación entre la presencia del parásito y el factor estacionalidad (Tablas 5.11 y 5.12), nuestros resultados coinciden con los obtenidos por Ruiz-Zarzuela (2003), donde la estación otoñal representa un riesgo entre 1,6 y 21,2 veces mayor que el resto de estaciones, dependiendo del estrato (punto de muestreo) considerado.

Tabla 5.11. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *I. multifiliis* en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Otoño	Resto estaciones	<0,001	1,581 (1,181-2,118)
	55,02 (49,28-60,75)	43,61 (39,23-47,99)		
Ríos	Otoño	Resto estaciones	0,002	1,572 (1,142-2,164)
	49,17 (42,84-55,49)	38,08 (33,48-42,68)		
Tramos altos	Otoño	Resto estaciones	0,001	3,061 (1,429-6,557)
	25,56 (16,54-34,57)	10,08 (4,67-15,49)		
Tramos medios	Otoño	Resto estaciones	0,011	1,087 (1,211-2,696)
	63,33 (55,62-71,05)	48,87 (43,29-54,44)		
Punto Rev	Otoño	Resto estaciones	0,006	2,830 (1,161-6,901)
	24,62 (14,14-35,09)	10,34 (3,95-16,74)		
Punto Er	Otoño	Resto estaciones	<0,001	21,190 (4,861-97,960)
	94,29 (86,60-100,00)	43,06 (31,62-54,49)		

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Sin embargo, en los tramos altos de los ríos, las condiciones más favorables parecen presentarse un poco antes, durante el verano, donde riesgo de parasitación de especies típicas de estos tramos, como los piscardos, se duplica (Tabla 5.12).

Tabla 5.12. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *I. multifiliis* en distintas especies

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No estaciones		
Bermejuelas	Otoño	Resto estaciones	0,030 <sup>RV</sup>	6,857 (1,412-33,290)
	75,00 (50,50-99,50)	30,43 (11,63-49,24)		
Piscardos	Verano	Resto estaciones	<0,001 <sup>x2</sup>	2,182 (0,991-4,805)
	26,67 (13,75-39,59)	14,29 (8,99-19,58)		

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud

### 5.3.2. Ubicación

Nuestros resultados muestran que, bajo las condiciones que se presentan en la piscifactoría, y de forma significativa, *I. multifiliis* muestra sus mayores prevalencias (Tabla 5.13), con un 81,58% de los peces parasitados, frente a un 42,07% de los ciprínidos capturados en el conjunto de los ríos, y suponiendo un aumento en el riesgo de parasitación en 6 veces.

Tabla 5.13. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *I. multifiliis*

Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
Expuestos	No expuestos		
Piscifactoría	Río	<0,001	6,099 (3,707-10,030)
81,58 (74,46-88,70)	42,07 (38,32-45,81)		
Tramo medio	Tramo alto	<0,001	5,742 (3,823-8,624)
53,59 (49,03-58,16)	16,75 (11,68-21,81)		
Arl	Resto puntos	<0,001	6,880 (3,943-12,010)
83,67 (76,36-90,99)	42,69 (38,98-46,40)		
Uc-M	Uc-A	<0,001	15,090 (6,417-35,480)
76,25 (66,92-85,58)	17,54 (7,67-27,42)		

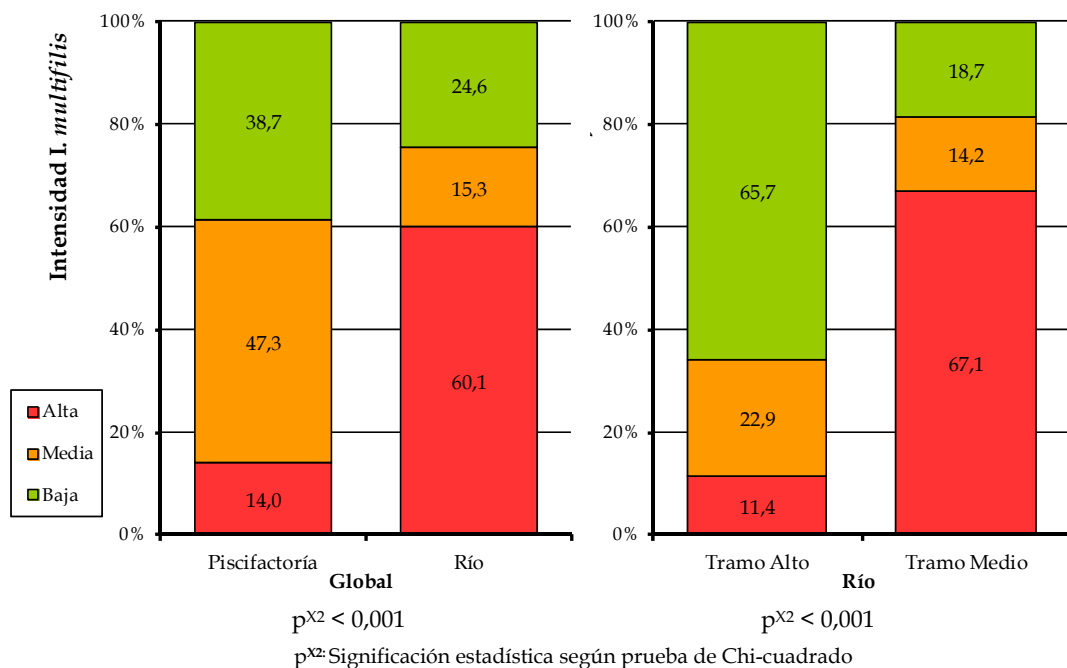
<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Según Bauer (1961), este tipo de lagunas, pequeñas, poco profundas y con un bajo flujo de agua, suponen las condiciones ecológicas más idóneas para el desarrollo de este tipo de ciliados. Como ya se ha mencionado, el estrés es un componente inevitable de la acuicultura intensiva (Barton y cols., 1987), y los agentes estresantes comúnmente encontrados en las piscifactorías suprimen el sistema inmune de los teleósteos (Maule y cols., 1987; Blanco Cachafeiro, 1995; Dickerson y Dawe, 1995; Reddy y Leatherland, 1998; Branson, 2000), haciéndoles menos resistentes a las infecciones (Pickering y Duston, 1983; Schreck y cols., 1985; Maule y cols., 1989; Speare, 1998; Loot y cols., 2007). Se ha constatado que, cuando uno o más factores responsables del estrés están presentes, es más probable que se desencadenen procesos infecciosos como la Ichthyophthiriasis (Dickerson y Dawe, 1995). Además, cuando los peces están estresados, aumenta la cantidad de mucus que recubre las laminillas secundarias de sus branquias (Handy y Eddy, 1991a), y este exceso de mucus podría ser un factor de riesgo en la presencia de parásitos como *I. multifiliis* (Dickerson y Dawe, 1995). Por otra parte, la densidad de peces suele ser mayor, y por lo tanto las probabilidades de transmisión de parásitos entre unos peces y otros son mayores (Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995). Según algunos autores, aunque la densidad de peces

no es una restricción para el establecimiento de la infección por *I. multifiliis*, parece que hay un requerimiento de un mínimo de peces antes de que aparezca la epizootia (McCallum, 1982); de hecho, se ha comprobado que las infecciones severas ocurren más a menudo en poblaciones densas (Dickerson y Dawe, 1995), en cuyo caso los brotes se pueden producir incluso en invierno (Dogiel y cols., 1961).

Mientras que, paradójicamente, es entre los peces analizados en el río donde la gran mayoría de los ejemplares presentan una alta intensidad de parasitación (Figura 5.11), donde el 60,1% de los peces analizados muestra una alta intensidad de parasitación, frente al 14,0% de los ejemplares de la piscifactoría. Es posible que en los ecosistemas fluviales estudiados, a parte de las alteraciones a las que han sido sometidos por parte del ser humano, la fluctuación en sus parámetros ambientales (Connell y Sousa, 1983), y por ende la distorsión en las distintas estrategias vitales adoptadas por los ciprínidos que habitan en ellos (Torralba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003; Encina y cols., 2006), pueda estar favoreciendo una mayor multiplicación del parásito debido a un aumento en el estrés fisiológico del hospedador (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007); de manera que, cuando las circunstancias son favorables para la reproducción del parásito, éste se propaga muy rápidamente, produciéndose brotes de enfermedad (Bauer, 1961; Branson, 2000).

Figura 5.11. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)



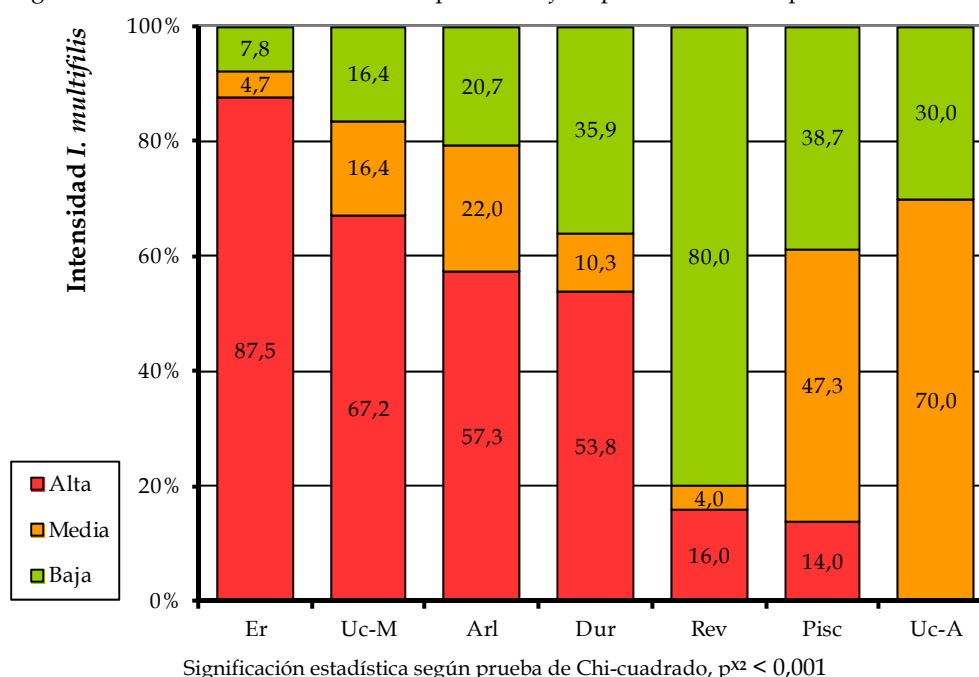
Nuestros resultados ponen de manifiesto la mayor prevalencia (Tabla 5.13) e intensidad (con una alta intensidad en el 61,7% de los casos, por un 11,4% en los tramos altos) (Figura 5.11) de parasitación por *I. multifiliis* en los tramos medios de los ríos, tanto en el conjunto de especies muestreadas (donde el 53,59% de los ciprínidos analizados estaba parasitado, frente al 16,75% de los capturados en los tramos altos) como en el caso particular de los piscardos analizados en ambos tramos (con un 44,44% de los ejemplares parasitados, frente al 15,69% de los de los tramos altos) (Tabla 5.2); de manera que los ciprínidos capturados en el tramo medio presentan una probabilidad casi 6 veces mayor de estar parasitados por *I. multifiliis* (Tabla 5.13). La explicación la encontramos en las peculiaridades que presentan éstos respecto a los

tramos altos, y que condicionan los ciclos vitales de este tipo de parásitos. Así, en los tramos medios la temperatura es mayor (Cummins, 1977), lo cual va a condicionar la velocidad a la que se desarrollan los ciclos vitales de los distintos parásitos. En el caso de *I. multifiliis*, la temperatura ambiental va a afectar directamente a la duración de las fases de su ciclo vital, así como a su tamaño y número (Bauer, 1958; Wagner, 1960; Parker, 1965; Nigrelli y cols., 1976; Lom y Dyková, 1992). Por lo tanto, bajo estas condiciones los parásitos podrían desarrollar mayor número de ciclos vitales antes de que la temperatura del agua vuelva a descender.

También habría que considerar que en las comunidades de ciprínidos son más abundantes y diversas en estas zonas del río (Granado-Lorencio, 2000; Encina y cols., 2006), y una mayor densidad podría estar favoreciendo el desarrollo de este tipo de parásitos (Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995). Además, habría que considerar el mayor impacto por parte de las actividades humanas en estos tramos (construcciones hidráulicas, contaminación, etc.), que en ocasiones favorecen el desarrollo de ciertos parásitos de ciclo directo (Dogiel y cols., 1961).

Por los motivos anteriormente expuestos, no es extraño observar, al analizar los datos punto por punto de muestreo, que las prevalencias (Tabla 5.13) e intensidades de parasitación (Figura 5.12) sean mayores en aquellos que, encontrándose dentro los tramos medios, han sido afectados en mayor medida por las actividades humanas. En algunos casos (puntos de muestreo *Er* y *Uc-M*), las condiciones de eutrofización podrían estar deteriorando el estado de salud de las poblaciones de ciprínidos (de Kinkelin y cols., 1991; Hoole y cols., 2001; Armstrong y cols., 2003), y las condiciones de mayor densidad y cierto estrés podrían estar favoreciendo el desarrollo de este tipo de parásitos de ciclo directo. En otros casos (punto de muestreo *Arl*), los cambios repentinos en los parámetros hidrológicos pueden llevar a un aumento del estrés fisiológico del hospedador y hacerle más susceptible a la infección parasitaria (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007).

Figura 5.12. Intensidades de infestación por *I. multifiliis* para los distintos puntos de muestreo



El 83,67% de los ciprínidos capturados en el punto de muestreo *Arl* estaban parasitados, y el 76,25% de los del punto *Uc-M* (Tabla 5.3). En el punto de muestreo

Er, el 87,5% de los ejemplares capturados presentaban una alta intensidad de parasitación, y el 67,2% de los del Uc-M (Figura 5.12).

Los factores mencionados, de forma aislada o combinada, convierten a dos puntos (Arl y Uc-M) en zonas de mayor riesgo (entre 7 y 15 veces respectivamente) en la presencia de *I. multifiliis* en el conjunto de los ciprínidos (Tabla 5.13). Nuestros datos son coherentes con los obtenidos por Ruiz-Zarzuela (2003), quien también observó una asociación entre la presencia del parásito y los factores dependientes del medio y/o características del punto de muestreo.

Llama la atención el caso de un punto que no cumple con ninguna de estas características, situado en el tramo alto del río Revinuesa (Rev), y en el cual la totalidad de los barbos analizados estaban parasitados por *I. multifiliis* (Tabla 5.3). Este es uno de los casos en los cuales una especie que realiza migraciones pre-reproductivas río arriba (trepa del barbo) puede contribuir al intercambio de patógenos entre dos ecosistemas (Granado-Lorencio, 2002). Además, su estado de estrés reproductivo puede hacerle más susceptible a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961; Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Dickerson y Dawe, 1995).

### 5.3.3. Calidad del agua

Se ha comprobado que algunos de los parámetros de calidad de agua medidos en el conjunto de los datos podrían estar actuando como factor de riesgo o protección en la presentación de *I. multifiliis* (Tabla 5.14).

Tabla 5.14. Papel de la calidad físico-química del agua como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *I. multifiliis*

Estrato	Prevalencia (%)		P <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Oxígeno	>7,7 mg/l	≤ 7,7 mg/l	<0,001	7,666 (5,234-11,230)
	62,95	18,14		
	(58,83-67,06)	(13,12-23,17)		
pH	>7,98	≤ 7,98	<0,001	3,174 (2,286-4,407)
	68,83	41,03		
	(62,86-74,80)	(36,82-45,24)		
Turbidez	>4,05 FTU	≤ 4,05 FTU	0,0035	1,507 (1,136-2,000)
	53,33	43,13		
	(48,18-58,49)	(38,40-47,85)		
Fosfatos	>0,65 mg/l	≤ 0,65 mg/l	<0,001	2,553 (1,876-3,474)
	63,28	40,30		
	(57,38-69,19)	(36,11-44,50)		
Dureza	>70 mg/l	≤ 70 mg/l	<0,001	6,309 (3,996-9,962)
	55,40	16,45		
	(51,52-59,28)	(10,55-22,34)		
Aerobios totales (37°C)	>380 ufc/ml	≤ 380 ufc/ml	<0,001	1,976 (1,484-2,632)
	52,27	40,41		
	(52,04-62,50)	(35,82-45,01)		
Estreptococos fecales	>8 ufc/100ml	≤ 8 ufc/100ml	<0,001	2,615 (1,680-4,072)
	50,97	28,44		
	(47,19-54,74)	(19,97-36,91)		

<sup>x2</sup>: Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

El riesgo estimado ha sido 7,7 veces mayor cuando el nivel de oxígeno disuelto ha superado los 7,7 mg/l; 3,2 veces mayor con un pH > 7,98; 1,5 veces con un valor de turbidez > 4,05 FTU; 2,5 veces con una concentración de fosfatos > 0,65 mg/l; 6,3 veces con una dureza > 0,70 mg/l; 2 veces cuando el recuento de aerobios (37°C)



fue > 380 ufc/ml; y 2,6 veces cuando el recuento de estreptococos fecales fue > 8 ufc/100 ml (Tabla 5.14).

En el caso del oxígeno disuelto, sus mayores valores se han registrado en el otoño (10,79 mg/l) (Tabla A2.5); el mayor valor de pH ha sido medido en la piscifactoría (9,61 mg/l) (Tablas A2.6 y A2.7) y en los tramos medios de los ríos (8,02 mg/l) (Tabla A2.8); los mayores valores de turbidez (9,63 y 18,43 mg/l) (Tablas A2.12 y A2.13), dureza (291,6 mg/l) (Tablas A2.17 y A2.18), fosfatos (0,64 mg/l) (Tablas A2.26 y A2.27), aerobios totales (37°C) (876,55 y 1258,80 ufc/ml) (Tablas A2.30 y A2.31) y estreptococos fecales (284,24 y 1004,00 ufc/100ml) (Tablas A2.37 y A2.38) en los tramos medios. Por lo tanto, nos inclinamos a pensar que, más que una influencia directa de estos parámetros sobre la presencia/ausencia de *I. multifiliis* en los peces, serían los factores medioambientales y/o dependientes del punto de muestreo, discutidos en los apartados anteriores, los que explicarían estos valores.

## 6. TRIPARTIELLA

### 6.1. Etiología

#### 6.1.1. Clasificación taxonómica

---

La siguiente clasificación, de Levine y cols. (1980), está basada en la estructura del aparato bucal, combinada con algunas características estructurales, principalmente del córtex:

- Clase Oligohymenophorea de Puytorac y cols., 1974.
- Subclase Peritrichia Stein, 1859.
- Orden Mobilina Kahl, 1933.
- Familia Trichodinidae Raabe, 1959.
- Género *Tripartiella* Lom, 1959.

Dentro de la Familia Trichodinidae, la taxonomía se fundamenta en la estructura de la ciliatura bucal y en la apariencia del disco adhesivo, con datos complementarios aportados a partir de la configuración del núcleo (Lom, 1995).

#### 6.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

La transmisión de estos ciliados tiene lugar cuando nadan directamente desde un hospedador a otro; en el caso de no encontrarlo, pueden sobrevivir durante horas e incluso días, aunque no tienen capacidad para formar quistes de resistencia (Lom, 1995).

La reproducción asexual se realiza por medio de fisión binaria; sin embargo, al contrario que en el resto de los grupos de ciliados, en la Familia Trichodinidae los dos individuos hijos se separan a lo largo del eje apical-antiapical (Lom, 1995) (Figura 6.1), mediante el cual la ciliatura bucal sufre un complejo proceso de estomatogénesis (Lom, 1964), según el cual el viejo juego de dentículos es reabsorbido, formándose un nuevo juego a partir del engrosamiento de las láminas de los viejos. Posteriormente, el tamaño original del disco y su número de constituyentes se restablecen (Kazubski, 1967).

En algunas especies como *Trichodina reticulata* se ha estudiado la conjugación, en la que hay micro- y macroconjugantes (Ahmed, 1977), conjugación que suele ser anisógama (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

#### 6.1.3. Descripción morfológica

---

La morfología de este grupo de parásitos es compleja: forma redondeada en vista dorsal; lateralmente tienen forma de campana o platillo; filas de cilios en su parte superior (peristomial, bucal, adoral o apical) e inferior (aboral o antiapical) (Figura 6.1); e internamente, presentan un macronúcleo en forma de herradura, un micronúcleo, y varias vacuolas alimenticias (Hoole y cols., 2001).

Los protozoos de la subclase Peritrichia poseen una ciliatura bucal (campo peristomial) que da vueltas y se sumerge en el infunfibulum bucal; el polo antiapical está provisto de un disco adhesivo y ciliatura somática con tres espirales. Los pertenecientes al orden Mobilina están en constante movimiento, y se pueden anclar al sustrato mediante un disco adhesivo ligeramente cóncavo, y contraer a modo de ventosa; los cilios marginales situados por encima de este disco están formados por dos espirales de cilios locomotores y una espiral ciliar táctil (Lom y Dyková, 1992) (Figura 6.3B).

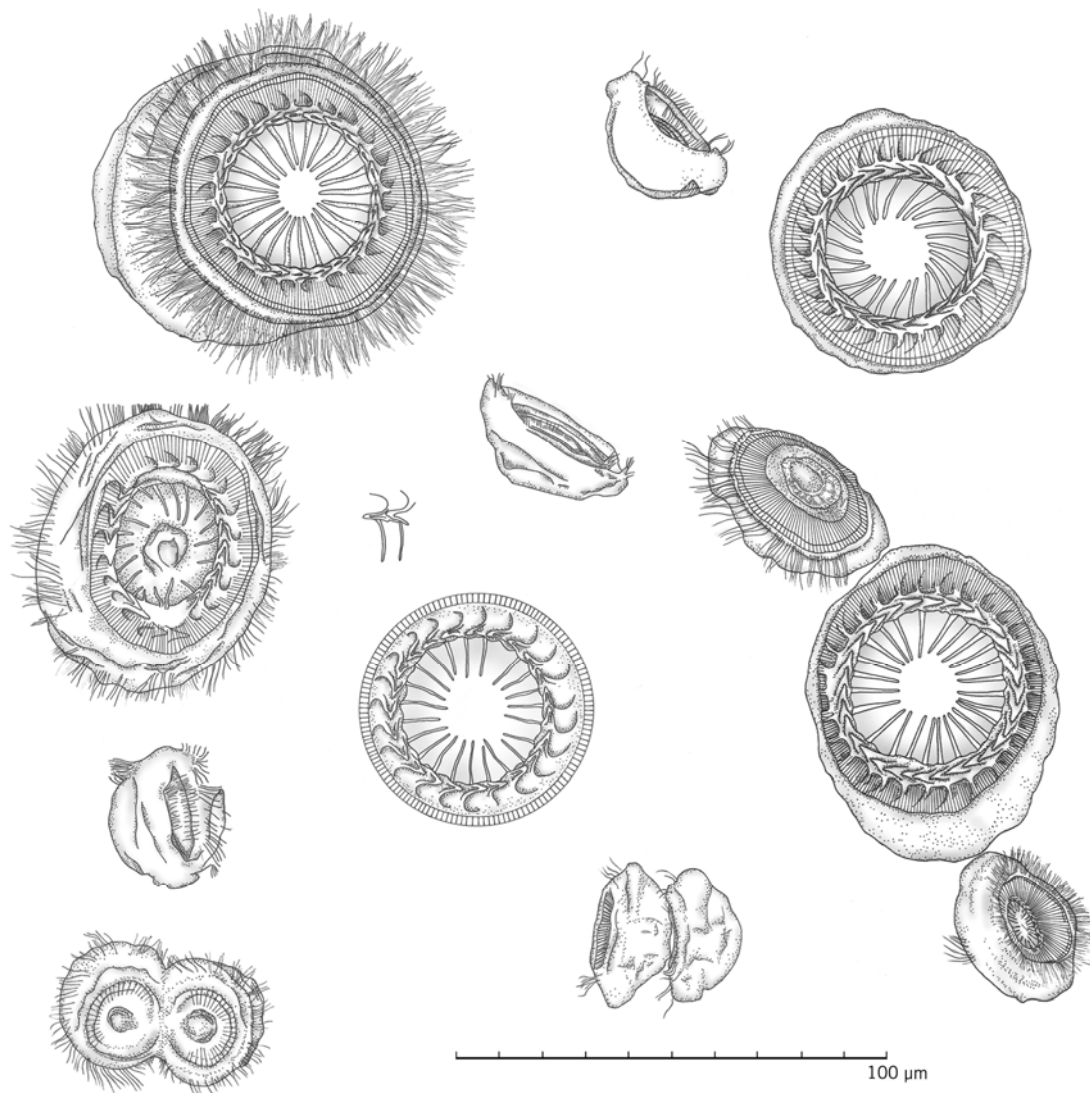


Figura 6.1. Varios estadios de desarrollo de *Tripartiella* sp. obtenidas en branquias de tenca (piscifactoría) (dibujo en cámara clara).

Dentro de la Familia Trichodinidae, las características más distintivas están en su disco adhesivo, citoesqueleto proteínico compuesto por dentículos, con proyecciones centrífugas (láminas u hojas) y centrípetas (acículas o espinas); estos dentículos se insertan unos en otros, y están sostenidos por agujas radiales (Figuras 6.2 y 6.3C). Esta estructura, rodeada por una membrana periférica móvil, se contrae gracias al movimiento de haces miofibrilares anclados a sus elementos esqueléticos (Favard y cols., 1963; Lom, 1973; Maslin-Leny y Bothatier, 1984).

*Tripartiella* sp. se puede diferenciar del resto de géneros por las siguientes características: la espiral adoral gira 180° a 290° alrededor de la zona peristomial (Figura 6.3A); los dentículos, con espinas bien desarrolladas y láminas que se extienden oblicuamente hacia atrás, están entrelazados por partes centrales y por proyecciones anteriores de las láminas (Lom y Dyková, 1992) (Figura 6.3).



Figura 6.2. *Tripartiella* sp. procedente de branquias de tenca (piscifactoría), mostrando detalles de su morfología: corona de cilios (exterior) y anillo denticular (interior) (fotografía de microscopía óptica)

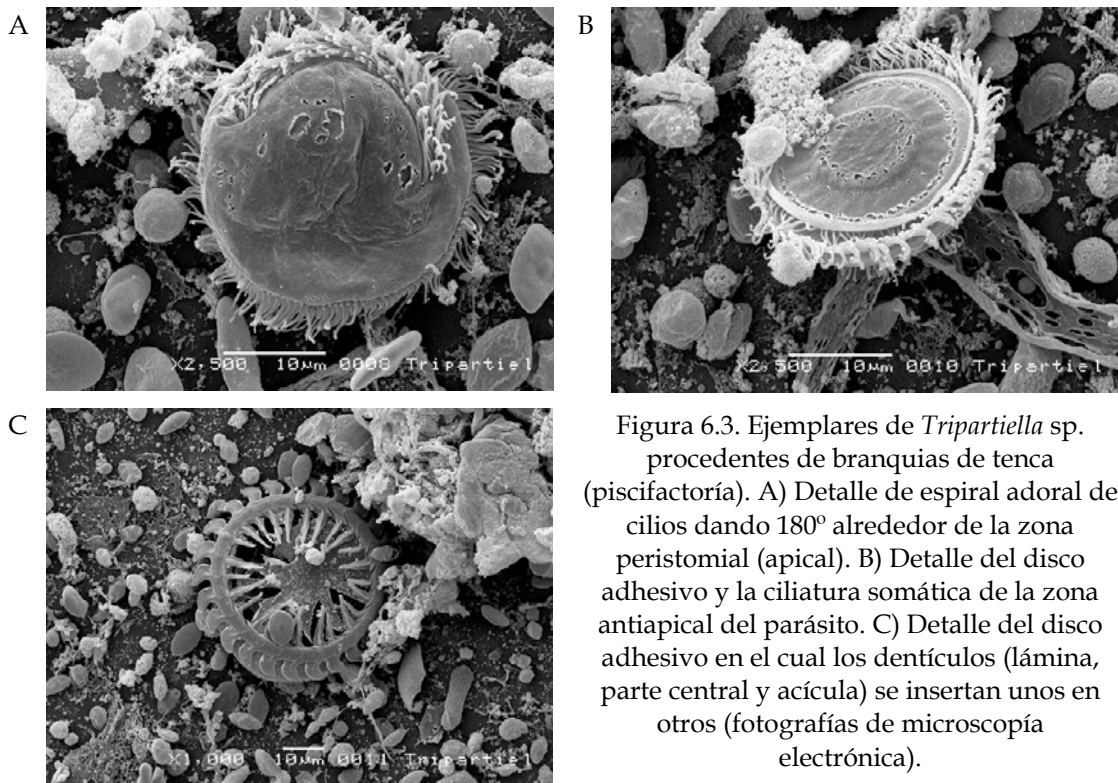


Figura 6.3. Ejemplares de *Tripartiella* sp. procedentes de branquias de tenca (piscifactoría). A) Detalle de espiral adoral de cilios dando 180° alrededor de la zona peristomial (apical). B) Detalle del disco adhesivo y la ciliatura somática de la zona antiapical del parásito. C) Detalle del disco adhesivo en el cual los dentículos (lámina, parte central y acícula) se insertan unos en otros (fotografías de microscopía electrónica).

En los ciprínidos analizados en el presente trabajo, la medida media del disco adhesivo (DA) de *Tripartiella* sp. fue de 42,22  $\mu\text{m}$ ; la longitud del denticulo fue de 21,30  $\mu\text{m}$  (Tabla 6.1). Las medidas del disco adhesivo se sitúan por encima de los valores medidos por otros autores para algunas de las especies descritas en la bibliografía, como *T. copiosa* (DA 14-31  $\mu\text{m}$ ), *T. obtusa* (DA 17-23  $\mu\text{m}$ ), *T. lata* (DA 17-25  $\mu\text{m}$ ), *T. kashkovskii* (20-27  $\mu\text{m}$ ), *T. bursiformis* (29-36  $\mu\text{m}$ ) o *T. bulbosa* (22-26  $\mu\text{m}$ ) (Lom y Dyková, 1992). El número de denticulos (entre 21 y 27) está en el rango de las especies mencionadas.

Tabla 6.1. Tamaño de *Tripartiella* sp. en los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Diámetro disco adhesivo ( $\mu\text{m}$ )	23	42,22	14,40	18	66
Diámetro anillo denticular ( $\mu\text{m}$ )	23	24,17	10,05	11	38
Número de denticulos	12	24	-	21	27
Longitud lámina denticulo ( $\mu\text{m}$ )	10	6,20	0,92	5	8
Anchura parte central denticulo ( $\mu\text{m}$ )	10	3,70	0,48	3	4
Longitud acícula denticulo ( $\mu\text{m}$ )	10	11,40	2,72	6	15
Longitud total denticulo ( $\mu\text{m}$ )	10	21,30	3,65	14	26

## 6.2. Factores dependientes del hospedador

### 6.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los tricodínidos son los ectoparásitos más comunes tanto de peces continentales como marinos (Lom, 1995), con muy pocas especies específicas de hospedador, y muchas que pueden parasitar a varias especies de agua dulce, tanto en Eurasia como en América (Lom y Dyková, 1992); representan por lo tanto un grupo de amplia distribución geográfica (Albadejo y Arthur, 1989; Bondad-Rentaso y Arthur, 1989).

Los ciprínidos son infectados por muchas especies, aunque sólo en raras ocasiones éstas son identificadas más allá del nivel de género (Hoole y cols., 2001); de las 24 especies conocidas de *Tripartiella*, todas ellas están presentes en las branquias de peces de agua dulce (Lom y Dyková, 1992).

De entre todas las especies consideradas en el presente trabajo, este género se observó de forma significativa principalmente entre la población de tencas, con una prevalencia del 63,2% y entre las especies del río se halló únicamente en la población de barbos aunque con una prevalencia considerablemente menor (0,7%) (Tablas 6.2 y 6.3). Por otro lado, las tencas se comportaron igualmente como grupo de riesgo en la presentación del ciliado, al multiplicarse en esta especie dicho riesgo de parasitación en más de 1000 veces (Tabla 6.4). Dado que esta especie sólo ha sido capturada en la piscifactoría (punto de muestreo *Pisc*), consideramos que son los factores dependientes del medio los que explicarían, en mayor medida, nuestros resultados. No obstante, entre los factores intrínsecos a considerar, podríamos mencionar los siguientes: su preferencia por las aguas estancadas o de curso lento (Lusk y cols., 1998; Doadrio, 2002) y su carácter gregario y sedentario (Velasco y cols., 2005), que podrían estar favoreciendo el desarrollo del ciclo vital del parásito (Bykhovski, 1957; Karvonen y cols., 2005).

Tampoco habría que olvidar que, al contrario de lo que ocurre en un río, en el punto de muestreo considerado (*Pisc*) estamos tratando con una comunidad

monoespecífica, y que, fruto de la reproducción artificial y de la selección por parte del piscicultor, la diversidad fenotípica y genotípica de esta población de tencas va a ser menor que la encontrada en un medio acuático natural. Por lo tanto, su capacidad para responder (cambios en su respuesta inmunológica, morfo-fisiológicas, de comportamiento, etc.), va a estar mermada y su susceptibilidad va a ser mayor.

Tabla 6.2. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	0,72 (0,00-2,12)	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,836 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	0,00 (0,00-3,24)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-1,72)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	0,00 (0,00-28,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>0,22</b> <b>(0,00-0,64)</b>	<b>0,15</b> <b>(0,00-0,44)</b>	0,386 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,793 <sup>RV</sup>	0,685 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 6.3. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total (Río)	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-5,30)	2,63 (0,00-7,72)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,617 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,00-39,30)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	0,00 (0,00-5,21)	-	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-28,31)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	0,00 (0,00-5,30)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,01)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,76)</b>	<b>1,25</b> <b>(0,00-3,68)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>0,15</b> <b>(0,00-0,44)</b>	0,514 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	nc	nc	0,682 <sup>RV</sup>	nc	nc	0,685 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

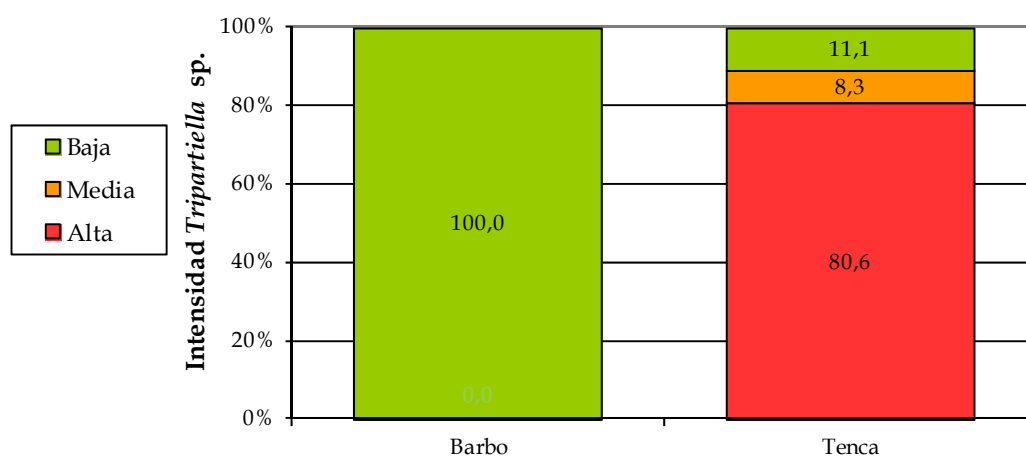
Tabla 6.4. Papel de la especie como factor de riesgo asociado a la presencia de *Tripartiella* sp. en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expue <sup>o</sup> stos		
Total	Tenca	Resto especies	<0,001 <sup>x2</sup>	1143,00 (155,000-8432,000)
	63,16 (54,30-72,01)	0,15 (0,00-0,44)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

No se observaron diferencias significativas en la intensidad de parasitación de las dos especies de ciprínidos en las que se encontró el parásito (barbo y tenca) (Figura 6.4).

Figura 6.4. Intensidad de parasitación por *Tripartiella* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV} = 0,117$

## 6.2.2. Localización en el hospedador

La mayoría de los tricodínidos patogénicos habitan la piel y las branquias de sus hospedadores, aunque también se pueden encontrar en los tractos urinarios, los túbulos renales, los oviductos y las cavidades nasales (Hoole y cols., 2001); las especies del género *Tripartiella* se localizan solamente en las branquias, aunque también están presentes en la piel de las larvas recién eclosionadas (Lom y Dyková, 1992).

En aquellas especies de ciprínidos analizadas en el presente trabajo que estaban parasitadas por *Tripartiella* sp., en el 100% de los casos el ciliado se encontró en las branquias de los peces infectados (Tabla 6.5).

Tabla 6.5. Localización de *Tripartiella* sp. en los ciprínidos analizados

Especie	Piel		Branquias		Ambos		Total n
	n	%	n	%	n	%	
Barbo	0	0,00	1	100,00	0	0,00	1
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Boga	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Piscardo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Tenca	0	0,00	72	100,00	0	0,00	72
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>73</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>73</b>

## 6.2.3. Efectos sobre el hospedador

Todos los tricodínidos son esencialmente comensales, alimentándose de partículas y bacterias en la superficie corporal de los peces; por lo tanto, en un pez sano nunca están presentes en grandes cantidades (Lom y Dyková, 1992).

Sin embargo, cuando proliferan masivamente, son capaces de dañar seriamente las células epiteliales, y en estas circunstancias se comportan como verdaderos ectoparásitos, alimentándose de las células dañadas y de las bacterias asociadas a ellas; incluso pueden penetrar dentro del tejido branquial o epitelial (Lom y Dyková, 1992). En infecciones severas también los podemos encontrar en el recto y la cloaca (Richardson, 1938).

Estos peces severamente infectados pueden mostrar un cambio en su comportamiento, con letargia y falta de apetito, mientras que el exceso de mucus puede producir una cubierta azul-grisácea, mostrando en ocasiones erosión del epitelio y aletas deshilachadas (Bauer, 1961; Lom y Dyková, 1992). Esto es debido a que el borde afilado de la membrana periférica de los tricodínidos "muerde" la superficie de las células epiteliales, y la contracción de la zona aboral hace succión a modo de ventosa, actividades que causan la irritación del epitelio (Lom y Dyková, 1992).

La abundante capa mucosa que se genera, fruto de la irritación del tejido epitelial, puede afectar a la función respiratoria de la piel y las branquias y a la osmorregulación (Bauer, 1961); además, el daño epitelial puede hacer que el pez sea más susceptible a infecciones secundarias (Hoole y cols., 2001).

Este crecimiento epitelial excesivo, producido como reacción protectora ante la proliferación de estos parásitos, puede al mismo tiempo proporcionar alimento a los tricodínidos (Lom y Dyková, 1992), y su exceso puede a su vez atraer a otros patógenos (Hoole y cols., 2001).

En los ejemplares analizados se observó, durante la recogida de muestras y la necropsia, un exceso de mucus en piel y branquias. Cuando los peces están estresados, aumenta la cantidad de mucus que recubre las laminillas secundarias de las branquias (Handy y Eddy, 1991), y este exceso de mucus podría ser un factor de riesgo en la presencia de parásitos (Dickerson y Dawe, 1995). El estrés, asociado con una mayor debilidad del hospedador, es también uno de los factores que puede predisponer a los peces a sufrir en mayor medida la infestación de tricodínidos (Lom y Dyková, 1992; Hoole y cols., 2001). Además, el exceso de mucus ante la parasitación de este tipo de ciliados puede a su vez atraer a otros patógenos (Hoole y cols., 2001).

#### **6.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

Las infecciones severas pueden poner en peligro la vida de los peces, resultando en mortalidades crónicas de bajo nivel en las poblaciones (Hoole y cols., 2001), habiéndose registrado epizootias en piscifactorías en la antigua URSS y en Europa Occidental (Bauer, 1961).

Aunque las Trichodiniasis severas pueden causar pérdidas de hasta un 50% en las poblaciones de peces, probablemente es mucho más común la inhibición de su crecimiento, aunque ésta ha sido evaluada en raras ocasiones (Lom y Dyková, 1992).

#### **6.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

En ningún caso se hallaron diferencias significativas en las prevalencias (Tabla 6.6) ni en las intensidades de parasitación (Figura 6.5) en función del sexo. En la especie más parasitada, la tenca, las prevalencias fueron muy similares entre los machos (55,6%) y las hembras (51,85%).

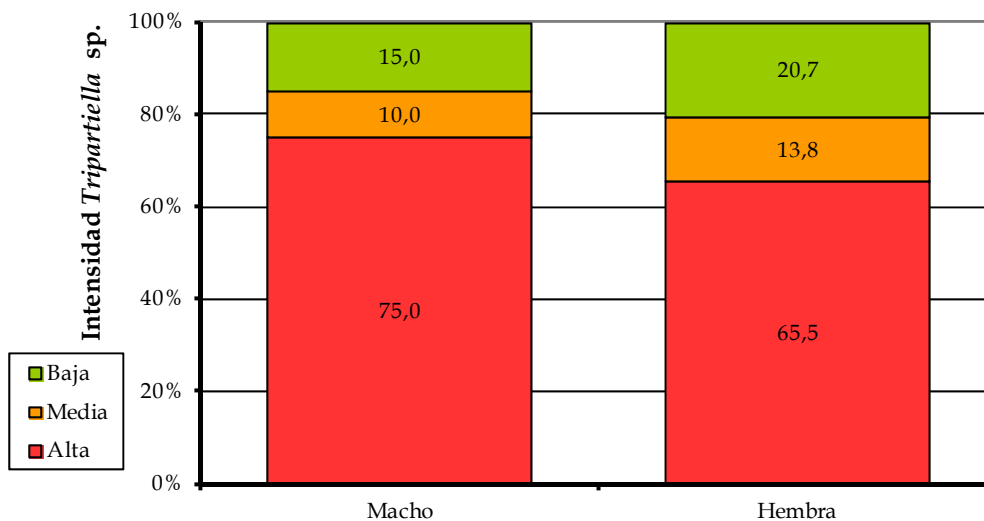


Tabla 6.6. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-4,02)	1,69 (0,00-4,99)	0,70 (0,00-2,08)	0,203 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-10,15)	0,00 (0,00-3,38)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-25,89)	nc
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,55)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	55,56 (39,32-71,79)	51,85 (38,52-65,18)	53,33 (43,03-63,64)	0,730 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>7,43</b> <b>(4,30-10,57)</b>	<b>7,92</b> <b>(5,16-10,69)</b>	<b>7,72</b> <b>(5,64-9,97)</b>	0,820 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 6.5. Intensidad de infestación por *Tripartiella* sp. según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV} = 0,776$

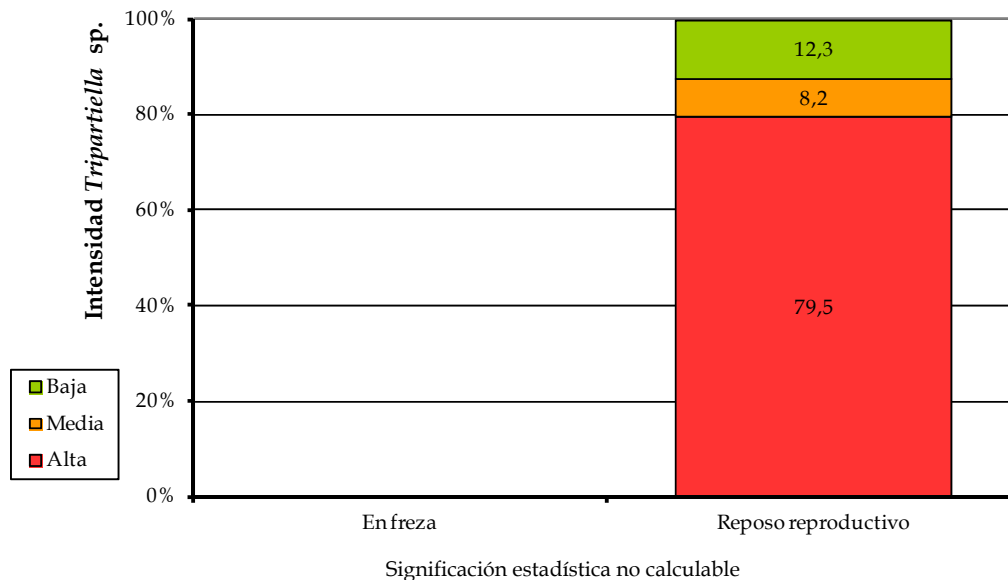
En la Tabla 6.7 se muestra cómo aquellos ejemplares que se encuentran en reposo reproductivo (fuera de la época de freza) presentan una mayor prevalencia de parasitación por *Tripartiella* sp., tanto si consideramos el conjunto de los ciprínidos analizados (prevalencia del 11,79%) como si consideramos únicamente a las tenca (69,23%), siendo nulo en los ejemplares en freza en ambos casos; asimismo, en estas últimas, durante este período la intensidad de parasitación fue alta en un 79,5% de los casos (Figura 6.6). Estos datos, que consideramos están asociados a la estacionalidad, se discuten en el apartado 6.3.1.

Tabla 6.7. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-22,09)	0,77 (0,00-2,27)	0,70 (0,00-2,08)	0,760 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	0,00 (0,00-12,73)	0,00 (0,00-4,25)	0,00 (0,00-3,24)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-22,09)	nc
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-2,10)	0,00 (0,00-1,71)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,00 (0,00-2,23)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	69,23 (60,36-78,10)	63,16 (54,30-72,01)	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,82)</b>	<b>11,79</b> <b>(9,25-14,33)</b>	<b>9,34</b> <b>(7,30-11,37)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 6.6. Intensidad de infestación por *Tripartiella* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Por otra parte, si analizamos la condición somática de los individuos parasitados frente a la de los no parasitados en las diferentes especies capturadas, observamos que, en el caso de las tencas, son aquellas que están parasitadas por *Tripartiella* sp. las que presentan una inferior condición somática, con un valor de 207,3 g/cm<sup>3</sup> frente a los 349,6 g/cm<sup>3</sup> de las no infectadas (Tabla 6.8). Estos resultados están de acuerdo con los observados por algunos autores, según los cuales son estos peces debilitados los más susceptibles ante la infección (Hoole y cols., 2001), así como los estresados (debido en algunos casos a las duras condiciones de hibernación) (Lom, 1995).

Se ha comprobado, en estos casos, que una pobre condición de los peces favorece la reproducción masiva de parásitos, especialmente en condiciones de cultivo. Así que uno de los medios de prevención o erradicación de este tipo de enfermedades parasitarias, está basado en la mejora de su condición, a partir de una adecuada alimentación, y el consiguiente aumento en su resistencia (Bauer, 1961; Dogiel y cols., 1961).

Tampoco se puede descartar la situación inversa: que los peces más parasitados puedan presentar una menor condición somática como consecuencia de la parasitación.

Tabla 6.8. Índice de condición de los ejemplares infectados y no infectados por *Tripartiella* sp.

Índice de Condición	Infectadas (g/cm <sup>3</sup> )	No infectadas (g/cm <sup>3</sup> )	p <sup>MW</sup>
Tencas	207,312 ± 71,431	349,589 ± 220,715	<0,001

<sup>MW</sup>Significación estadística según test de Mann-Whitman

Finalmente, y como se muestra en la Tabla 6.9, el riesgo de presentación del parásito aumenta significativamente unas 15 veces en los peces de menor tamaño (<13 cm). Esto es razonable si consideramos que este tipo de parásitos, de ciclo directo, son los que primero infectan a los peces de agua dulce, en las fases iniciales de su vida (Dogiel, 1936; Layman, 1946; Bauer, 1955) y que, por lo tanto, y según ha sido comprobado por varios autores (Lom y Dyková, 1992; Hoole y cols., 2001), las larvas o juveniles son los más afectados ante infecciones por tricodínidos, presentándose la Trichodiniasis en su forma epizootica frecuentemente en los peces juveniles (Bauer, 1961); sin embargo, a medida que los peces crecen, algunos grupos de parásitos se hacen menos abundantes (Gurbunova, 1936), en algunos casos debido al cambio en el tamaño y/o comportamiento del hospedador (Chubb, 1977).

Tabla 6.9. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Tripartiella* sp. en distintas subpoblaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Tencas	≤ 13 cm	> 13 cm	0,008 <sup>x2</sup>	15,630 (6,099-40,050)
	84,72 (71,00-80,19)	26,19 (11,89-39,49)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

## 6.3. Factores dependientes del medio

### 6.3.1. Estacionalidad

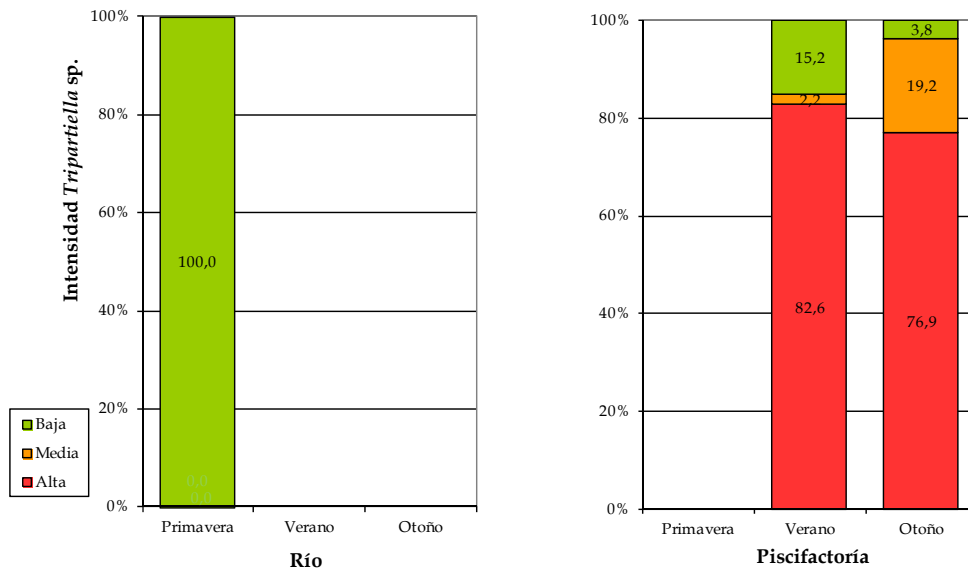
Los valores obtenidos (Tablas 6.10, 6.11 y 6.12) indican claramente que existe una estación del año, el verano, donde la prevalencia de parasitación por *Tripartiella* sp. en los ciprínidos analizados (16,10%) e intensidad (alta en el 82,6% de los casos en la piscifactoría) es significativamente mayor si lo comparamos con el resto de estaciones analizadas (Figuras 6.7 y 6.8); convirtiéndose ésta en una época de riesgo al aumentar las probabilidades de parasitación entre 3 y 6 veces según la localización (Tabla 6.13). Los mismos datos indican que durante el otoño, cuando las temperaturas empiezan a bajar, todavía se mantienen niveles relativamente altos en la prevalencia e intensidad.

Tabla 6.10. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	0,00 (0,00-1,56)	0,00 (0,00-25,89)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,48)</b>	nc
Verano	0,42 (0,00-1,25)	83,64 (73,86-93,41)	<b>16,10</b> <b>(5,70-12,30)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Otoño	0,00 (0,00-1,24)	53,06 (39,09-67,03)	<b>9,00</b> <b>(5,70-12,30)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>0,15</b> <b>(0,00-0,44)</b>	<b>63,16</b> <b>(54,30-72,01)</b>	<b>9,34</b> <b>(7,30-11,37)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>p<sup>x2</sup></b>	0,354 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 6.7. Intensidades de infestación por *Tripartiella* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)



Significación estadística no calculable

Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,018$

Tabla 6.11. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	0,00 (0,00-3,82)	0,00 (0,00-2,59)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,56)</b>	nc
Verano	0,00 (0,00-6,88)	0,51 (0,00-1,51)	<b>0,42</b> <b>(0,00-1,25)</b>	0,532 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,27)	0,00 (0,00-1,98)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,24)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>0,22</b> <b>(0,00-0,64)</b>	<b>0,15</b> <b>(0,00-0,44)</b>	0,386 <sup>RV</sup>
<b>p<sup>x2</sup></b>	nc	0,425 <sup>RV</sup>	0,354 <sup>RV</sup>	

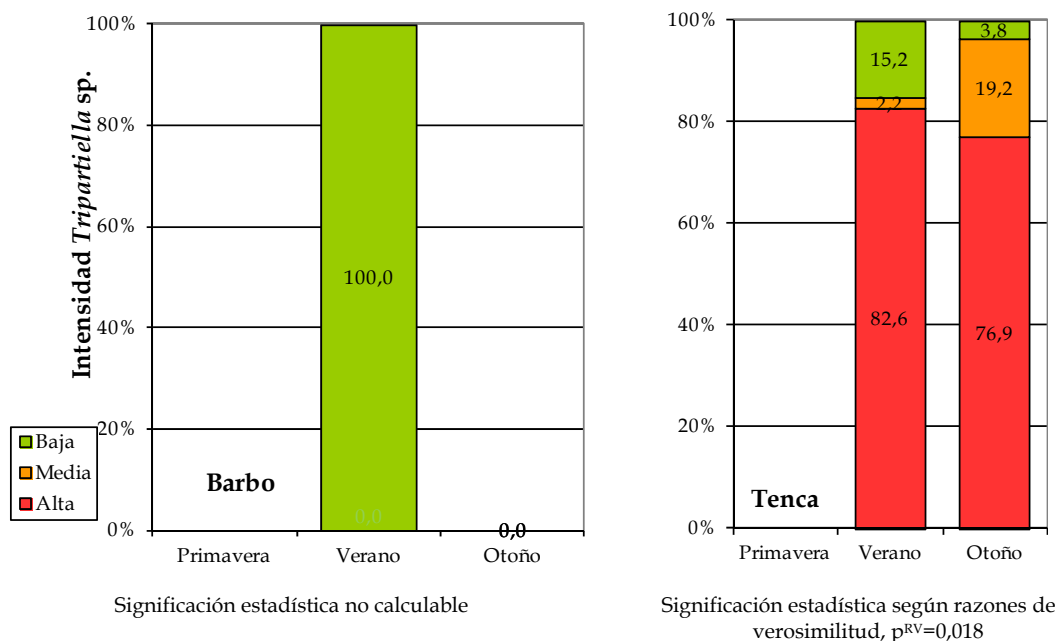
<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 6.12. Prevalencias de infección (%) por *Tripartiella* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-9,81)	1,37 (0,00-4,04)	0,00 (0,00-7,22)	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,512 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	0,00 (0,00-11,29)	0,00 (0,00-8,94)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	0,00 (0,00-6,05)	0,00 (0,00-4,44)	0,00 (0,00-4,87)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	83,64 (73,86-93,41)	53,06 (39,09-67,03)	<b>63,16</b> <b>(54,30-72,01)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,48)</b>	<b>16,10</b> <b>(5,70-12,30)</b>	<b>9,34</b> <b>(7,30-11,37)</b>	<b>9,34</b> <b>(7,30-11,37)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
p	nc	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 6.8. Intensidades de infestación por *Tripartiella* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



Nuestros resultados discrepan de los obtenidos por algunos autores. Según Lom y Dyková (1992), en piscifactorías de agua dulce, la Trichodinosis es un fenómeno frecuente en primavera, cuando los peces se estresan debido a las duras condiciones ambientales sufridas en invierno. En el caso de *Trichodina* sp. en carpas cultivadas en la antigua URSS, aunque el parásito puede estar presente durante todo el año, su intensidad de parasitación disminuye considerablemente en verano (Bauer, 1961). Ruiz-Zarzuela (2003), en un estudio epidemiológico realizado en las cuencas fluviales

de Navarra, observó también que el riesgo de infección aumentaba significativamente hasta 6 veces durante la primavera, mientras que la estación estival actuaba como factor de protección, disminuyendo el riesgo en casi 2 veces.

Los factores dependientes del propio parásito (de distinto género del mencionado por estos autores), y las peculiaridades del pez hospedador, y de las características ambientales y/o el punto de muestreo, podrían explicar estos resultados. En este sentido, es necesario destacar que mientras en las estaciones frías las tencas se semienterran en el fango (González Fernández, 1999) y sus niveles de parasitación disminuyen debido a la inactividad de los peces (Dubinina, 1949), en el resto del año su comportamiento, más activo, podría estar favoreciendo la multiplicación de *Tripartiella* sp. en su superficie corporal. Además, es bastante probable que, durante la época estival, el debilitamiento de los peces después de la reproducción (Charlesworth y León, 1976; Bell, 1980), así como los factores relacionados con el estiaje y los propios de este tipo de ambiente (mayores densidades, estrés, etc.) (Bauer, 1961; Dogiel y cols., 1961; Branson, 2000) puedan estar actuando como estímulos en el desarrollo y multiplicación del parásito.

Tabla 6.13. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado a la presencia de *Tripartiella* sp. en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		P	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Verano	Resto estaciones	<0,001 <sup>x2</sup>	3,424 (2,069-5,664)
	16,10 (11,88-20,31)	5,31 (3,32-7,29)		
Piscifactoría	Verano	Resto estaciones	0,001 <sup>x2</sup>	6,487 (2,691-15,640)
	83,64 (73,86-93,41)	44,07 (31,40-56,74)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

### 6.3.2. Ubicación

Si consideramos la piscifactoría (prevalencia del 63,16%) frente al río (prevalencia del 0,15%) (Tabla 6.10), las peculiaridades medioambientales y/o del hospedador (la tenca) encontrados en dicho ambiente hacen que las probabilidades de parasitación por *Tripartiella* sp. en los ciprínidos analizados se multipliquen por más de 1.000 veces (Tabla 6.14). Como ya se ha mencionado, este tipo de ecosistemas presenta una serie de particularidades respecto al medio natural: limitación por parte de los peces a la hora de escoger las condiciones ambientales óptimas (Blanco Cachafeiro, 1995; Roberts, 2001); mayor frecuencia de manejo (Munro, 1990); mayor estrés (Barton y cols., 1987; Hoole y cols., 2001) asociado a estados de inmunodepresión (Maule y cols., 1987; Dickerson y Dawe, 1995; Reddy y Leatherland, 1998; Branson, 2000) y menor resistencia a las infecciones (Pickering y Duston, 1983; Schreck y cols., 1985; Maule y cols., 1989; Speare, 1998; Loot y cols., 2007); y sobrepoblación (Branson, 2000) que deriva en una mayor presentación de enfermedades (Munro, 1990; Kebus y cols., 1992). En este sentido, es necesario considerar tanto las condiciones de vida sobre las tencas (microambiente), como las condiciones ecológicas bajo las cuales vive esta especie (macroambiente) (Shulman, 1961): las lagunas profundas y con bajo flujo de agua son las idóneas para el desarrollo de este tipo de protozoos ciliados (Bauer, 1961), y una mayor densidad (Dogiel y cols., 1961) y el estrés fisiológico de los peces (Bauer, 1961) van a favorecer su multiplicación.

Con respecto a la intensidad de parasitación, en ningún caso se observaron diferencias significativas (Figuras 6.9 y 6.10).

Figura 6.9. Intensidades de infestación por *Tripartiella* sp. para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)

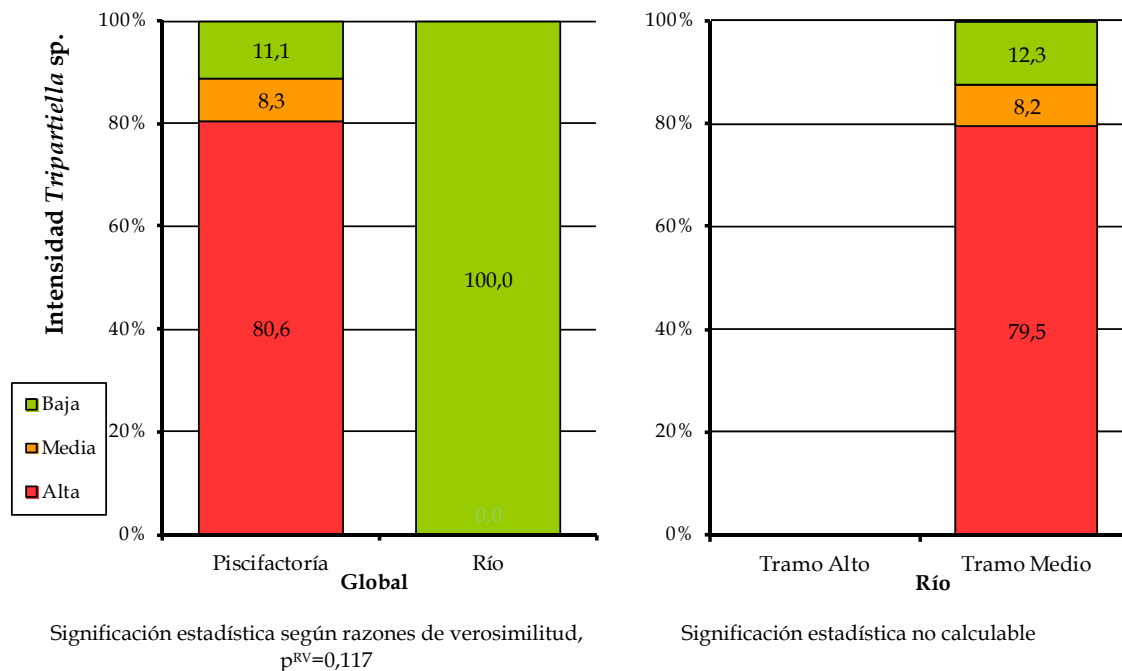


Figura 6.10. Intensidades de infestación por *Tripartiella* sp. en los distintos puntos de muestreo

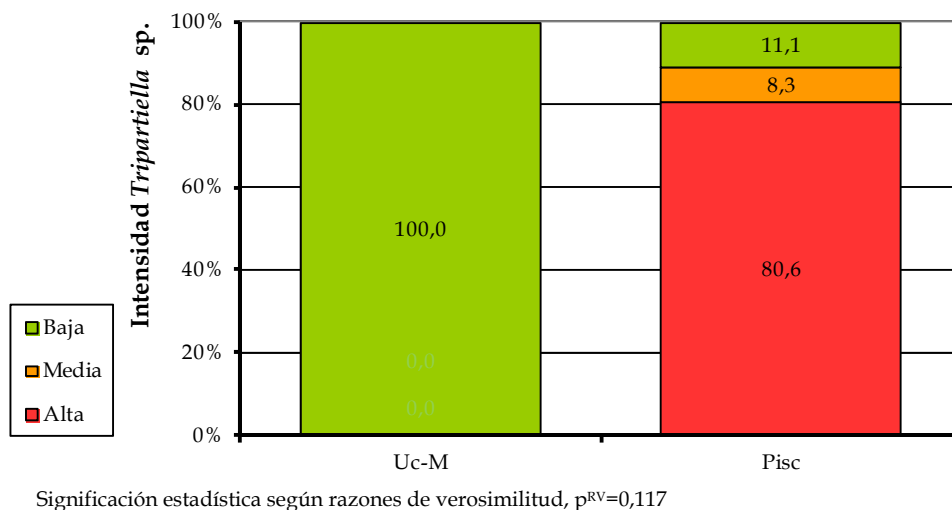


Tabla 6.14. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Tripartiella* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Artificial (piscif.)* 63,16 (54,30-72,01)	Natural (río) 0,150 (0,000-0,443)	<0,001 <sup>x2</sup>	1143,00 (155,000-8432,000)

\* Frente a un ecosistema "natural" (río)

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

### 6.3.3. Calidad del agua

Algunos de los parámetros de calidad físico-química y microbiológica del agua parecen comportarse, según nuestros resultados, como factores de riesgo/protección en la presencia de *Tripartiella* sp. en este punto (Tabla 6.16). Así, cuando consideramos el total de los datos (conjunto de los puntos muestreados), valores de oxígeno disuelto  $\leq 8$  mg/l, de pH  $> 8,4$ , amonio  $\leq 0,05$  mg/l, nitritos  $\leq 0,02$  mg/l, nitratos  $\leq 5$  mg/l, fosfatos  $> 0,6$  mg/l, aerobios totales (22°C)  $\leq 450$  ufc/ml y aerobios totales (37°C)  $\leq 260$  ufc/ml, se multiplican entre 2 y 720 veces las probabilidades de parasitación por dicho ciliado.

Tabla 6.16. Papel de la calidad físico-química y microbiológica del agua como factor de riesgo asociado con la presencia de *Tripartiella* sp. en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Piscifactoría	Temperatura $\leq 18^{\circ}\text{C}$	Temperatura $> 18^{\circ}\text{C}$	$< 0,001$	9,087 (3,233-25,540)
	74,16 (65,06-83,25)	24,00 (7,26-40,74)		
Total	Oxígeno $\leq 8$ mg/l	Oxígeno $> 8$ mg/l	0,003	2,081 (1,280-3,386)
	13,75 (9,79-17,70)	7,11 (4,77-9,45)		
Total	pH $> 8,4$	pH $\leq 8,4$	$< 0,001$	720,000 (98,350-5271,000)
	53,73 (45,29-62,17)	0,161 (0,000-0,476)		
Piscifactoría	Dureza $> 100$ mg/l	Dureza $\leq 100$ mg/l	$< 0,001$	9,087 (3,233-25,540)
	74,16 (65,06-83,25)	24,00 (7,26-40,74)		
Total	Amonio $\leq 0,05$ mg/l	Amonio $> 0,05$ mg/l	$< 0,001$	5,296 (2,394-11,720)
	12,69 (9,83-15,55)	2,67 (0,72-4,62)		
Total	Nitritos $\leq 0,02$ mg/l	Nitritos $> 0,02$ mg/l	$< 0,001$	21,380 (9,651-47,350)
	23,32 (18,39-28,25)	1,40 (0,37-2,43)		
Total	Nitratos $\leq 5$ mg/l	Nitratos $> 5$ mg/l	$< 0,001$	107,100 (14,800-775,200)
	20,17 (16,01-24,33)	0,235 (0,000-0,696)		
Piscifactoría	Nitratos $> 3$ mg/l	Nitratos $\leq 3$ mg/l	$< 0,001$	529,900* (1,043-2,651.10 <sup>5</sup> )
	100,00 (100,00-100,00)	43,24 (31,96-54,53)		
Total	Fosfatos $> 0,6$ mg/l	Fosfatos $\leq 0,6$ mg/l	$< 0,001$	30,720 (13,110-72,000)
	26,17 (20,79-31,56)	1,15 (0,23-2,05)		
Piscifactoría	Fosfatos $> 0,6$ mg/l	Fosfatos $\leq 0,6$ mg/l	$< 0,001$	24,540 (8,490-70,920)
	83,54 (75,37-91,72)	17,14 (4,66-29,63)		
Total	AT22 $\leq 450$ ufc/ml	AT22 $> 450$ ufc/ml	$< 0,001$	2,694 (1,654-4,387)
	15,38 (11,00-19,77)	6,32 (4,23-8,41)		
Total	AT37 $\leq 260$ ufc/ml	AT37 $> 260$ ufc/ml	$< 0,001$	88,030 (12,160-637,000)
	18,41 (14,57-22,26)	0,26 (0,00-0,76)		
Piscifactoría	CT $> 100$ ufc/100ml	CT $\leq 100$ ufc/100ml	$< 0,001$	529,900* (1,043-2,651.10 <sup>5</sup> )
	100,00 (100,00-100,00)	43,24 (31,96-54,53)		
Piscifactoría	CF $> 0$ ufc/100ml	CF $\leq 0$ ufc/100ml	$< 0,001$	143,000 (33,830-604,400)
	96,65 (90,84-100,00)	13,33 (3,40-23,27)		
Piscifactoría	EF $> 50$ ufc/20ml	EF $\leq 50$ ufc/20ml	$< 0,001$	143,000 (33,830-604,400)
	95,65 (90,84-100,00)	13,33 (3,40-23,27)		
Piscifactoría	CSR48h $> 0$ ufc/20ml	CSR48h $\leq 0$ ufc/20ml	$< 0,001$	7,348 (2,066-26,140)
	89,66 (78,57-100,00)	54,12 (43,52-64,71)		

\* Datos nulos, cálculos aproximados



Cuando, por otra parte, consideramos únicamente los valores registrados en la piscifactoría (punto de muestreo *Pisc*), observamos cómo las probabilidades de parasitación aumentan significativamente (entre 7 y 530 veces, dependiendo del factor considerado) para una temperatura  $\leq 18^{\circ}\text{C}$ , dureza  $> 100$  mg/l, nitratos  $> 3$  mg/l, fosfatos  $> 0,6$  mg/l, coliformes totales  $> 100$  ufc/100 ml, coliformes fecales  $> 0$  ufc/100 ml, estreptococos fecales  $> 50$  ufc/100 ml y clostridios sulfito reductores (48 h)  $> 0$  ufc/20ml.

Aunque no se puede descartar la posible influencia directa de la calidad del agua sobre la fisiología del parásito y/o del pez hospedador, la explicación la hallamos una vez más en las características ambientales de la piscifactoría (*Pisc*) respecto al resto de puntos de muestreo analizados, así como en las variaciones observadas a lo largo de las estaciones. El elevado nivel de pH medido en sus aguas, de cierta dureza, y los bajos niveles de amonio, nitritos, nitratos y aerobios totales (a 22 y a 37°C) (Tablas 2.11a y 2.11b), son características del punto de muestreo; mientras que la bajada en el nivel de oxígeno disuelto y el aumento en los niveles de ciertos indicadores de contaminación fecal (coliformes y estreptococos fecales) (Tabla A2.42) es una característica de la estación estival en dicho punto.

El elevado valor de pH registrado en la piscifactoría ( $9,62 \pm 0,76$ , Tabla A2.42) es el único parámetro que consideramos puede tener una influencia directa sustancial sobre pez hospedador, predisponiéndole a la parasitación por *Tripartiella* sp. Como se ha señalado, la exposición crónica a niveles alcalinos de pH (reflejados también en un aumento de la dureza del agua), puede producir una erosión de la superficie corporal, así como hipersecreción mucosa (observada en las tencas analizadas), hemorragias cutáneas y desequilibrios en los mecanismos de osmorregulación (Alabaster y Lloyd, 1982; de Kinkelin y cols., 1991; Laurent y cols., 1995; Brown, 2000), generando estrés crónico (Branson, 2000) que puede derivar en inmunodepresión (Reddy y Leatherland, 1998; Hoole y cols., 2001) y por lo tanto en una mayor susceptibilidad a los agentes parasitarios (Woo y cols., 1987).

## 7. MYXOBOLUS SP.

### 7.1. Etiología

Existen aproximadamente 1.250 especies de myxosporidios, 51 géneros en la Familia Myxobolidae (Lom y Dyková, 1995) y 453 especies dentro del Género *Myxobolus* (Landsberg y Lom, 1990).

Este grupo de organismos son endoparásitos obligados de vertebrados, con un tamaño aproximado de  $10 \times 5 \mu\text{m}$ , dependiendo del género y la especie (Hoole y cols., 2001); algunos son parásitos característicos de las cavidades de órganos (celozoicos) y otros de los tejidos (histozoicos) (Lom y Dyková, 1992). Las especies histozoicas (como las pertenecientes al Género *Myxobolus* sp.) se sitúan principalmente entre las células de los hospedadores, aunque también pueden vivir intracelularmente. Sus células contienen la mayoría de los orgánulos citoplasmáticos, constituyentes y materiales de reserva (grasa, glucógeno) de una célula animal, excepto el centriolo (Lom y Dyková, 1992).

En general, dentro de la Clase Myxosporia, las esporas están compuestas por varias células correspondientes a 1-7 valvas, 1-2 gérmenes ameboides infectivos (esporoplasmas) y 2-7 cápsulas polares tipo nematocisto (con un filamento extrusible con función de anclaje); las fases de trofozoito se caracterizan por la pluricelularidad y la especialización morfológica y funcional de sus células. Durante el ciclo vital, algunas células (generativas) están encerradas dentro de otras (somáticas) (Lom y Dyková, 1992).

Las especies del Suborden Platysporina son, en general, parásitos histozoicos de peces de agua dulce, y forman grandes trofozoitos (quistes) con numerosas esporas (polispóricos); dentro de este grupo, la mayoría de las especies de la Familia Myxobolidae contienen una vacuola iodínófila (o yodófila) en sus esporas (Lom y Dyková, 1992).

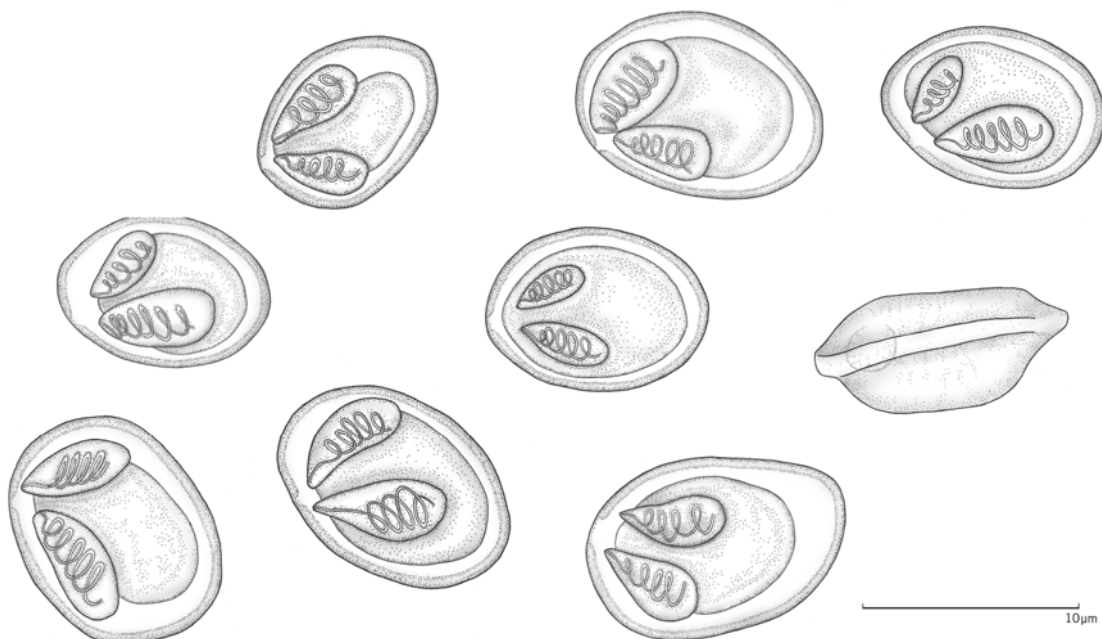


Figura 7.1. Esporas de *Myxobolus* sp. mostrando detalles de cápsulas polares y filamento enrollado en su interior (obtenidas de branquia de boga en río Arlanza) (dibujo en cámara clara).

Las características diagnósticas, reconocidas en la espora (Figura 7.1), que permiten separar al Género *Myxobolus* Bütschli, 1882, del resto de géneros son las siguientes: simetría bilateral, ausencia de proyecciones, línea sutural recta, dos cápsulas polares por espora (próximas una de la otra, y una de ellas puede ser mucho más pequeña) (Lom y Dyková, 1992; Hoffman, 1998).

### 7.1.1. Clasificación taxonómica

---

La clasificación de los myxosporidios está siendo revisada continuamente, a medida que se dispone de más información sobre su morfología y ciclo vital (Hoole y cols., 2001); incluso su pertenencia al grupo de los Protozoos es cuestionada, debido a su carácter pluricelular durante gran parte de su ciclo vital (Lom y Dyková, 1992).

La taxonomía de este grupo está basada únicamente en la forma y estructura de la espora, ya que las fases vegetativas no ofrecen características importantes para su clasificación, según Lom y Noble (1984):

- Phylum Myxozoa Grasse, 1960.
- Clase Myxosporea Bütschli, 1881.
- Orden Bivalvulida Shulman, 1959.
- Suborden Platysporina Kudo, 1919.
- Familia Myxobolidae Thélohan, 1892.
- Género *Myxobolus* Bütschli, 1882 (syn. *Myxosoma* Thélohan, 1892; *Lentospora* Plehn, 1905; *Facieplatycauda* Wyatt, 1979; y *Rudicapsula* Kalavati y Narasimhamurti, 1984).

La Clase Myxosporea constituye, junto con la Clase Actinosporea, el Filum Myxozoa. Sin embargo, Kent y cols. (1994), considerando que el ciclo vital de un myxosporidio consistía en dos fases (myxosporidio y actinosporidio), propuso suprimir esta última.

A nivel de especie, la clasificación taxonómica del Género *Myxobolus* es compleja, contando con especies muy similares, y cuyas esporas tienen pocas y muy variables características diagnósticas (Lom y Dyková, 1995).

### 7.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

Las fases del ciclo vital de *Myxobolus* sp. se pueden resumir en: fase infectiva (infección del pez hospedador), fase trófica (o vegetativa), fase/s extraesporogónica/s (diseminación en el hospedador) y fase esporogónica (formación de la espora) (Lom y Dyková, 1992, 1995) (Figura 7.2).

En la fase infectiva, según la teoría de la transmisión directa de las esporas, el esporoplasma escapa de las valvas de la espora en el tracto intestinal del pez como una pequeña amébola, atraviesa la pared intestinal y alcanza la circulación sanguínea o linfática, y así es transportado al órgano diana (Noble, 1944).

Sin embargo, de acuerdo con la teoría de la transformación de las actinosporas (Wolf y Markiw, 1984), el germen infectivo deriva del esporoplasma actinosporico. El ciclo vital sería más complejo, y comprendería dos hospedadores, dos procesos sexuales diferentes y dos esporogonias, dando como resultado la formación de dos clases de esporas resistentes (espora y actinospora). Los hospedadores secundarios serían

invertebrados, y en ellos se desarrollarían las actinosporas, agentes infecciosos liberados al agua, y con capacidad de infectar los tejidos de los peces (hospedadores primarios). Estas ideas han sido corroboradas por algunos investigadores como El-Matbouli y Hoffman (1989, 1990) y Kent y cols. (1993), entre otros.

Según algunos estudios, la transmisión vía actinosporidios podría alternar con la transmisión directa (Lom y Dyková, 1995).

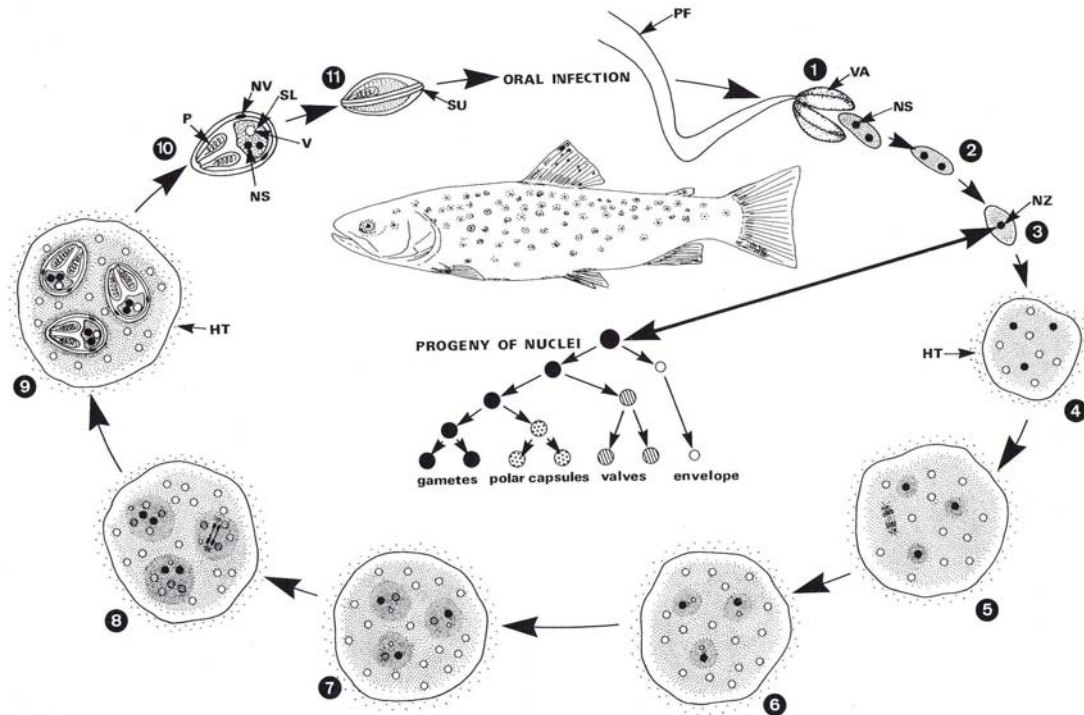


Figura 7.2. Ciclo vital de *Myxobolus cerebralis*. 1-3) Fase infecciosa; 4-6) Fase trófica (o vegetativa); 7-8) Fase extraesporogónica (diseminación en el hospedador); 9-11) Fase esporogónica (Fuente: Mehlhorn y Walldorf, 1988).

En la fase trófica, mediante el único proceso sexual encontrado en los myxosporidios, la autogamia (Uspenskaya, 1982, 1984), los dos núcleos haploides del esporoplasma se fusionan para formar un sincarion o amébula uninucleada (célula primaria). Su desarrollo comienza con el crecimiento y la división nuclear, probablemente una segmentación endógena que produce, dentro de ella, una célula secundaria interior (Lom y Dyková, 1992).

En varios géneros se conoce la existencia de fases puramente proliferativas del ciclo vital; ya que no se conoce con certeza si tienen lugar antes o durante el desarrollo esporogónico, es preferible denominarlas fases extraesporogónicas (Lom, 1987). Durante su desarrollo, se produce un gran número de fases parasitarias que diseminan la infección por todo el pez, dando lugar a infecciones muy severas (Amandi y cols., 1985).

Lo que se conoce como fases vegetativas o trofozoitos son los plasmodios de la fase esporogónica (Figuras 7.6-7.11). Contienen células primarias con muchos núcleos vegetativos en su interior, y células generativas secundarias, capaces de generar esporas (Grassé y Lavette, 1978; Lom y Dyková, 1992). Se trata de un proceso sincronizado, en el que las esporas maduran a la vez (Lom y Dyková, 1995), y de duración variable, dependiendo de la especie (Wolf y Markiw, 1984). En el caso de *Myxobolus* sp., las esporas surgen en pansporoblastos, formados por células

valvogénicas, capsulogénicas y la célula del esporoplasma (Current y Janovy, 1977; Current, 1979; Current y cols., 1979).

Finalmente, los trofozoitos histozoicos o bien descargan las esporas maduras en el organismo hospedador o al exterior, o bien son encapsulados y destruidos por el hospedador (Lom y Dyková, 1992). La estructura de la espora permite una mayor dispersión de esta fase del parásito en el medio acuático (Lom y Dyková, 1992), ya que se ha comprobado mediante infecciones experimentales con *M. cerebralis*, que pueden sobrevivir en aguas frías durante más de un año (Hoffman y cols., 1962).

### 7.1.3. Descripción morfológica de la espora de *Myxobolus* sp.

Las esporas de *Myxobolus* sp. son elipsoidales, ovoides o redondeadas en vista valvular, y biconvexas en vista sutural, con dos cápsulas polares piriformes (una puede estar ausente) (Figuras 7.1, 7.3 y 7.4). Las valvas, lisas, están formadas por una proteína resistente no-queratinosa; el esporoplasma es binucleado, y en él se concentran inclusiones de  $\beta$ -glucógeno (vacuola yodófila) (Lom y Dyková, 1992).

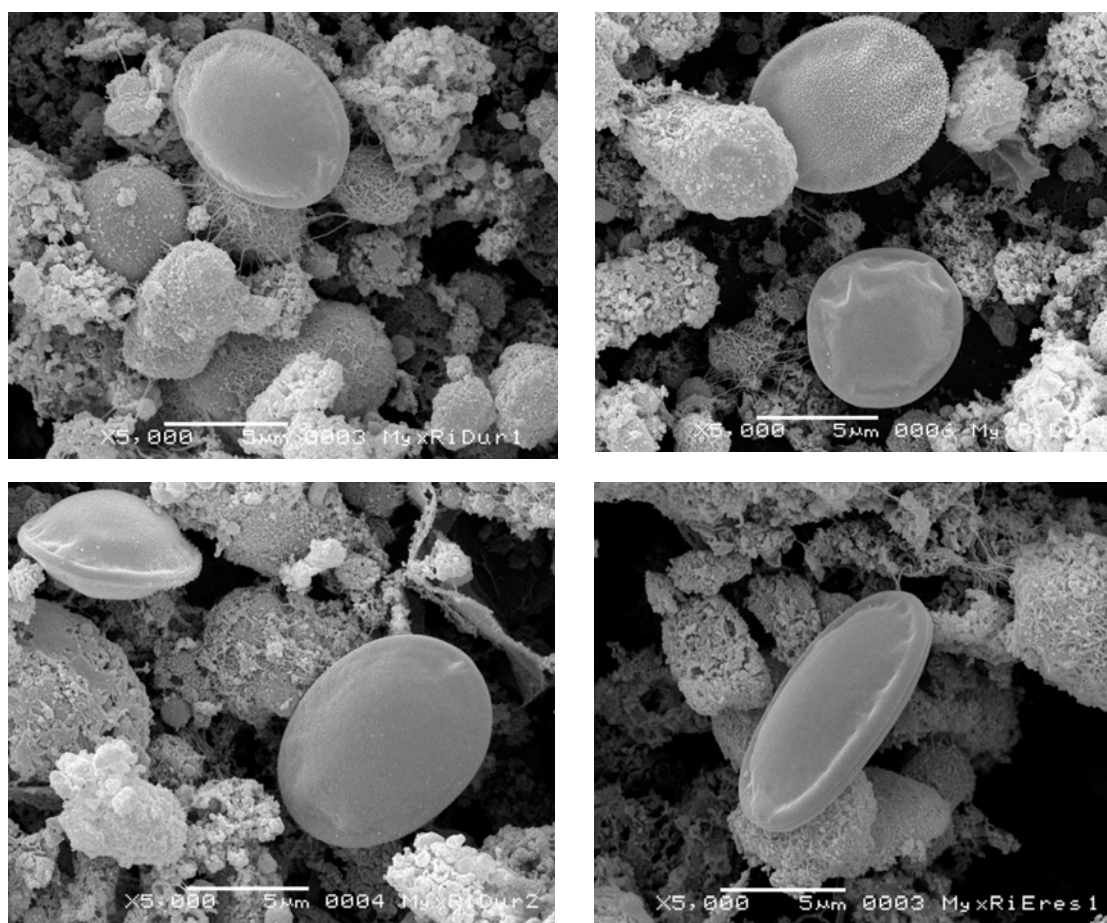


Figura 7.3. Esporas de *Myxobolus* sp. obtenidas de branquias de barbos en río Duratón y Eresma (microscopía electrónica de barrido)

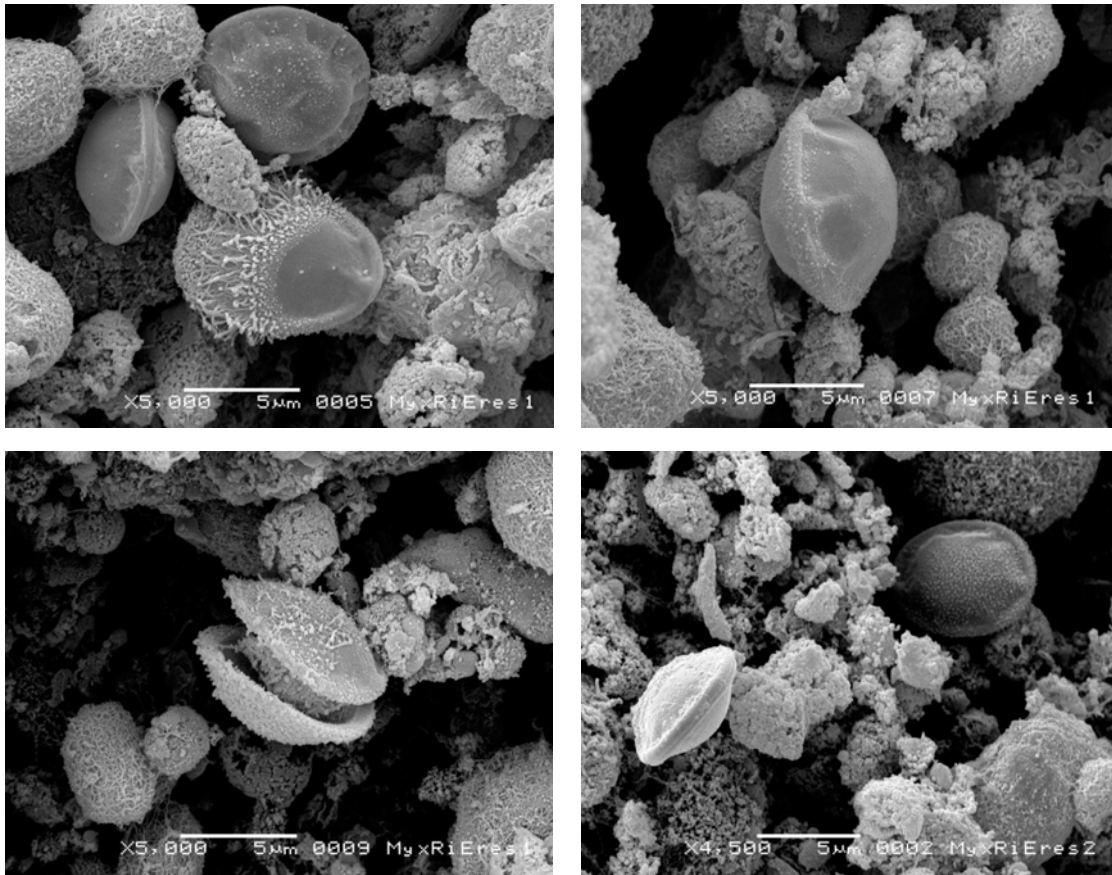


Figura 7.3 (continuación). Esporas de *Myxobolus* sp. obtenidas de branquias de barbos en río Eresma (microscopía electrónica de barrido)

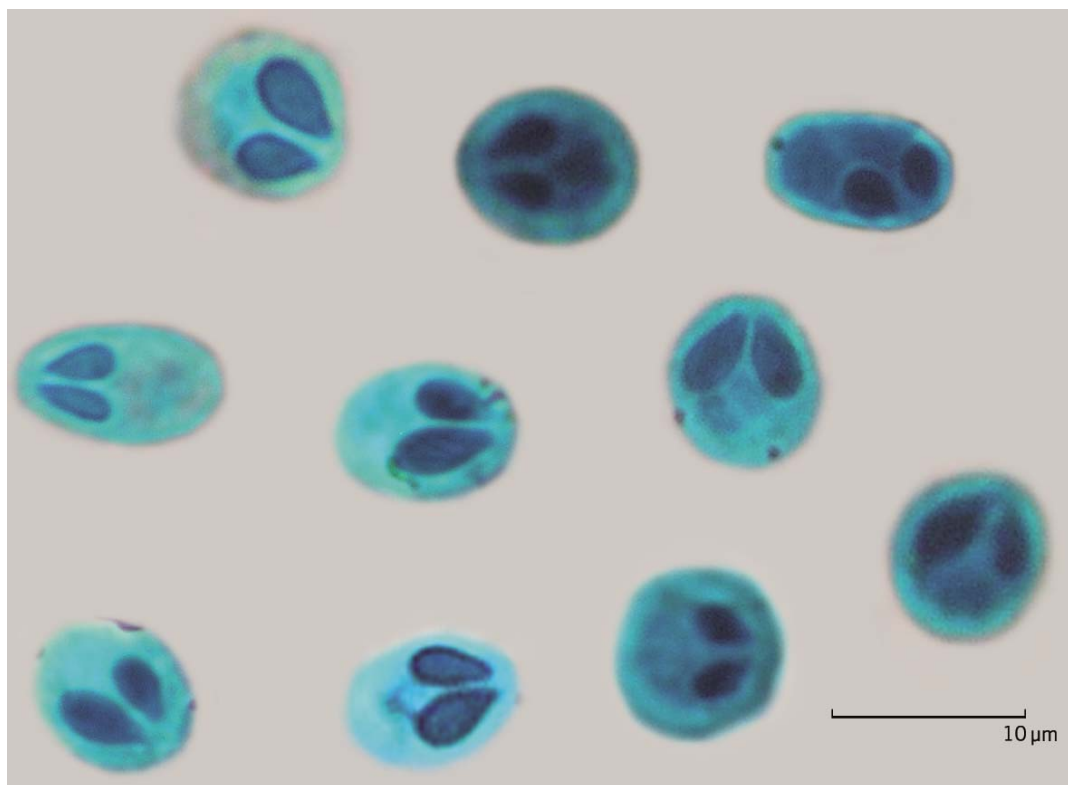


Figura 7.4. Esporas de *Myxobolus* sp. obtenidas de branquias de barbos en ríos Eresma y Duratón (microscopía óptica, tinción verde malaquita)

Debido a una presión creciente en el interior de la cápsula, los filamentos de las cápsulas polares se liberan (Lom y Dyková, 1992), aunque según algunos autores el mecanismo depende de un proceso activo mediado por proteínas contráctiles dependientes del calcio (Uspenskaya, 1982) (Figura 7.5).

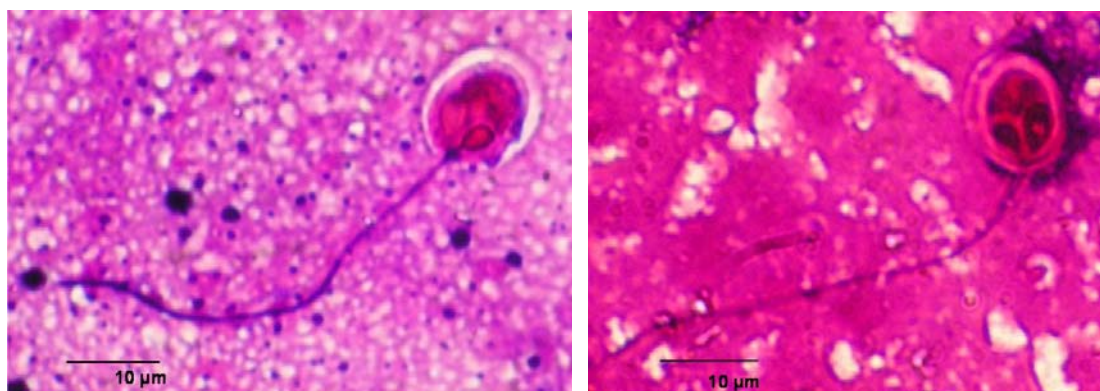


Figura 7.5. Esporas de *Myxobolus* sp. liberando el filamento polar (obtenidas de branquia de barbo en río Eresma) (microscopía óptica, tinción Ziehl Neelsen).

En aquellos ciprínidos que estaban infectados, se tomaron las medidas correspondientes a 33 esporas de *Myxobolus* sp., que mostraron unas dimensiones medias de 10,04 x 7,56 µm (Tabla 7.1).

Tabla 7.1. Tamaño de las esporas de *Myxobolus* sp. encontradas en los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (µm)	33	10,04	2,03	6,00	13,00
Anchura máxima (µm)	33	7,56	1,23	4,87	10,00
Longitud total cápsula polar (µm)	33	4,61	1,13	2,00	6,30
Anchura máxima cápsula polar (µm)	33	2,26	0,58	1,00	3,19

Eiras y cols. (2005) realizan una revisión de las medidas de las esporas y los quistes, así como de la localización, especie de pez afectada y localidad geográfica, de 744 especies de *Myxobolus* sp. Con la finalidad de poder establecer comparaciones entre las esporas de este género halladas en los ciprínidos estudiados, hemos tenido en cuenta únicamente las medidas de las esporas correspondientes a las especies de ciprínidos revisadas por estos autores (Tabla 7.2).

Tabla 7.2. Tamaño de las esporas de *Myxobolus* sp. encontradas en los ciprínidos analizados por Eiras y cols. (2005)

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (µm)	287	11,93	2,86	5,25	23,50
Anchura máxima (µm)	287	9,09	2,03	4,60	18,50
Longitud total cápsula polar (µm)	281	5,81	1,67	2,70	12,75
Anchura máxima cápsula polar (µm)	267	3,28	1,10	1,50	10,00

Cuando revisamos las medidas de todas estas especies de *Myxobolus* sp., y las comparamos con las de las esporas de nuestro trabajo, hallamos dos especies con medidas similares: *M. elaioides* (en *Cirrhinus molitorella*, en China); y *M. gallaicus* (en *Chondrostoma polylepis*, Galicia, España). Las medidas medias de esta última especie son longitud total 10,0 µm, anchura máxima 8,8 µm, longitud total de la cápsula polar 4,9 µm y anchura máxima de la cápsula polar 2,9 µm (Iglesias y cols., 2001).

#### 7.1.4. Descripción morfológica de los trofozoitos

Las fases tróficas (vegetativas) o trofozoitos son plasmodios macroscópicos de hasta varios milímetros de tamaño, aunque su dimensión y su forma son muy variables. Comprenden varios núcleos y células especializadas, y en su interior se producen las esporas. Los plasmodios histozoicos están, en su fase avanzada, envueltos con células de tejido conectivo, formando quistes blanquecinos en las branquias o la piel del hospedador (Lom y Dyková, 1992) (Figuras 7.6 a 7.10).

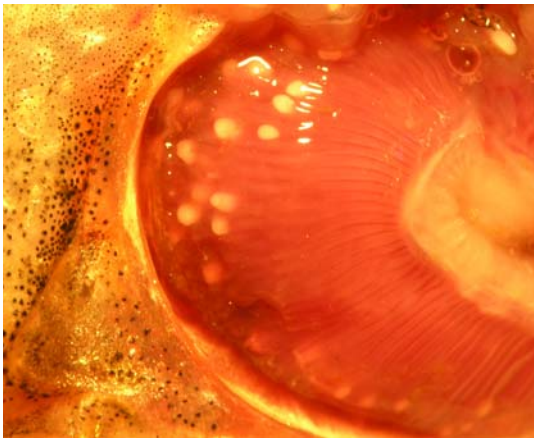


Figura 7.6. Cavitad branquial de una boga mostrando quistes de *Myxobolus* sp. (río Arlanza) (lupa binocular).

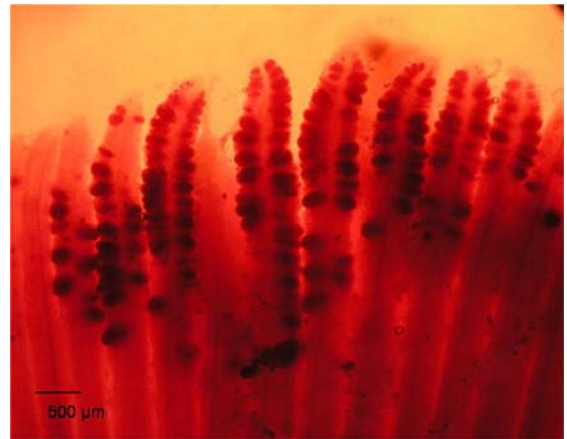


Figura 7.7. Quistes de *Myxobolus* sp. en los filamentos branquiales de barbo en río Arlanza (lupa binocular).

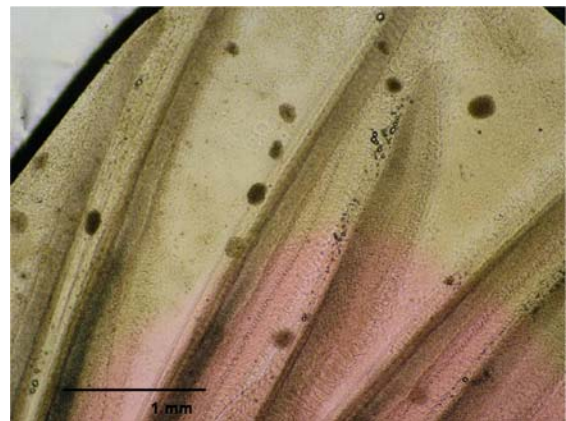
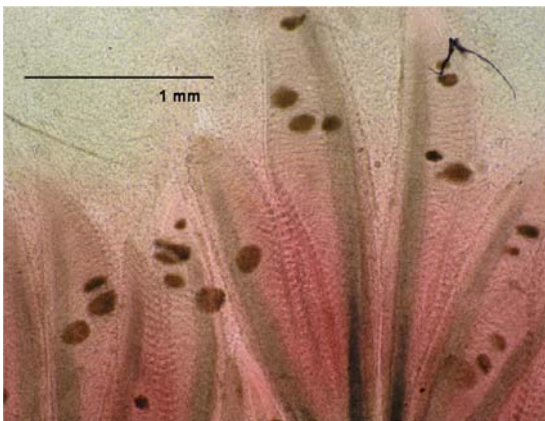


Figura 7.8. Quistes de *Myxobolus* sp. en los filamentos branquiales de bogas capturadas en los ríos Eresma y Arlanza (microscopía óptica).



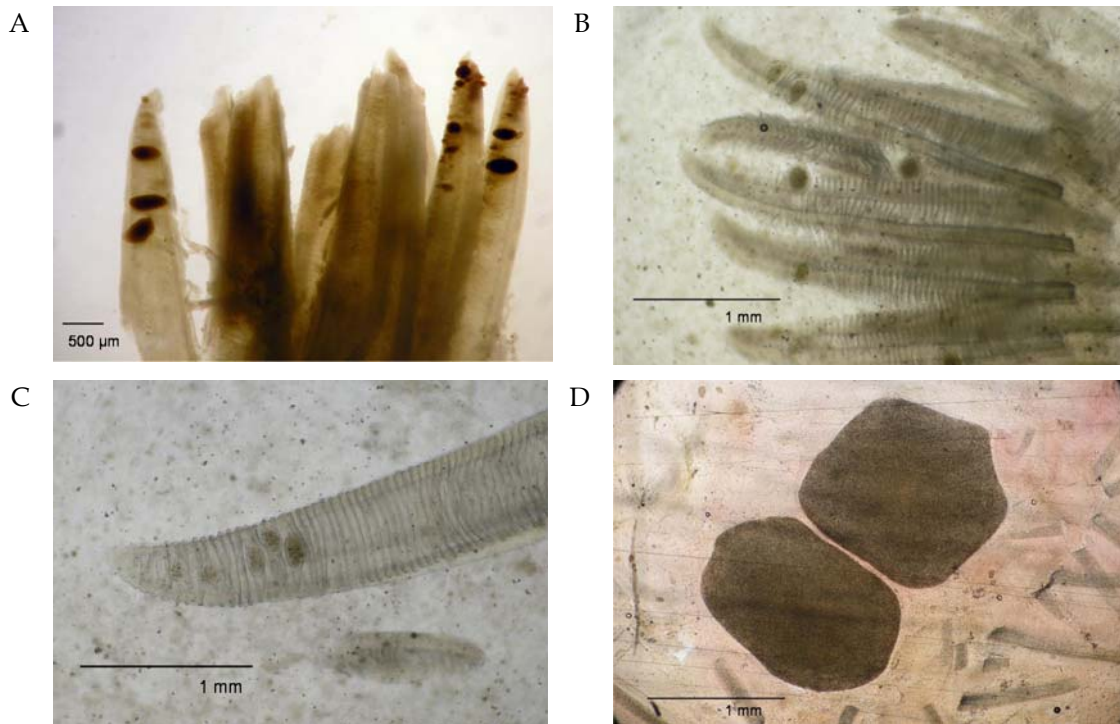


Figura 7.9. Quistes de *Myxobolus* sp. en filamentos branquiales de barbo (A) y boga (B, C y D) capturados en el río Arlanza (microscopía óptica).

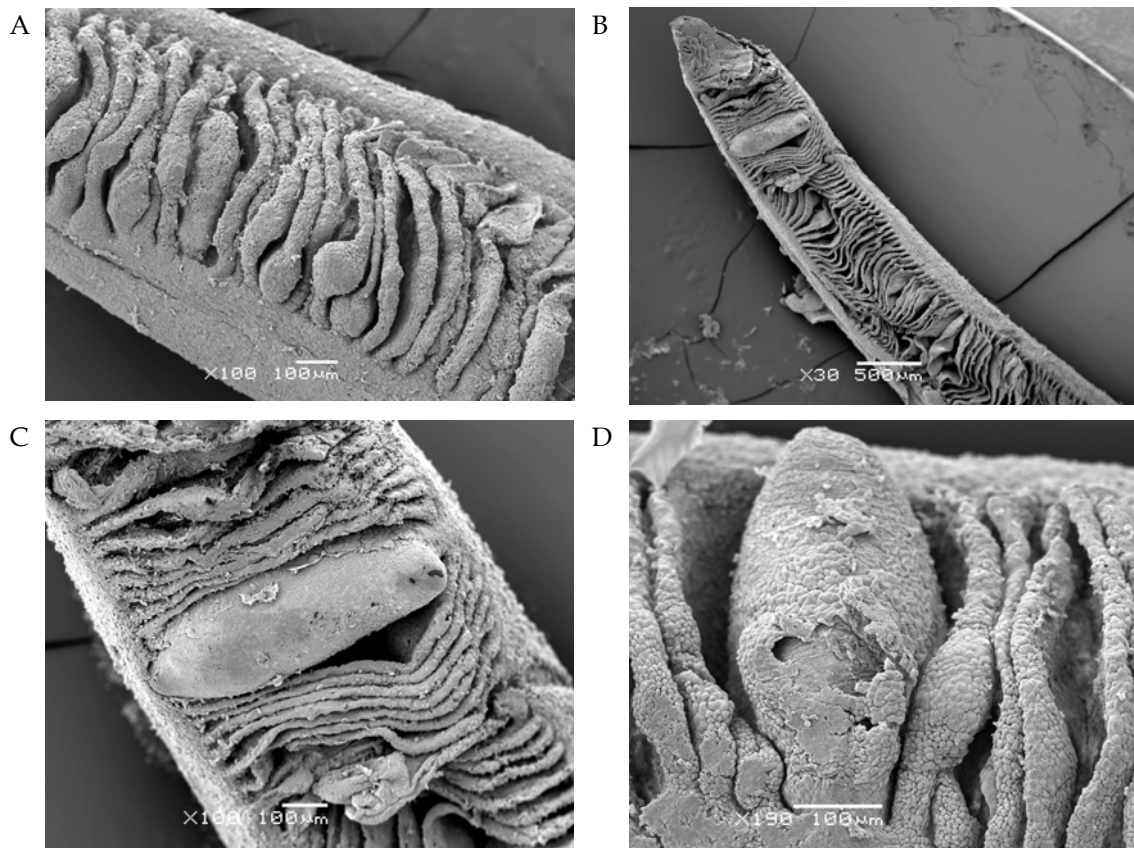


Figura 7.10. Laminillas branquiales de barbo capturado en el río Arlanza. A) Estado normal, sin infección; B) Con quiste de *Myxobolus* sp.; C y D) Detalle a mayor número de aumentos de quistes de *Myxobolus* sp. (microscopía electrónica de barrido).

En general, se consideran anaerobios facultativos, alimentándose por osmotrofia, con un transporte activo de nutrientes desde la interfase parásito-hospedador; aquellos que infectan miocitos y cartílago (como *M. cerebralis*) pueden realizar una digestión extracelular de los tejidos (Lom y Dyková, 1992).

Aunque no se dividen, pueden crecer hasta alcanzar un gran tamaño hasta que se rompen liberando las esporas (Figura 7.11). En infecciones severas, el gran número de quistes es el resultado de su proliferación extraesporogónica (Lom y Dyková, 1992).

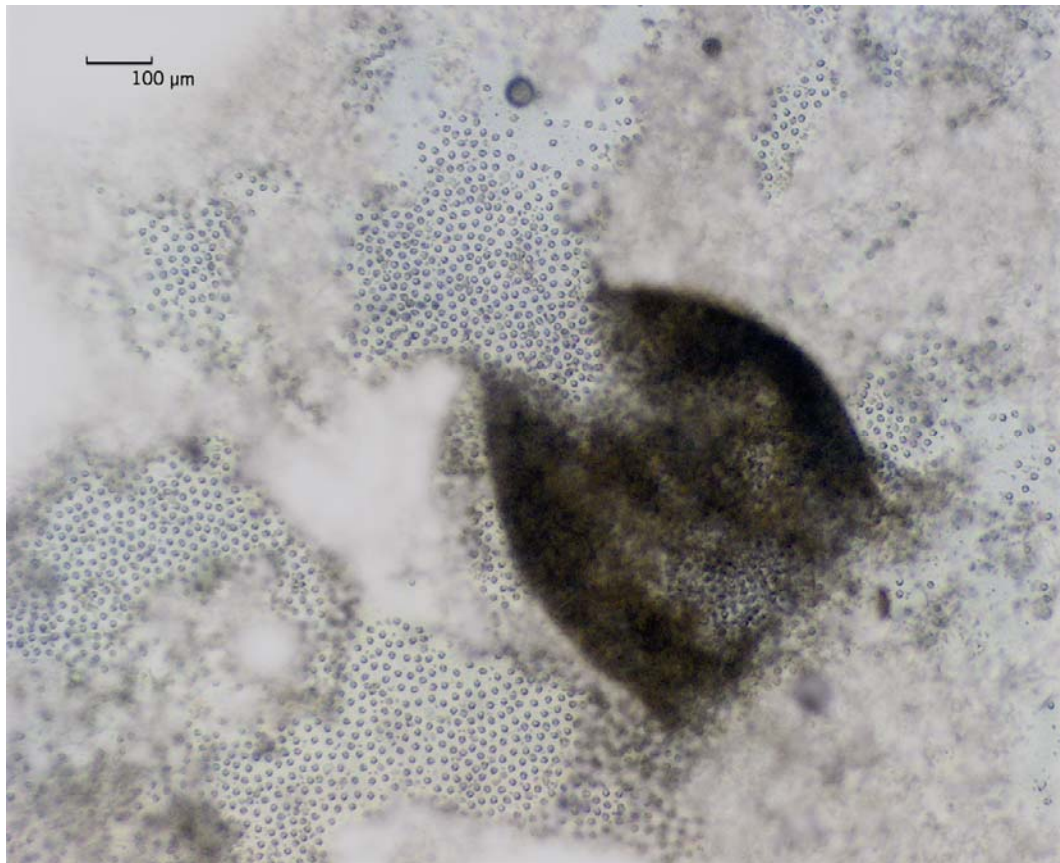


Figura 7.11. Quiste de *Myxobolus* sp. en branquia de boga capturada en río Arlanza liberando esporas (microscopía óptica).

A lo largo del periodo de estudio se observaron en los órganos infectados, un total de 76 quistes, con un tamaño medio de 0,266 x 0,180 mm; resulta llamativo el tamaño máximo obtenido, 1,860 mm (Tabla 7.3), aunque cuando los comparamos con los medidos por otros autores (según revisión de Eiras y cols., 2005), son quistes relativamente pequeños.

Tabla 7.3. Tamaño de los plasmodios de *Myxobolus* sp. encontrados en los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (mm)	76	0,266	0,434	0,068	1,860
Anchura máxima (mm)	76	0,180	0,313	0,054	1,570

De nuevo, nos basamos en el trabajo de Eiras y cols. (2005) (únicamente de los ciprínidos estudiados por estos autores) para comparar las medidas de los quistes de nuestro trabajo (Tabla 7.4). Los quistes de la especie que consideramos más

compatible con la de nuestro trabajo (*M. gallaicus*), tienen unas dimensiones de 2,4 x 0,5 mm (Eiras y cols., 2005).

Tabla 7.4. Tamaño de los plasmodios de *Myxobolus* sp. encontrados en los ciprínidos analizados por Eiras y cols. (2005)

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (mm)	140	1,491	3,057	0,014	30,000
Anchura máxima (mm)	89	0,800	2,207	0,010	20,000

## 7.2. Factores dependientes del hospedador

### 7.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

La mayoría de las especies descritas de myxosporidios están presentes en peces de agua dulce, salobre y salada; algunas se encuentran en elasmobranquios, raramente en lampreas y mixines, y sólo unas cuantas en reptiles, anfibios e invertebrados acuáticos; sin embargo, la verdadera extensión del rango de hospedadores es todavía desconocida para la mayoría de las especies, siendo algunas específicas de hospedador, mientras que otras son altamente polixenas (Lom y Dyková, 1995).

Tales extremos también se observan en su distribución geográfica y tolerancia a la salinidad, donde parece que muchas especies disfrutaban de una amplia distribución (Lom y Dyková, 1992).

Una posible explicación la podemos encontrar en su forma de penetración en el organismo del hospedador, y al hecho de que aquellos parásitos que penetran en sus hospedadores de forma pasiva tienden a ser menos específicos, y por lo tanto tienen un rango de hospedadores mucho mayor que aquellos que lo hacen de forma activa (Bykhovski, 1957).

Por otra parte, la transferencia de especies de unos lugares a otros del planeta, muchas veces asociada a la acuicultura, parece haber influido en su distribución. Así, por ejemplo, algunos de los myxosporidios de la carpa común (como *M. koi*) que originalmente estaban limitados a sólo una parte del área geográfica de sus hospedadores, fueron introducidos en Europa desde Asia oriental; esto también ha ocurrido en el caso de los parásitos de los peces ornamentales, distribuidos también por varios continentes (Lom y Dyková, 1992).

En peces ciprínidos hay numerosos artículos sobre myxosporidios asociados con cambios patológicos (Hoole y cols., 2001). Estas son algunas de las especies que les afectan, formando grandes trofozoitos plasmodiales (quistes) en sus branquias: *Myxobolus muelleri* Bütschli, 1882, *M. exiguus* Thélohan, 1895, *M. basilamellaris* (Lom y Molnar, 1983; Lom y Dyková, 1992), *M. dispar* (Ivasik, 1953), *M. koi* y *M. elipsoides*, otra especie destacable causante de graves deformidades espinales (Hoole y cols., 2001).

Como se puede observar en las Tablas 7.5 y 7.6 la boga (62,6%) y el bordallo (41,7%) han sido las especies estudiadas que han presentado una mayor prevalencia de infección por *Myxobolus* sp. frente al piscardado (6,2%) y el gobio (1,1%) cuya prevalencia ha sido sensiblemente menor. Debido a la dificultad a la hora de interpretar el grado de parasitación en los órganos internos, ya que en muchos casos se produce un desplazamiento y concentración desde los órganos infectados

inicialmente (Dyková, 1984; Lom y Dyková, 1995), analizaremos únicamente la influencia de la especie de pez sobre la presencia del parásito en las superficies externas, aunque también incluiremos los resultados correspondientes a la presencia del parásito en órganos internos (Tablas 7.7 y 7.8).

Tabla 7.5. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	32,37 (24,60-40,15)	<b>31,69</b> <b>(24,04-39,34)</b>	0,128 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	35,29 (19,23-51,36)	<b>34,29</b> <b>(18,56-50,01)</b>	0,355 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	-	62,64 (52,70-72,58)	<b>62,64</b> <b>(52,70-72,58)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	41,67 (13,77-69,56)	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	1,16 (0,00-2,75)	<b>1,15</b> <b>(0,00-2,73)</b>	0,879 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	5,63 (2,54-8,73)	14,29 (0,00-40,21)	<b>6,19</b> <b>(2,93-9,45)</b>	0,366 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>5,77</b> <b>(2,60-8,94)</b>	<b>26,70</b> <b>(22,64-30,75)</b>	<b>20,15</b> <b>(17,10-23,20)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,896 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.6. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	46,15 (19,05-73,25)	6,06 (0,00-14,20)	27,27 (15,50-39,04)	57,89 (42,20-73,59)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>31,69</b> <b>(24,04-39,34)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	50,00 (0,00-100,00)	12,50 (0,00-35,42)	50,00 (9,99-90,01)	38,89 (16,37-61,41)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>34,29</b> <b>(18,56-50,01)</b>	0,430 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	80,36 (69,95-90,76)	-	24,14 (8,56-39,71)	83,33 (53,51-100,00)	-	-	<b>62,64</b> <b>(52,70-72,58)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	60,00 (17,06-100,00)	0,00 (0,00-95,00)	33,33 (0,00-71,05)	-	-	-	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	0,381 <sup>RV</sup>
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	1,52 (0,00-3,60)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>1,15</b> <b>(0,00-2,73)</b>	0,892 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	14,29 (0,00-40,21)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	22,22 (11,13-33,31)	<b>6,19</b> <b>(2,93-9,45)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>58,33</b> <b>(48,47-68,20)</b>	<b>2,87</b> <b>(0,39-5,36)</b>	<b>25,23</b> <b>(17,00-33,46)</b>	<b>42,50</b> <b>(31,67-53,33)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,95)</b>	<b>21,43</b> <b>(10,68-32,18)</b>	<b>20,15</b> <b>(17,10-23,20)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	0,320 <sup>RV</sup>	0,098 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	nc	0,611 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.7. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	33,33 (0,00-86,68)	90,76 (85,55-95,96)	<b>89,34</b> <b>(83,87-94,82)</b>	0,018 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	100,00 (100,00-100,00)	35,48 (18,64-52,33)	<b>37,50</b> <b>(20,73-54,27)</b>	0,156 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	-	74,73 (65,80-83,65)	<b>74,73</b> <b>(65,80-83,65)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	41,67 (13,77-69,56)	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	10,38 (4,57-16,18)	<b>10,28</b> <b>(4,53-16,03)</b>	0,649 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-2,79)	22,22 (0,00-49,38)	<b>1,74</b> <b>(0,00-4,13)</b>	0,001 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>1,80</b> <b>(0,00-4,28)</b>	<b>55,56</b> <b>(50,49-60,63)</b>	<b>43,13</b> <b>(38,69-47,56)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.8. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	53,85 (26,75-80,95)	84,62 (65,00-100,0)	94,55 (88,54-100,0)	100,00 (100,0-100,0)	33,33 (0,00-86,68)	-	<b>89,34</b> <b>(83,87-94,82)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	20,00 (0,00-55,06)	33,33 (0,00-71,05)	44,44 (21,49-67,40)	-	100,00 (100,0-100,0)	<b>37,50</b> <b>(20,73-54,27)</b>	0,291 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	78,57 (67,82-89,32)	-	62,07 (44,41-79,73)	100,00 (100,0-100,0)	-	-	<b>74,73</b> <b>(65,80-83,65)</b>	0,045 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	40,00 (0,00-82,84)	0,00 (0,00-95,00)	50,00 (9,99-90,01)	-	-	-	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	0,535 <sup>RV</sup>
<b>Gobio</b>	7,69 (0,00-22,18)	12,31 (4,32-20,29)	20,00 (0,00-44,79)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>10,28</b> <b>(4,53-16,03)</b>	0,255 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	22,22 (0,00-49,38)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	0,00 (0,00-5,30)	<b>1,74</b> <b>(0,00-4,13)</b>	0,005 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>57,14</b> <b>(47,34-66,94)</b>	<b>23,81</b> <b>(14,70-32,92)</b>	<b>71,96</b> <b>(63,45-80,47)</b>	<b>71,96</b> <b>(61,86-81,94)</b>	<b>1,47</b> <b>(0,00-4,33)</b>	<b>2,33</b> <b>(0,00-6,89)</b>	<b>43,13</b> <b>(38,69-47,56)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	0,111 <sup>RV</sup>	0,009 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

A nivel global, y en algunos puntos concretos (tramos medios, *Arl* y *Uc-M*), la boga es la especie con una mayor prevalencia de parasitación. De hecho, el riesgo en la presentación de este parásito se multiplica entre 8 y 13 veces dependiendo del punto de muestreo considerado (Tabla 7.9). Algunas de las peculiaridades que presenta esta especie pueden explicar nuestros resultados. En primer lugar, su alimentación tiene un carácter netamente bentónico, lo cual implica que de forma pasiva ingiere los invertebrados (p.e: gusanos oligoquetos) presentes en el sustrato de fondo que son portadores de las actinosporas de los myxosporidios (Wolf y Markiw, 1984; El-Matbouli y Hoffman, 1989), de manera que la forma de alimentación del pez va a

determinar su infección (Lom y Dyková, 1992). Este hecho, la inclusión del sistema de hospedadores intermedios dentro del ciclo vital de los parásitos, va a permitirles la mayor diseminación posible (Dogiel, 1941; Ginetsinskaya, 1961; Kulakovskaya, 1962). En segundo lugar, el carácter gregario de esta especie ibérica y por lo tanto su hacinamiento en determinados momentos aumenta las probabilidades de transmisión directa del parásito (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

Tabla 7.9. Papel de la especie de pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Myxobolus sp.* (piel y/o branquias) en distintas localizaciones

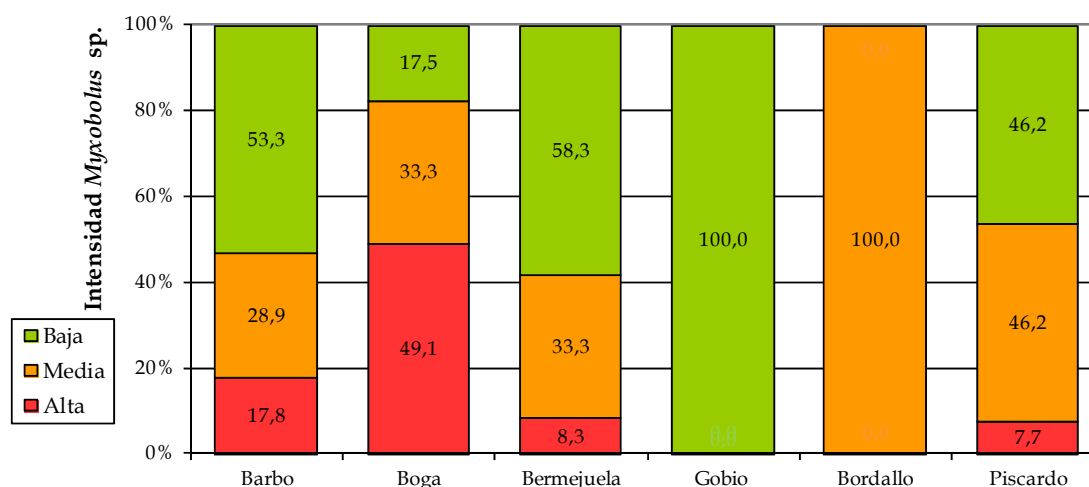
Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Boga	Resto especies	<0,001	13,300 (8,179-21,640)
	62,64 (52,70-72,58)	11,19 (8,84-13,55)		
Río	Boga	Resto especies	<0,001	10,820 (6,643-17,630)
	62,64 (52,70-72,58)	13,41 (10,63-16,20)		
Tramo medio	Boga	Resto especies	<0,001	7,763 (4,698-12,830)
	62,64 (52,70-72,58)	17,76 (13,84-21,67)		
Arl	Boga	Resto especies	0,003	10,790 (4,141-28,090)
	80,36 (69,95-90,76)	27,50 (13,66-41,34)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

La intensidad de infección, que llegó a ser alta en un 49,1% de las bogas en los tramos medios (Figuras 7.12 y 7.13), con un máximo de 57,1% en el punto de muestreo *Er* (Tabla A7.1), puede afectar significativamente a la extensión del daño a los tejidos y órganos del pez hospedador (Lom y Dyková, 1992).

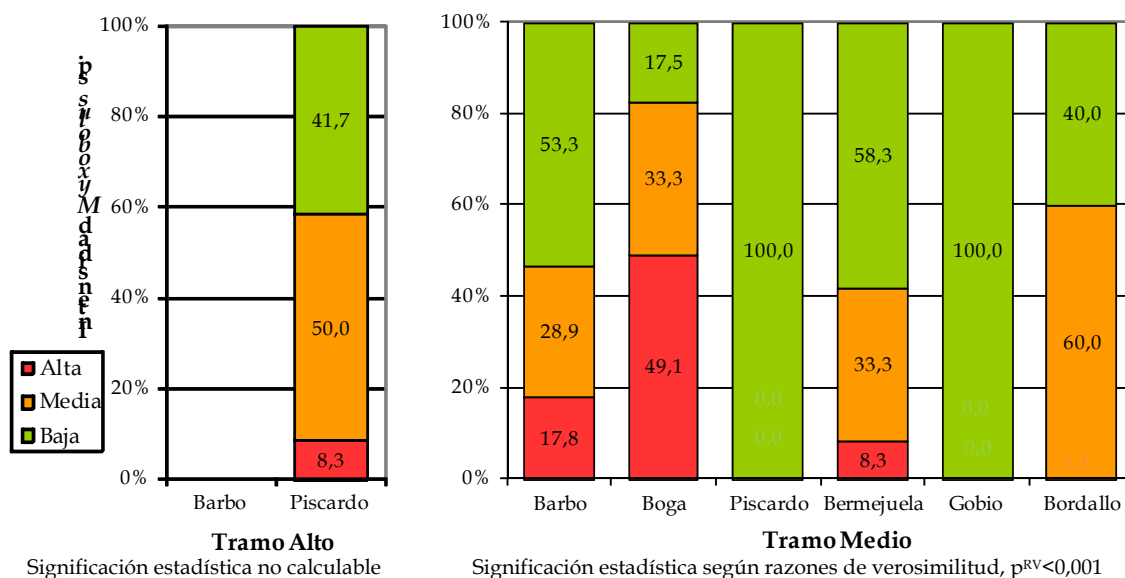
Por los mismos motivos expuestos anteriormente para el caso de una mayor prevalencia, la boga es la especie cuya intensidad de parasitación por *Myxobolus sp.* ha sido mayor que en el resto (Figuras 7.12 y 7.13), exceptuando el barbo en el punto de muestreo *Uc-M* (alta intensidad de parasitación en un 22,7% de los casos), cuya explicación la hallamos en el comportamiento de ambas especies, de carácter gregario y bentónico, lo que podría haber favorecido la parasitación por *Myxobolus sp.*

Figura 7.12. Intensidad de parasitación por *Myxobolus sp.* en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud, p<sup>RV</sup><0,001

Figura 7.13. Intensidad de parasitación por *Myxobolus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



Debido a lo expuesto anteriormente, y a partir del análisis de nuestros datos, se pone de manifiesto que la boga presentan un riesgo superior y sus probabilidades de parasitación por *Myxobolus* sp. aumentan de 7,7 a 13,3 veces (dependiendo de la ubicación considerada) respecto al resto de las especies analizadas (Tabla 7.9).

## 7.2.2. Localización en el hospedador

Algunas especies del Género *Myxobolus* parecen ser específicas de ciertos órganos, mientras que otras tienden a infectar indiscriminadamente varios tejidos, por lo que se puede afirmar que, al menos potencialmente, muchas especies pueden afectar cualquier órgano del cuerpo de los peces (Lom y Dyková, 1992); en el caso de ciprínidos, se ha descrito en la piel, branquias, aletas y órganos internos (Hoole y cols., 2001).

Dentro de nuestro grupo muestral, su presencia ha sido mayoritaria en los órganos internos, con un 43,67% de los ciprínidos analizados infectados en hígado y riñón; y en menor medida en las superficies externas (piel y branquias), infectadas en un 16,73% de los casos (Tabla 7.10).

Tabla 7.10. Localización de *Myxobolus* sp. en sus peces hospedadores

Especie	Órganos externos		Órganos internos		Ambos		Total n
	n	%	n	%	n	%	
Barbo	8	7,02	56	49,12	50	43,86	114
Bermejuela	5	27,78	11	61,11	2	11,11	18
Boga	9	12,50	19	26,39	44	61,11	72
Bordallo	4	50,00	3	37,50	1	12,50	8
Gobio	2	14,29	12	85,71	0	0,00	14
Piscardo	12	80,00	3	20,00	0	0,00	15
Tenca	1	25,00	3	75,00	0	75,00	4
<b>Total</b>	<b>41</b>	<b>16,73</b>	<b>107</b>	<b>43,67</b>	<b>97</b>	<b>43,67</b>	<b>245</b>

En el trabajo de Eiras y cols. (2005), del total de 283 ciprínidos considerados, 122 (43,11%) estaban parasitados en las superficies externas (piel y/o branquias); 104 (36,75%) en los órganos internos (hígado, riñón, bazo, etc.); y 57 (20,14%) en ambos lugares.

### **7.2.3. Efectos sobre el hospedador**

---

Las infecciones por myxosporidios causan toda clase de cambios regresivos (distrofia, atrofia, deposición de sales de calcio, necrosis), progresivos (hipertrofia, hiperplasia), e incluso circulatorios (hiperemia, edema y hemorragias) (Lom y Dyková, 1992).

En infecciones branquiales, los grandes plasmodios (quistes) (Figuras 7.6 a 7.10) pueden reducir la capacidad respiratoria de los peces, pudiendo causar mortalidades (Lom y Dyková, 1995); los producidos por *Myxobolus* sp. pueden causar necrosis y destrucción de los tejidos branquiales (Dogiel y cols., 1961), habiéndose observado también la formación de tumores relativamente grandes (1-2 mm) (Shulman, 1961). Los quistes de *M. cyprini* producen heridas en las branquias (Schäperclaus, 1954), mientras que los de *M. dispar* en las carpas dan como resultado la destrucción y necrosis de sectores completos de las branquias (Bauer, 1961). La ruptura de dichos quistes puede dañar a los tejidos branquiales, causando hemorragias severas, y resultando en la muerte de los peces, bien por asfixia, bien por pérdida de sangre (Shulman, 1961).

En el caso del riñón, los daños derivan del desarrollo de los plasmodios en el intersticio del mismo; además, las esporas maduras liberadas desde los plasmodios en otras partes del cuerpo se concentran finalmente en el intersticio, y terminan en melanomacrófagos, siendo encapsulados por fibroblastos, donde son gradualmente destruidos (Dyková, 1984). Así que las esporas de muchas especies han sido a menudo confundidas con una infección renal (Lom y Dyková, 1995).

Cuando un gran número de quistes de *M. cyprini* se concentran en varios órganos internos (hígado, riñones, bazo, etc.), pueden causar anemia perniciosa (anemia e hidropesía abdominal severa), que puede desencadenar la muerte del pez (Ivasik, 1953); además, la obstrucción de los vasos sanguíneos y de los túbulos renales puede dar lugar a hidropesía abdominal, exoftalmia y erizamiento de las escamas (Layman, 1949), con una bajada en el recuento eritrocitario y en el contenido de hemoglobina (Bauer, 1961).

Los quistes de *M. pfeifferi*, que se desarrollan dentro de las fibras musculares, son los responsables de la Forunculosis del barbo (*boil disease*), observándose en infecciones severas el ablandamiento del tejido muscular, que adquiere consistencia gelatinosa, causando finalmente su muerte (Shulman, 1961).

Bykhovski y Bykhovskaya (1940) (citados por Shulman, 1961) describieron la parasitación del corazón de las carpas por *M. dogieli*; aunque otros ciprínidos (*Carassius carassius*, *Abramis brama*) también pueden resultar afectados (Shulman, 1961).

### **7.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Los myxosporidios causan infecciones severas, lesiones, enfermedad y mortalidad tanto en peces cultivados como salvajes (Lom y Dyková, 1995). En estos últimos, en el pasado se han registrado epizootias severas, producidas por *M. pfeifferi* o *M. exiguus*; en Eurasia, las poblaciones de carpa común han sido afectadas seriamente por *M. encephalicus* y *M. dujardini* (Lom y Dyková, 1992).



Respecto a las especies cultivadas, son bien conocidos los casos de *M. cerebralis* en salmónidos, o *M. buri* en ciprínidos de Japón (Lom y Dyková, 1992).

Las diferentes especies de myxosporidios tienen, si bien en distinto grado (dependiendo de diversos factores), un impacto en las poblaciones salvajes y cultivadas de peces (Lom y Dyková, 1992), causando daños económicos.

Algunas especies, como *M. pfeifferi*, cuando parasitan de forma severa la musculatura de los peces, cambian su textura e incluso el sabor, haciéndolo inapropiado para su consumo (Shulman, 1961). Otros géneros de myxosporidios (multivalvúlicos como *Kudoa*, *Hexacapsula*, *Unicapsula* y *Pentacapsula*) invaden el músculo de peces de alta mar (arenques, atún, caballa, lenguado, halibut, pez espada, etc.) y hacen que pierdan el valor comercial (Lom y Dyková, 1992).

## 7.2.5. Factores de riesgo intrínsecos

Nuestros resultados ponen de manifiesto el desarrollo significativo de *Myxobolus* sp. sobre las superficies externas y los órganos internos de los machos de los ciprínidos analizados (Tabla 7.11 y 7.12) frente a las hembras, y el hecho de que éstos constituyan un grupo de riesgo en el cual se triplica las probabilidades de estar infectados (Tabla 7.15); una hipótesis que podría explicar dichos resultados radica en las particularidades de las poblaciones de ciprínidos ibéricos, en las cuales los machos suelen ser predominantes en número (Granado-Lorenzo, 2002) y alcanzan la madurez sexual más temprano que las hembras (Velasco y cols., 2005). En el caso de que hubiera cierta segregación espacial entre los sexos, podríamos hablar de una mayor densidad en el caso de los machos, factor que favorece la transmisión de parásitos externos (Dogiel y cols., 1961; Bykhovski, 1957; Cone, 1995), circunstancia por otra parte favorecida por el estrés reproductivo de los peces (Ginetsinskaya, 1961; Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Dickerson y Dawe, 1995;).

Tabla 7.11. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	34,25 (23,36-45,13)	28,81 (17,26-40,37)	31,82 (23,87-39,76)	0,505 <sup>x2</sup>
Bermejuela	42,86 (6,20-79,52)	38,89 (16,37-61,41)	40,00 (20,80-50,20)	0,856 <sup>RV</sup>
Boga	67,80 (55,87-79,72)	57,14 (38,81-75,47)	64,37 (54,30-74,43)	0,332 <sup>x2</sup>
Bordallo	57,14 (20,48-93,80)	33,33 (0,00-86,68)	50,00 (19,01-80,99)	0,487 <sup>RV</sup>
Gobio	1,75 (0,00-5,16)	1,69 (0,00-4,99)	1,72 (0,00-4,09)	0,980 <sup>RV</sup>
Piscardo	24,14 (8,56-39,71)	2,07 (0,00-4,39)	5,75 (2,29-9,21)	<0,001 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>29,85</b> <b>(24,37-35,33)</b>	<b>12,30</b> <b>(8,93-15,66)</b>	<b>19,72</b> <b>(16,62-22,81)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.12. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

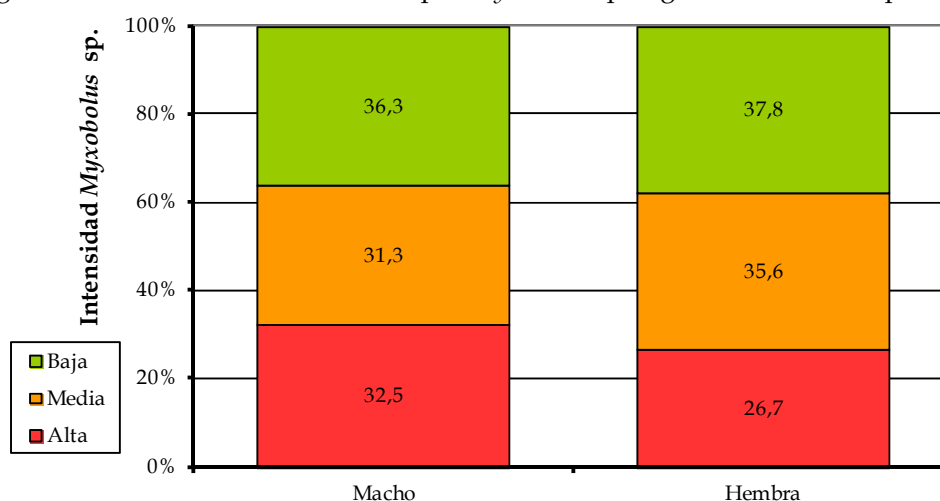
Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	87,10 (78,75-95,44)	94,55 (88,54-100,00)	90,60 (85,31-95,89)	0,168 <sup>x2</sup>
Bermejuela	57,14 (20,48-93,80)	33,33 (11,56-55,11)	40,00 (20,80-59,20)	0,278 <sup>RV</sup>
Boga	77,97 (67,39-88,54)	75,44 (58,96-91,04)	77,01 (68,17-85,85)	0,759 <sup>x2</sup>
Bordallo	42,86 (6,20-79,52)	0,00 (0,00-63,16)	30,00 (1,60-58,40)	0,103 <sup>RV</sup>
Gobio	5,13 (0,00-12,05)	11,76 (0,93-22,59)	8,22 (1,92-14,52)	0,301 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-12,73)	2,63 (0,00-6,23)	2,04 (0,00-4,84)	0,310 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-7,98)	5,56 (0,00-11,67)	3,33 (0,00-7,04)	0,077 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>46,98</b> <b>(40,56-53,41)</b>	<b>32,84</b> <b>(27,21-38,46)</b>	<b>39,40</b> <b>(35,12-43,68)</b>	<b>0,001<sup>x2</sup></b>
<b>p</b>	<b>&lt;0,001<sup>RV</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Estas circunstancias, de hecho, se han constatado para las poblaciones de piscardos ibéricos en la época reproductiva (Doadrio, 2002; Martín Jiménez, 2006), lo cual parece estar influyendo en la diferencia significativa entre las prevalencias de parasitación en las branquias de los machos (24,14%) y las hembras (2,07%) en esta especie (Tabla 7.11).

Igualmente, se ha observado una intensidad de parasitación ligeramente mayor en el caso de los machos (alta en el 32,5% de los casos) frente a las hembras (alta en el 26,7%), aunque estas diferencias no son significativas (Figura 7.14).

Figura 7.14. Intensidad de infestación por *Myxobolus* sp. según el sexo del hospedador



Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado,  $p^{x2} = 0,777$

Durante la época de freza, tanto las bogas (95,4%) como los piscardos (11,4%) presentaban una mayor prevalencia de parasitación por *Myxobolus* sp. en branquias (Tabla 7.13), siendo éste un factor que puede multiplicar el riesgo de infección en las

bogas en casi 20 veces (Tabla 7.15). La discusión de los resultados correspondientes a la estacionalidad (apartado 7.3.1), haciendo referencia a la concentración de miles de ejemplares de esta especie en los lugares de freza (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984), así como la constatación de que algunos fenómenos asociados a al ciclo reproductor, como la freza, podrían inducir algunas fases de los parásitos, como la esporogénesis en *Myxobolus salvelini* (Lom y Dyková, 1992), apoyan nuestros datos.

Tabla 7.13. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies analizadas

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-22,09)	34,62 (26,44-42,79)	<b>31,69</b> <b>(24,04-39,34)</b>	0,014 <sup>x2</sup>
Bermejuela	75,00 (32,56-100,00)	29,03 (13,05-45,01)	<b>34,29</b> <b>(18,56-50,01)</b>	0,076 <sup>RV</sup>
Boga	95,45 (86,75-100,00)	52,17 (40,39-63,96)	<b>62,64</b> <b>(52,70-72,58)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Bordallo	50,00 (0,00-100,00)	40,00 (9,64-70,36)	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	0,795 <sup>RV</sup>
Gobio	3,03 (0,00-8,88)	0,71 (0,00-2,09)	<b>1,15</b> <b>(0,00-2,73)</b>	0,320 <sup>RV</sup>
Piscardo	11,39 (4,39-18,40)	3,05 (0,11-6,00)	<b>6,19</b> <b>(2,93-9,45)</b>	0,015 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>21,60</b> <b>(15,27-27,94)</b>	<b>16,05</b> <b>(13,15-18,94)</b>	<b>17,20</b> <b>(14,55-19,85)</b>	0,095 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

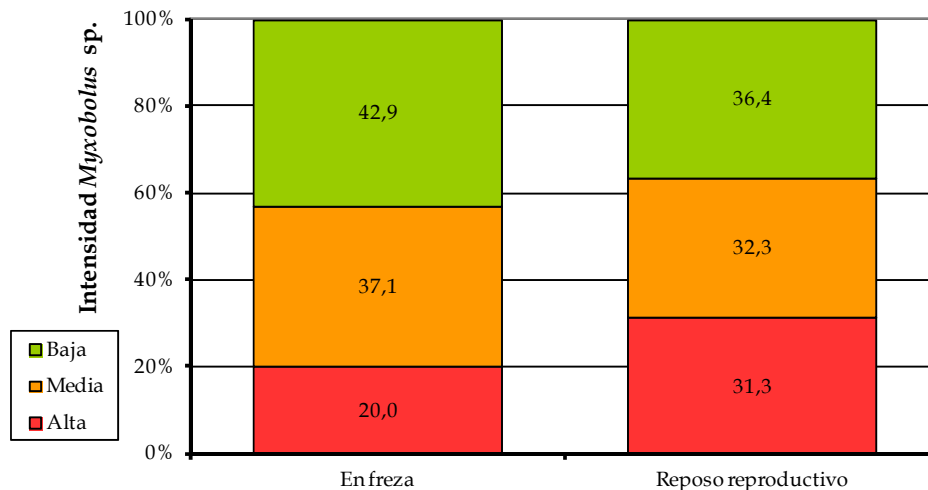
Tabla 7.14. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies estudiadas

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	75,00 (50,50-99,50)	90,91 (85,54-96,28)	<b>89,34</b> <b>(83,87-94,82)</b>	0,090 <sup>x2</sup>
Bermejuela	25,00 (0,00-67,44)	39,29 (21,20-57,38)	<b>37,50</b> <b>(20,73-54,27)</b>	0,571 <sup>RV</sup>
Boga	86,36 (72,02-100,00)	71,01 (60,31-81,72)	<b>74,73</b> <b>(65,80-83,65)</b>	0,149 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	50,00 (19,01-80,99)	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	0,118 <sup>RV</sup>
Gobio	17,67 (0,00-46,47)	9,90 (4,08-15,73)	<b>10,28</b> <b>(4,53-16,03)</b>	0,596 <sup>x2</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-9,81)	2,33 (0,00-5,51)	<b>1,74</b> <b>(0,00-4,13)</b>	0,279 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	2,88 (0,00-6,10)	<b>2,63</b> <b>(0,00-5,57)</b>	0,455 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>35,29</b> <b>(25,13-45,45)</b>	<b>35,36</b> <b>(31,21-39,52)</b>	<b>35,35</b> <b>(31,51-39,20)</b>	0,990 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

En el apartado 7.3.1 también se muestra y se discute la mayor prevalencia de *Myxobolus* sp. en los barbos en las estaciones en las cuales éstos se encuentran en reposo reproductivo (Tabla 7.13), es decir, en verano y otoño; es en estas épocas en las cuales, una vez más, al igual que ocurría con el punto de muestreo *Uc-M*, se registran las mayores intensidades de parasitación en las bogas (alta en un 58,3% de los casos frente a un 33,3% en época de freza) (Figura 7.15 y Tabla A7.2).

Figura 7.15. Intensidad de infestación por *Myxobolus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado,  $p^{\chi^2} = 0,442$

La longitud, el peso y el índice de condición son los otros tres parámetros dependientes del hospedador que actúan como factor de riesgo y/o de protección en la presentación de *Myxobolus* sp. en las branquias de los peces analizados (Tabla 7.15). Si consideramos el conjunto de los ciprínidos, estos tres parámetros se comportan como factores de riesgo dentro de cierto intervalo, dentro del cual se multiplican las probabilidades de parasitación aproximadamente en 8 veces. Como ya hemos indicado, en ocasiones la parasitofauna presente en un determinado hospedador puede variar en relación a la edad, a medida que se producen cambios en el amaño y comportamiento (Chubb, 1977). Teniendo en cuenta el hecho de que, en las primeras etapas de su vida, los peces son infectados principalmente por parásitos de ciclo directo (protozoos ciliados y monogenéticos) (Dogiel, 1936; Layman, 1946; Bauer, 1955), el valor inferior de ese intervalo nos indica el momento en el cual estos parásitos de ciclo indirecto empiezan a desarrollarse de forma eficaz sobre las branquias que ya han alcanzado un cierto tamaño; a medida que los peces crecen, algunos grupos de parásitos se hacen más abundantes (Gurbunova, 1936), como parece ocurrir en este caso. Así que estos hospedadores de menor edad van a ser los más susceptibles de ser infectados y desarrollar la enfermedad, como se ha constatado en *hatcheries* donde se han observado frecuentes brotes causados *Myxobolus* sp. (Lom y Dyková, 1992).

Además, según el pez va creciendo en tamaño, su superficie disponible para el contacto hospedador-parásito se va haciendo mayor, lo que aumenta la posibilidad de ser parasitado (Buchmann y Bresciani, 1997).

Aunque, según algunos autores (Pauley, 1974; McArthur y Sengupta, 1982; Bartholomew y cols., 1989; Lom y Dyková, 1992), las esporas de myxosporidios no muestran antigenicidad hacia el hospedador; sin embargo podría existir un bajo nivel de respuesta humoral (Griffin y Davis, 1978), e incluso se ha observado cómo las fases

de desarrollo de *M. artus* estimulan la formación de anticuerpos en la carpa (Futura y cols., 1993). Además, existen otros mecanismos de control de la infección (respuesta inmune celular) que podrían desarrollarse a medida que los peces crecen: los plasmodios histozoicos de *Myxobolus* sp. son encapsulados en quistes, que finalmente son reemplazados por el tejido de granulación del hospedador (inflamación granulomatosa) (Lom y Dyková, 1992); finalmente, estos plasmodios se melanizan y los macrófagos fagocitan las esporas, transportándolas hacia los centros melanomacrofágicos (riñón, hígado o bazo) para su destrucción (Dyková, 1984; Lom y Dyková, 1992). Consideramos que, mediante dichos mecanismos inmunes, una parte de la población de ciprínidos por encima de cierto tamaño (edad), o bien estarían libres del parásito o bien estarían infectados de forma crónica, comportándose como portadores asintomáticos.

En el caso de los barbos, los resultados podrían mostrar que desde su nacimiento son sensibles a la parasitación, pero que al alcanzar un cierto tamaño (edad) sus mecanismos de control de la infección estarían actuando en el mismo sentido; es decir, que una parte de los barbos superiores a cierta edad estarían libres del parásito o serían portadores asintomáticos. Por lo tanto, el tamaño (edad) sería un factor de protección en esta especie. Además, aquellos barbos con un mayor índice de condición presentan menor probabilidad de estar parasitados, por lo que su mayor condición somática estaría actuando como factor de protección, disminuyendo estas probabilidades en casi 30 veces (Tabla 7.15).

Tabla 7.15. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Myxobolus* sp. (piel y/o branquias) en distintas subpoblaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Longitud > 12 y <29 cm	Longitud ≤ 12 y ≥29 cm	<0,001 <sup>x2</sup>	8,804 (5,78-13,410)
	39,59 (33,47-45,72)	6,93 (4,77-9,08)		
Barbos	Longitud ≤ 31,5 cm	Longitud > 31,5 cm	<0,001 <sup>x2</sup>	21,660 (2,854-164,400)
	40,36 (32,47-51,34)	3,03 (0,00-7,93)		
Total	Peso > 23 g y < 198 g	Peso ≤ 23 g y ≥ 198 g	<0,001 <sup>x2</sup>	8,124 (5,353-12,330)
	38,55 (32,51-44,60)	7,17 (4,97-9,37)		
Barbos	Peso ≤ 200 g	Peso > 200 g	<0,001 <sup>x2</sup>	13,160 (3,819-45,350)
	45,65 (35,47-55,83)	6,00 (0,00-12,58)		
Total	IC > 193 y < 900	IC ≤ 193 y ≥ 900	<0,001 <sup>x2</sup>	8,156 (5,308-12,530)
	36,46 (30,79-42,13)	6,57 (4,41-8,74)		
Barbos	IC ≤ 900	IC > 900	<0,001 <sup>x2</sup>	29,590* (3,912-223,800)
	43,14 (33,53-52,75)	2,50 (0,00-7,34)		
Piscardos	IC > 114	IC ≤ 114	0,036 <sup>RV</sup>	3,660 (1,089-12,300)
	10,71 (4,10-17,33)	3,17 (0,11-6,24)		
Total	Macho	Hembra	<0,001 <sup>x2</sup>	3,035 (2,020-4,561)
	29,85 (26,54-35,33)	12,30 (8,93-15,66)		
Bogas	En freza	Reposo reproductivo	<0,001 <sup>x2</sup>	19,250 (2,451-151,200)
	95,45 (86,75-100,00)	52,17 (40,39-63,96)		

\* Datos nulos, cálculos aproximados. <sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

También podríamos pensar que aquellos barbos que son parasitados sufren un descenso en su índice de condición; en este sentido, la literatura tiene muchos casos

registrados en los cuales la pobre condición somática de los peces ha favorecido la reproducción masiva de parásitos (Shcherbina e Ilin, 1950; Isakova-Keo, 1952; Dogiel y cols., 1961). En la Tabla 7.16 se muestran los valores de condición somática para los ejemplares en los cuales *Myxobolus* sp. está presente o ausente. En consonancia con lo anteriormente expuesto, son los barbos infectados por este parásito los que presentan, significativamente, una menor condición (y viceversa).

El fenómeno contrario lo encontramos entre los piscardos, entre los cuales una mayor condición somática parece representar un factor de riesgo (Tabla 7.15). Es probable que en esta especie los ejemplares de mayor vigor sean más activos y su exposición al parásito sea mayor que en los individuos más débiles.

Tabla 7.16. Índice de condición de los barbos infectados y no infectados por *Myxobolus* sp.

Especie	Localización	IC en infectados	IC en no infectados	p <sup>MW</sup>
Barbos	Superficies externas	467,550 ± 405,834	1128,272 ± 938,619	<0,001
	Órganos internos	892,710 ± 880,401	1190,556 ± 1076,285	0,970

<sup>MW</sup>: Significación estadística según prueba de Mann-Whitman.

## 7.3. Factores dependientes del medio

### 7.3.1. Estacionalidad

Mientras que algunos myxosporidios parecen desarrollarse en el hospedador independientemente de la estación del año, otros exhiben una fluctuación estacional (Lom y Dyková, 1992), como *M. pfeifferi*, cuyas epizootias ocurren en las estaciones cálidas (Shulman, 1961). Como ocurre en los casos anteriores, en algunas ocasiones, cuando existen variaciones estacionales en las prevalencias e intensidades de parasitación de los peces de agua dulce, éstas pueden ser explicadas por el carácter estacional del ciclo vital de los propios parásitos (Dogiel y cols., 1961; Dogiel, 1964; Chubb, 1977), normalmente ajustados a los cambios de comportamiento en los peces hospedadores a lo largo de las estaciones (Lobón-Cerviá y Torres, 1983; Granado-Lorenzo, 2002; Miñano y cols., 2003; Encina y cols., 2006).

En las Tablas 7.17 a 7.20 se muestran las prevalencias estacionales de la parasitación por *Myxobolus* spp. en distintas ubicaciones.

Tabla 7.17. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	21,05 (15,26-26,85)	0,00 (0,00-25,89)	20,00 (14,46-25,54)	0,032 <sup>RV</sup>
	Verano	19,15 (14,12-24,18)	0,00 (0,00-5,30)	
Otoño	20,42 (15,32-25,52)	0,00 (0,00-5,93)	16,96 (12,63-21,28)	0,001 <sup>X2</sup>
	Total	20,15 (17,10-23,20)	0,00 (0,00-2,59)	
p	0,881 <sup>X2</sup>	nc	0,430 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.18. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	9,21 (2,71-15,71)	28,95 (20,62-37,27)	21,05 (15,26-26,85)	0,001 <sup>x2</sup>
Verano	7,14 (0,00-14,93)	21,76 (15,94-27,58)	19,15 (14,12-24,18)	0,029 <sup>x2</sup>
Otoño	2,22 (0,00-5,27)	31,33 (23,91-38,76)	20,42 (15,32-25,52)	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>5,77</b> <b>(2,60-8,94)</b>	<b>26,70</b> <b>(22,64-30,75)</b>	<b>20,15</b> <b>(17,10-23,20)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
p	0,120 <sup>RV</sup>	0,114 <sup>x2</sup>	0,881 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.19. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	46,54 (36,81-56,26)	0,00 (0,00-25,89)	42,34 (33,15-51,53)	0,001 <sup>RV</sup>
Verano	43,00 (36,25-49,74)	5,45 (0,00-11,46)	35,11 (29,33-40,89)	<0,001 <sup>x2</sup>
Otoño	41,28 (33,92-48,64)	0,00 (0,00-5,93)	32,13 (25,97-38,28)	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>43,13</b> <b>(38,69-47,56)</b>	<b>2,63</b> <b>(0,00-5,57)</b>	<b>35,35</b> <b>(31,51-39,20)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
p	0,698 <sup>x2</sup>	0,108 <sup>RV</sup>	0,184 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 7.20. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	5,88 (0,00-17,07)	54,76 (44,12-65,41)	46,54 (36,81-56,26)	<0,001 <sup>x2</sup>
Verano	2,38 (0,00-6,99)	53,33 (45,72-60,95)	43,00 (36,25-49,74)	<0,001 <sup>x2</sup>
Otoño	0,00 (0,00-5,60)	59,17 (50,37-67,96)	41,28 (33,92-48,64)	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>1,80</b> <b>(0,00-4,28)</b>	<b>55,56</b> <b>(50,49-60,63)</b>	<b>43,13</b> <b>(38,69-47,56)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
P	0,226 <sup>RV</sup>	0,611 <sup>x2</sup>	0,698 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

En uno de los puntos muestreados (*Uc-A*), perteneciente al tramo alto del río Ucero, existen diferencias significativas en las prevalencias de parasitación por *Myxobolus* sp. en las branquias del conjunto de los ciprínidos analizados, alcanzando en primavera los valores más elevados (50,0%) frente al verano (17,65%) y el otoño (8,0%),

respectivamente (Tabla A7.3). Durante esta época, el mayor hacinamiento de los peces para la reproducción favorece la transmisión directa de los parásitos (Cone, 1995; Bykhovski, 1957) entre ejemplares más susceptibles a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961; Wurtsbaugh y Tapia, 1988) debido al estrés reproductivo (Dickerson y Dawe, 1995). Según autores como Lom y Dyková (1995), esta transmisión directa podría alternar con el fenómeno de transmisión indirecto a partir de hospedadores secundarios infectados por actinosporas (agentes infectivos) (Wolf y Markiw, 1984; El Matbouli y Hoffman, 1989, 1990; Kent y cols., 1993), y en este caso la mayor actividad alimentaria de los peces (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y Rincón, 1994) estaría favoreciendo la infección por esta vía.

Esto también ocurre en el conjunto de las bogas analizadas, cuya prevalencia de parasitación por *Myxobolus* sp. en superficies externas es de un 88,0% en primavera (frente a un 53,03% en el resto de estaciones) (Tabla 7.22), y entre las cuales esta estación eleva el riesgo en 6,5 veces (Tabla 7.21). A partir de lo comentado en el apartado anterior, no es extraño que esta especie, de hábitos bentónicos y que en primavera reúne a miles de ejemplares en sus lugares de freza (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984), se presente como la principalmente afectada por *Myxobolus* sp. en esta estación del año.

Tabla 7.21. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *Myxobolus* sp. (piel y/o branquias) en las distintas especies piscícolas analizadas

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Bogas	Primavera	Resto estaciones	0,003	6,495 (1,771-23,820)
	88,00 (75,26-100,00)	53,03 (40,99-65,07)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

El verano ha sido la estación del año en la cual, en uno de los puntos muestreados, correspondiente al tramo medio del río Uvero (*Uc-M*), se han registrado las mayores intensidades de parasitación (Tabla A7.4). Aunque los valores de calidad de agua no han variado significativamente a lo largo del año, hemos observado un incremento sustancial de la temperatura en esta época del año (Tabla A2.48), incremento que podría aumentar la supervivencia y estimular el desarrollo de las distintas fases de los parásitos (Markov, 1961; Chubb, 1977, 1979; Esch y cols., 1990). Es remarcable el cambio de condiciones en dicho punto durante esta estación del año, con disminución en los niveles de oxígeno disuelto y aumento en la concentración de amonio y nitritos, factores que podrían afectar de forma directa al estado de salud de los peces (Wedemeyer, 1970; Tomasso y cols., 1981; Hoole y cols., 2001; Branson, 2000), lo cual es agravado, además, por la sequía estival registrada en este punto. En definitiva, las condiciones de eutrofización, mayores densidades y cierto estrés, estarían aumentando su susceptibilidad a infecciones (Branson, 2000; Hoole y cols., 2001), proporcionando las condiciones ecológicas idóneas para la multiplicación de *Myxobolus* sp. en el hospedador.

En una de las especies analizadas, el barbo, la prevalencia de parasitación por *Myxobolus* sp., tanto en órganos externos como internos, ha sido mayor en el otoño (Tablas 7.22 y 7.23). Posiblemente, el comportamiento inactivo que despliega esta especie durante la estación fría, alimentándose desde refugios en la orilla (Lobón-



Cerviá y de Diego, 1988), podría ser la clave a la hora de explicar su mayor nivel de infección durante esta estación del año.

Tabla 7.22. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en superficies externas) en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	10,34 (0,00-21,43)	31,51 (20,85-42,16)	47,50 (32,02-62,98)	<b>31,69</b> <b>(24,04-39,34)</b>	0,005 <sup>x2</sup>
Bermejuela	66,67 (35,87-97,47)	0,00 (0,00-19,96)	50,00 (21,71-78,29)	<b>34,29</b> <b>(18,56-50,01)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
Boga	88,00 (75,26-100,00)	43,75 (26,56-60,94)	61,76 (45,43-78,10)	<b>62,64</b> <b>(52,70-72,58)</b>	0,003 <sup>x2</sup>
Bordallo	20,00 (0,00-55,06)	57,14 (20,48-93,80)	-	<b>41,67</b> <b>(13,77-69,56)</b>	0,188 <sup>RV</sup>
Gobio	2,08 (0,00-6,12)	0,00 (0,00-4,44)	1,67 (0,00-4,91)	<b>1,15</b> <b>(0,00-2,73)</b>	0,378 <sup>RV</sup>
Piscardo	9,59 (2,83-16,34)	9,30 (0,62-17,98)	2,13 (0,00-5,04)	<b>6,19</b> <b>(2,93-9,45)</b>	0,067 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>20,00</b> <b>(14,46-25,54)</b>	<b>15,52</b> <b>(11,35-19,68)</b>	<b>16,96</b> <b>(12,63-21,28)</b>	<b>17,20</b> <b>(14,55-19,85)</b>	0,430 <sup>x2</sup>
p	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

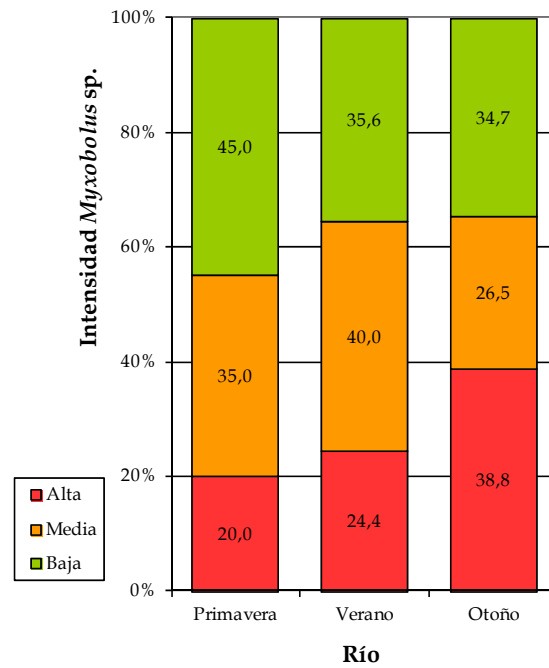
Tabla 7.23. Prevalencias de infección (%) por *Myxobolus* sp. (en órganos internos) en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	76,92 (60,73-93,12)	87,50 (78,84-96,16)	100,00 (100,00-100,00)	89,34 (83,87-94,82)	0,002 <sup>RV</sup>
Bermejuela	22,22 (0,00-49,38)	50,00 (23,81-76,19)	33,33 (2,53-64,13)	37,50 (20,73-54,27)	0,379 <sup>RV</sup>
Boga	88,00 (75,26-100,00)	62,50 (45,73-79,27)	76,47 (62,21-90,73)	74,73 (65,80-83,65)	0,078 <sup>RV</sup>
Bordallo	40,00 (0,00-82,94)	42,90 (6,20-79,52)	-	41,67 (13,77-69,56)	0,921 <sup>RV</sup>
Gobio	4,76 (0,00-13,87)	15,09 (5,46-24,73)	6,06 (0,00-14,10)	10,28 (4,53-16,03)	0,251 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-19,26)	4,44 (0,00-10,47)	0,00 (0,00-5,21)	1,74 (0,00-4,13)	0,149 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	5,45 (0,00-11,46)	0,00 (0,00-5,93)	2,63 (0,00-5,57)	0,108 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>42,34</b> <b>(33,15-51,53)</b>	<b>35,11</b> <b>(29,33-40,89)</b>	<b>32,13</b> <b>(25,97-38,28)</b>	<b>35,35</b> <b>(31,51-39,20)</b>	0,184 <sup>x2</sup>
p	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

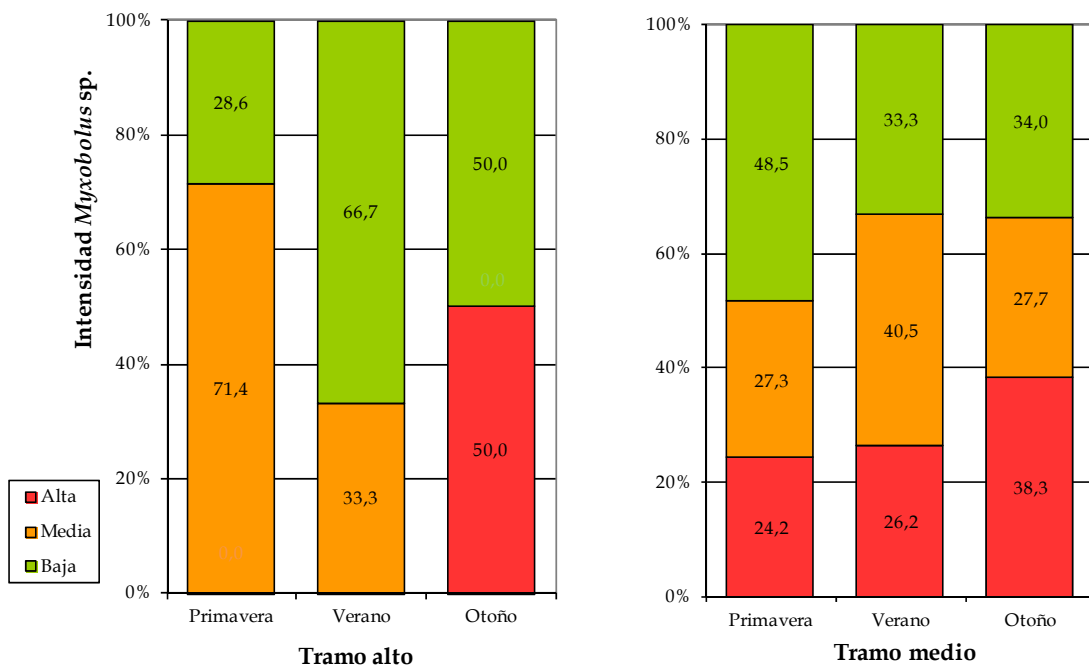
En ningún caso se observaron diferencias significativas en la intensidad de parasitación por *Myxobolus* sp. en función de la ubicación o de la especie estudiada (Figuras 7.16 y 7.17)

Figura 7.16A. Intensidades de infestación por *Myxobolus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)



Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado,  $p^{\chi^2}=0,274$

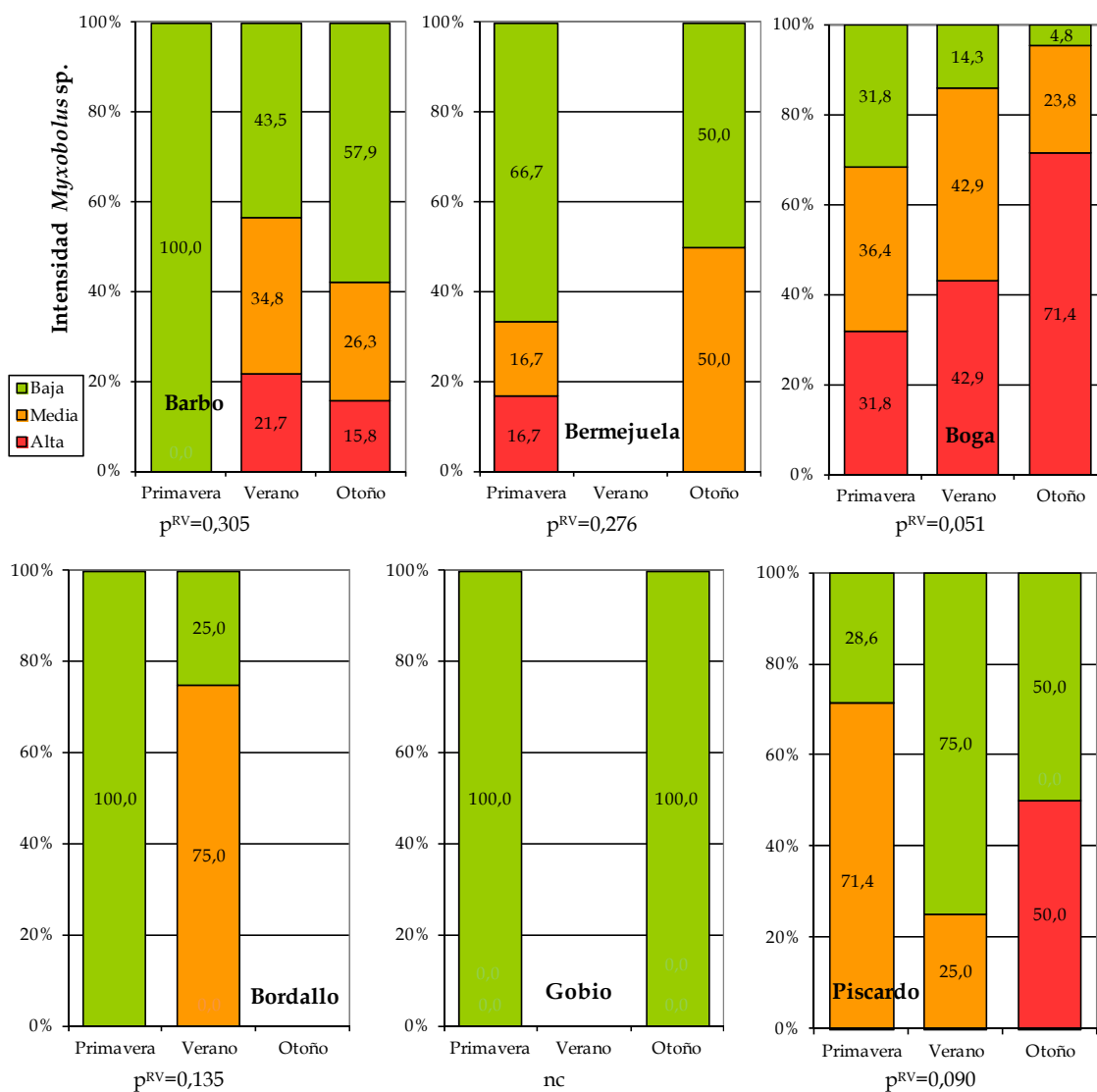
Figura 7.16B. Intensidades de infestación por *Myxobolus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,132$

Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado,  $p^{\chi^2}=0,346$

Figura 7.17. Intensidades de infestación por *Myxobolus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



p<sup>RV</sup>: Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: Significación estadística no calculable

### 7.3.2. Ubicación

En general, los myxosporidios afectan tanto a peces cultivados como salvajes (Lom y Dyková, 1992), aunque en nuestro caso, *Myxobolus* sp. se ha mostrado como un género con predilección por los peces capturados en el medio natural, observándose diferencias significativas en las prevalencias de parasitación tanto en superficies externas (Tabla 7.17) como en órganos internos (Tabla 7.19). En primer lugar, tenemos que considerar que, en los ecosistemas naturales, donde están presentes los invertebrados hospedadores intermediarios de muchos parásitos, se desarrollan tanto grupos de parásitos con ciclo de vida directo como indirecto (Bauer, 1961); por lo tanto, la diversidad de parásitos en los peces salvajes, respecto a los cultivados, es mucho mayor (Dogiel y Bykhovski, 1939; Layman, 1946). En el caso de los myxosporidios, su prevalencia en una población de peces determinada es el resultado de la interacción de varios factores ecológicos que le afectan de forma indirecta, y que están mediados por el organismo hospedador: requerimientos ambientales del pez,

nutrición y forma de alimentación (Lom y Dyková, 1992). En este sentido, es bastante probable que ciertos grupos de invertebrados presentes en los ríos, y de los cuales se alimentan los peces, estén actuando como hospedadores secundarios portadores de actinosporas de *Myxobolus* sp., y que en última instancia infectarían los tejidos de los peces (Wolf y Markiw, 1984; El-Matbouli y Hoffman, 1989). Se trata también de una adaptación en el ciclo vital del propio parásito (Dogiel, 1941; Ginetsinskaya, 1961; Kulakovskaya, 1962), y que permite la mayor diseminación posible.

No obstante, con el crecimiento actual de la acuicultura, es previsible la emergencia de nuevos myxosporidios patógenos, como ha ocurrido con *M. buri* en Japón, así como manifestaciones patogénicas de los ya conocidos (Lom y Dyková, 1992).

Por los motivos que se expondrán a continuación, al contrario de lo que ocurre en los tramos altos de los ríos, en los tramos medios se registran las mayores prevalencias de parasitación por *Myxobolus* sp. en las superficies externas (Tabla 7.5) y en los órganos internos de los peces (Tabla 7.7), aumentando sus probabilidades en casi 6 veces en el caso de los presentes en el primer caso; si consideramos los distintos tramos de un mismo río, el Ucero, en los tramo medios (Uc-M) las probabilidades se multiplican entre 3 y 78 veces (Tabla 7.24). Entre los barbos, el riesgo aumenta en casi 5 veces en dicho punto (Tabla 7.25). La intensidad de parasitación, aunque no de forma significativa, también aumenta en dicho tramo de río (alta en el 30,3% de los casos) (Figura 7.18). La estructura en las comunidades de macroinvertebrados, y su mayor densidad (Dudgeon, 1984; Edwards y Broker, 1984; Ward, 1986), tiene un efecto sobre la transmisión indirecta de estos parásitos mediante dichos hospedadores intermedios (Wolf y Markiw, 1984; El-Matbouli y Hoffman, 1989). Además, las comunidades de ciprínidos son más abundantes y diversas (Granado-Lorenzo, 2000; Encina y cols., 2006), y esta mayor densidad favorecería la transmisión directa (Bykhovski, 1957; Cone, 1995).

Tabla 7.24. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Myxobolus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	Localización	OR
	Expuestos	No expuestos			
Total	Tramo medio	Tramo alto	<0,001	Superficies externas	5,948 (3,204-11,040)
	26,69 (19,62-29,24)	5,77 (2,60-8,94)			
Total	Arl	Resto puntos	<0,001	Superficies externas	10,860 (6,792-17,360)
	58,33 (48,47-68,20)	11,42 (9,03-13,81)			
Río Ucero	Uc-M	Uc-A	<0,011	Superficies externas	2,710 (1,246-5,895)
	42,50 (31,67-53,33)	21,43 (10,68-32,18)			
	Uc-M	Uc-A	<0,001	Órganos internos	78,000 (10,190-597,300)
	65,00 (54,55-75,45)	2,33 (0,00-6,89)			

\* Datos nulos, cálculos aproximados. <sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Tabla 7.25. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Myxobolus* sp. (piel y/o branquias)

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>RV</sup>	Localización	OR
	Expuestos	No expuestos			
Barbos	Uc-M	Resto puntos	<0,001	Superficies externas	4,842 (2,191-10,700)
	57,89 (42,20-73,59)	22,12 (14,14-30,09)			

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 7.18. Intensidades de infestación por *Myxobolus* sp. para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)

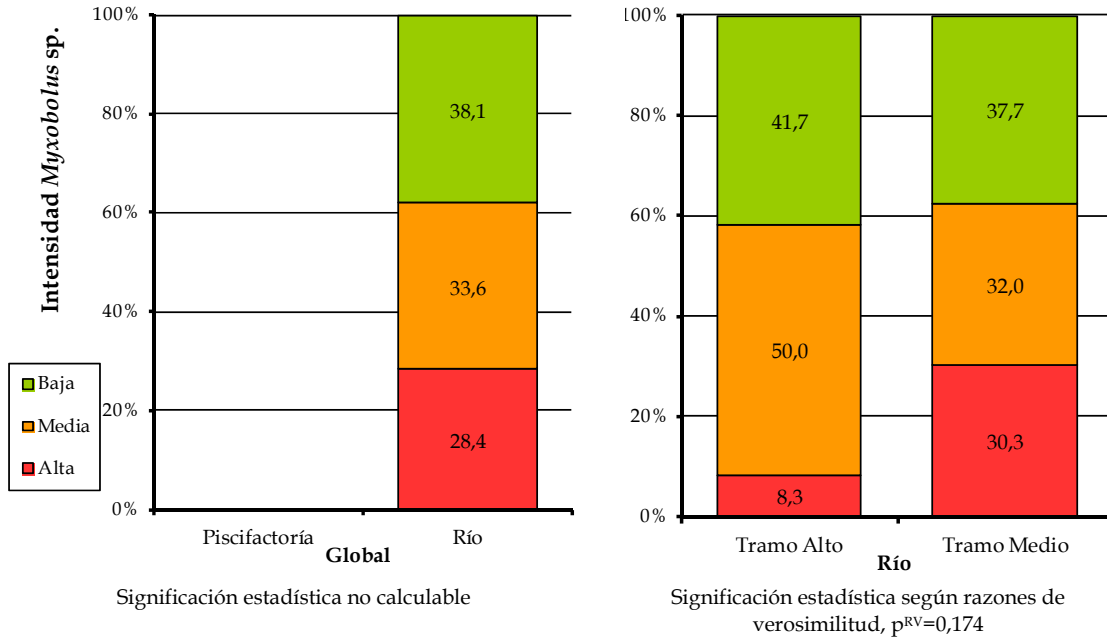
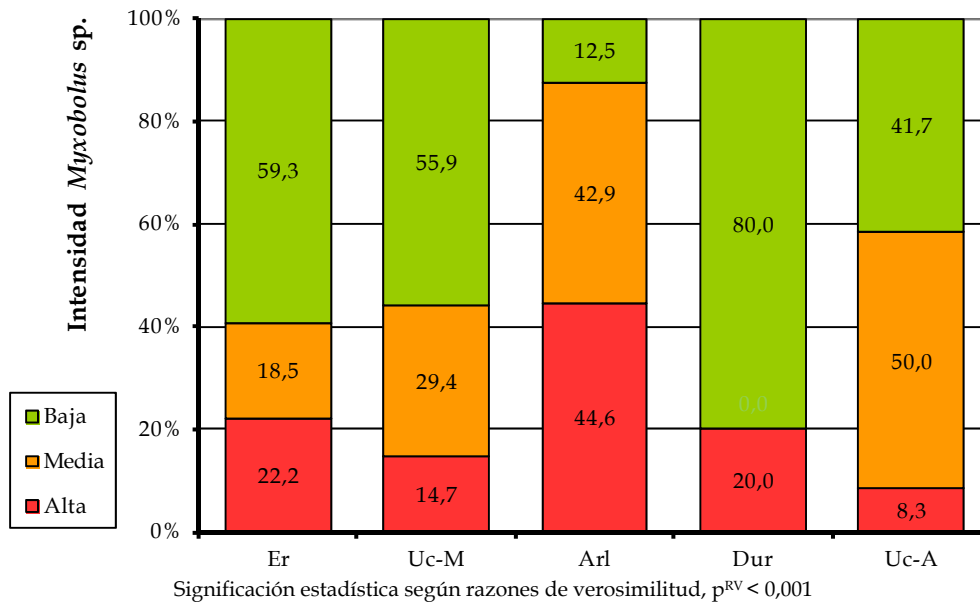


Figura 7.19. Intensidades de infestación por *Myxobolus* sp. en los distintos puntos de muestreo



Entre todos los puntos de muestreo considerados, existen varias zonas donde presumiblemente *Myxobolus* sp. puede encontrar las mejores condiciones para su desarrollo: *Arl*, *Er* y *Uc-M* (Tablas 7.6, 7.8 y 7.24). En el punto de muestreo *Arl*, en el cual aumenta la prevalencia por *Myxobolus* sp. en las superficies externas del conjunto de ciprínidos y en los barbos (Tabla 7.6), se incrementa la intensidad de parasitación en el conjunto de ciprínidos (alta en el 44,6% de los casos) (Figura 7.19) y en las bogas en particular (Tabla A7.5), y el riesgo de parasitación por *Myxobolus* sp. aumenta casi 11 veces (Tabla 7.24); la explicación la encontramos en las condiciones que se generan en el tramo fluvial posterior a la presa, que pueden afectar de manera negativa al estado de salud de los peces, debido en parte a la toxicidad de las aguas generadas en

el hipolimnion anóxico (García de Jalón y González del Tánago, 1988; Granado-Lorencio, 2002), así como al estrés ambiental provocado por la modificación en el patrón de crecidas y estiajes, que puede afectar a su condición somática (Torrallba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003). Como señalan algunos autores, estos cambios repentinos en los parámetros hidrológicos pueden incrementar el estrés fisiológico del hospedador y hacerle más susceptible a la infección parasitaria (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007).

En el caso del punto de muestreo *Er*, donde se observan valores significativamente mayores, respecto al resto de puntos de muestreo analizados, en la prevalencia de *Myxobolus* sp. en los órganos internos de los barbos (Tabla 7.8) y en la intensidad de parasitación en las bogas (Tabla A7.5), existen tres factores que pueden estar afectando al estado de salud de los peces: las fuertes oscilaciones estacionales en su caudal, la elevada turbidez del agua en las épocas de crecidas (Tabla A2.45) y el hacinamiento de peces durante las épocas de sequía. En el primer caso, se produce una situación de estrés ambiental similar a la descrita en el apartado anterior; en el segundo, la acumulación de sólidos en suspensión en las branquias podría conllevar lesiones en el epitelio y dificultad respiratoria (Reichenbach-Klinke, 1982; Birwell, 1999), con reducción en la eficiencia de captación de oxígeno (Branson, 2000) y, unido a la presencia de estrés, se favorece la instauración de infecciones branquiales (Sabaut, 1976; Blanco Cachafeiro, 1995); y, finalmente, una mayor densidad de individuos puede favorecer la transmisión de parásitos (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

El punto de muestreo *Uc-M* ha sido considerado como caso típico de contaminación en un curso fluvial, en el cual los factores dependientes del medio acuático están afectando de forma negativa directa sobre el estado de salud de los peces (Bucke, 1997; Hoole y cols., 2001; Roberts, 2001). Como indica Shulman (1961), en algunos casos, los brotes de una epizootia, como las producidas por *M. pfeifferi*, están asociados con el deterioro de las condiciones de vida de los peces relacionados con la contaminación. Probablemente, debido a su especial resistencia al deterioro del medio (Velasco y cols., 2005; Martín Jiménez, 2006), el barbo presenta una alta prevalencia (el 100% de los individuos capturados estaban infectados) (Tabla 7.8) y se manifiesta como una especie de riesgo en este punto al multiplicarse sus probabilidades de parasitación por *Myxobolus* sp. en casi 5 veces (Tabla 7.25). Un caso parecido lo encontramos en las bogas, quizás también por su resistencia y sus características como especie (gregarismo y alimentación bentónica).

En el conjunto de especies de ciprínidos, también se observa cómo este punto actúa como factor de riesgo, al multiplicarse por 3 las probabilidades de parasitación por *Myxobolus* sp. en superficies y por 78 en órganos internos (Tabla 7.24).

### 7.3.3. Calidad del agua

---

La Tabla 7.26 nos muestra los factores de riesgo dependientes de la calidad de agua que afectan a la presencia de *Myxobolus* sp. en las superficies externas (piel y branquias) del conjunto de la población piscícola estudiada.

En la mayoría de los casos, podríamos explicar este hecho por la asociación existente con las variaciones espaciales y/o estacionales analizadas, y que fueron desarrolladas en los apartados precedentes: los altos valores de dureza y alcalinidad del agua, aerobios totales (22°C) y coliformes fecales son propios del conjunto de los ríos

estudiados (frente a la piscifactoría) (Tablas 2.11a y b); los mayores valores de turbidez, amonio y aerobios totales (37°C) caracterizan a los tramos medios de los ríos (frente a los altos) (Tablas 2.13); y, finalmente, nos encontramos valores significativamente elevados de coliformes totales y estreptococos fecales en el punto *Uc-M* (Tabla A2.49). La variación en los niveles de microorganismos anaerobios es una consecuencia de la estacionalidad (Tablas A2.39 y A2.40).

Nos llama la atención, sin embargo, uno de los parámetros físico-químicos del agua, la concentración de oxígeno disuelto y su papel como factor de riesgo a partir de valores superiores a 7 mg/l (Tabla 7.26). Puesto que los niveles están por encima de los requerimientos mínimos establecidos para las especies ciprinícolas (RD 927/1988), pensamos que los elevados niveles podrían estar influyendo, de forma directa, en la fisiología y el desarrollo del ciclo biológico del propio parásito, afectando de forma positiva, posiblemente, tanto a la fase infectiva como a la fase trófica; en el segundo caso, los plasmodios histozoicos (trofozoitos) en desarrollo en las branquias, serían los más sensibles a estas alteraciones en el nivel de oxígeno disuelto en el agua, ya que son aquellos que ocupan la superficie externa del cuerpo de los peces los que están sujetos en mayor medida a la influencia de la composición química del medio acuático (Markov, 1961; Esch y cols., 1990).

Tabla 7.26. Papel de la calidad físico-química y microbiológica del agua como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Myxobolus* sp. (piel y/o branquias)

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Oxígeno >7 mg/l	Oxígeno ≤7 mg/l	<0,001	5,364 (2,566-11,210)
	21,47 (18,14-24,79)	4,85 (1,57-8,13)		
Total	Turbidez >2 FTU	Turbidez ≤2 FTU	<0,001	3,683 (2,210-6,138)
	22,29 (18,70-25,88)	7,22 (4,10-10,35)		
Total	Alcalinidad >130 mg/l	Alcalinidad ≤130 mg/l	<0,001	2,832 (1,815-4,417)
	22,32 (18,57-26,06)	9,21 (5,96-12,46)		
Total	Dureza >140 mg/l	Dureza ≤140 mg/l	<0,001	22,090 (8,067-60,490)
	25,29 (21,53-29,05)	1,51 (0,04-2,98)		
Total	AT22 >1480 ufc/ml	AT22 ≤1480 ufc/ml	<0,001	2,463 (1,669-3,634)
	23,78 (19,45-28,12)	11,25 (8,18-14,31)		
Total	AT37 >400 ufc/ml	AT37 ≤400 ufc/ml	<0,001	2,814 (1,913-4,138)
	25,68 (20,97-30,39)	10,94 (8,05-13,83)		
Total	CT >8000 ufc/100ml	CT ≤8000 ufc/100ml	<0,001	4,328 (2,391-7,837)
	44,00 (30,24-57,76)	15,36 (12,75-17,98)		
Total	CF >1590 ufc/100ml	CF ≤1590 ufc/100ml	<0,001	2,789 (1,906-4,081)
	28,10 (22,44-33,76)	12,29 (9,51-15,07)		
Total	EF >215 ufc/100ml	EF ≤215 ufc/100ml	<0,001	2,778 (1,896-4,070)
	28,33 (22,54-34,11)	12,45 (9,68-15,22)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

## 8. *GYRODACTYLUS* SP.

### 8.1. Etiología

#### 8.1.1. Clasificación taxonómica

---

Para la clasificación taxonómica de este grupo parasitario nos hemos basado en la clasificación propuesta por de Kinkelin y cols. (1985), basada a su vez en la de Schmidt y Roberts (1977):

- Phylum Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
- Clase Monogenea Carus, 1863
- Subclase Monopisthocotylea Odhner, 1912
- Superfamilia Gyrodactyloidea Johnston & Tiegs, 1922
- Familia Gyrodactylidae Cobbold, 1864
- Género *Gyrodactylus* Nordmann, 1832

#### 8.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

Los monogeneos tienen un ciclo vital directo con un único hospedador, aunque algunos autores como Bykhovskii y Nagibina (1967) encontraron evidencia de hospedadores intermediarios en los ciclos vitales de *Pricea* sp. y *Gotocotyla* sp. (Chubb, 1977). Entre los monopistocotílidos, encontramos dos estrategias reproductoras y vitales: el oviparismo (en dactylogyridos) y el viviparismo (en gyrodactylidos) (Hoole y cols., 2001).

Los miembros de la Familia Gyrodactylidae contienen, a menudo, embriones en desarrollo (Cone, 1995); sus descendientes son sexualmente maduros antes de nacer, pudiéndose encontrar hasta cuatro embriones en desarrollo en el útero de un ejemplar adulto (Hoole y cols., 2001). Cuando los juveniles abandonan el cuerpo del individuo parental, están plenamente formados y son capaces de anclarse directamente al hospedador. La transmisión se produce por medio de la transferencia directa entre hospedadores adyacentes, por contacto directo (Bauer, 1961; Ginetsinskaya, 1961; Cone, 1995), permitiéndoles desarrollar un alto potencial reproductivo y una considerable capacidad de infestación, especialmente bajo condiciones de hacinamiento (Cone, 1995).

En general, presentan un rápido desarrollo y un corto período de vida. Así, por ejemplo, especímenes de *G. alexandrei* mantenidos a 15°C en peces aislados, dan lugar a dos larvas, la primera después de un tiempo medio de 1-6 días, y la segunda después de 6-9 días, con una longevidad máxima de 28 días (Lester y Adams, 1974b).

También es muy conocido desde hace tiempo el desarrollo vivíparo de *G. elegans* (Kathariner, 1904): dentro de la madre se forma un embrión; dentro de éste aparece otro embrión, en el cual se forma un tercero y frecuentemente un cuarto; finalmente, el individuo maternal da lugar a un individuo plenamente desarrollado, que se sitúa en las branquias del mismo pez; muchas veces, el parásito que acaba de emerger de la madre da lugar a un individuo hermano que ya contenía en su interior (Ginetsinskaya, 1961).

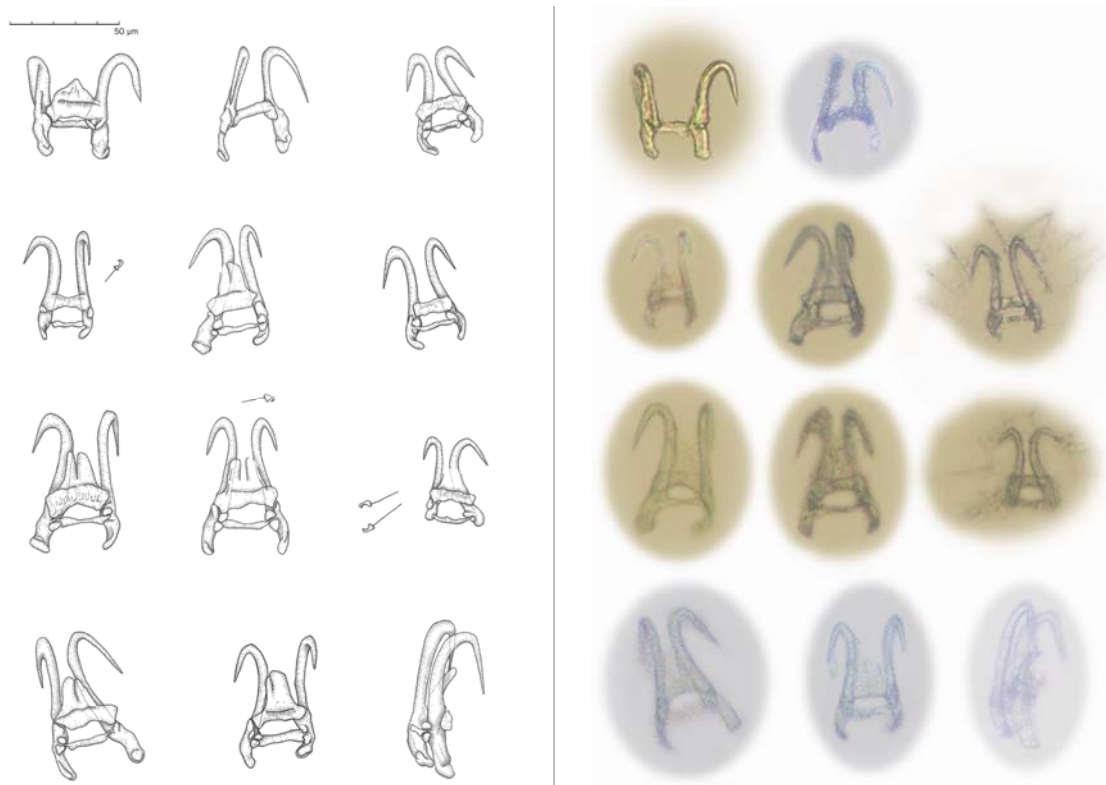


### 8.1.3. Descripción morfológica

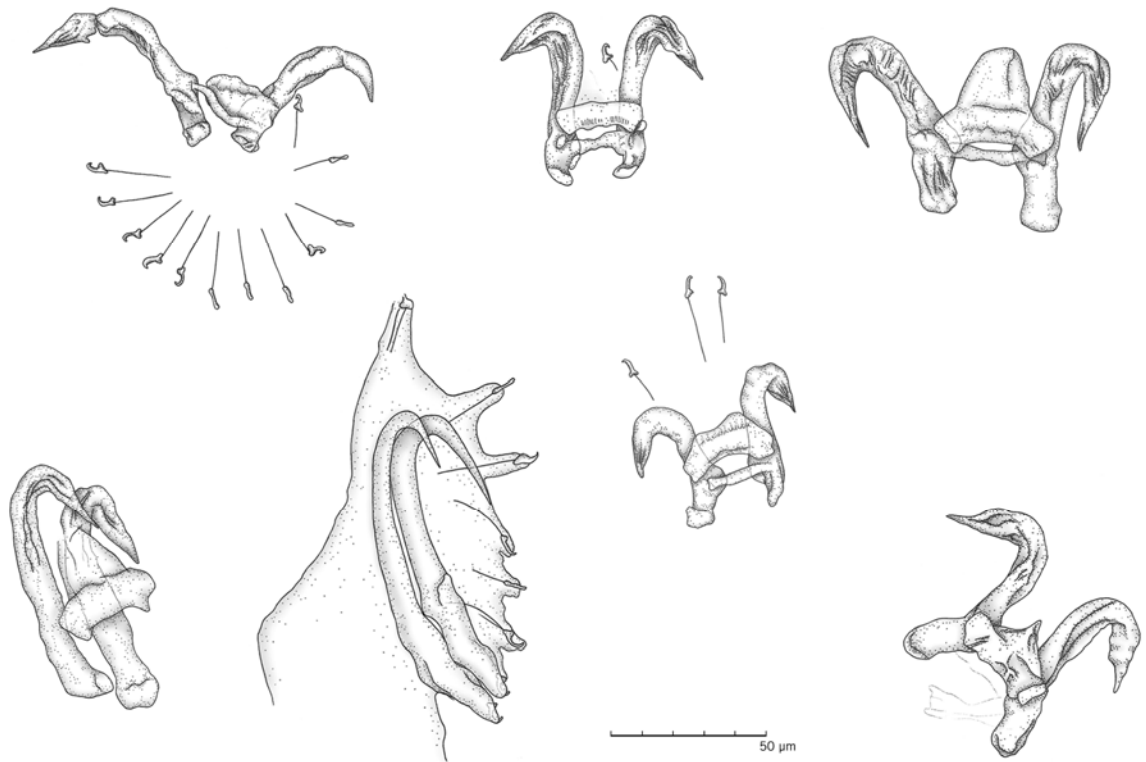
Los platelmintos o vermes planos son organismos acelomados y generalmente monoicos (Álvarez-Pellitero, 1988). Dentro de este grupo, los monogeneos son parásitos obligados (Bychowsky, 1957; Malmberg y Fernholm, 1989) cuyos ejemplares inmaduros son normalmente similares morfológicamente a las formas maduras (Hoffman, 1998), presentando un prohaptor anterior y un órgano de fijación posterior, el opisthaptor, provisto de ganchos, pinzas y ventosas (Álvarez-Pellitero, 1988), siendo éste el principal órgano de anclaje y la mejor ayuda para su identificación taxonómica. En algunos grupos el órgano copulador o cirro y su pieza accesoria son útiles también, en la identificación de especies. Además, pueden estar presentes órganos anteriores adhesivos (órganos cefálicos), ventosas o pseudoventosas (Hoffman, 1998).

Los miembros de la Subclase Monopisthocotylea se alimentan de los tejidos de los peces hospedadores (Cone, 1995), presentando un opisthaptor sencillo, con uno o dos pares de ganchos medianos (hamuli o áncoras) y 12 a 16 ganchos marginales; a menudo están provistos de manchas oculares (Álvarez-Pellitero, 1988) y en el extremo anterior suele presentar órganos adhesivos en forma de órganos cefálicos (Hoffman, 1998).

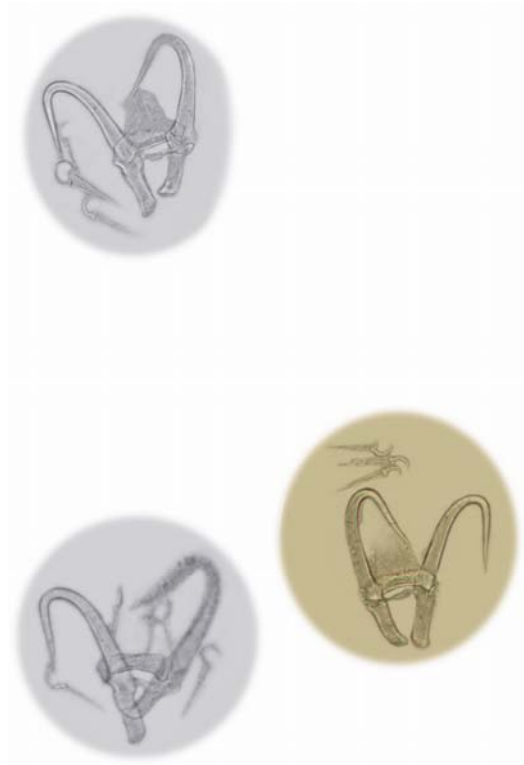
Los miembros de la Familia Gyrodactylidae son relativamente pequeños, y a menudo contienen embriones en desarrollo, con cinco generaciones en el interior de un solo ejemplar. El haptor tiene 16 ganchos marginales periféricos y un par de hamuli dirigidos centralmente (Figuras 8.1 a 8.7). Anteriormente presentan dos lóbulos cefálicos, cada uno con un órgano cefálico. El pene es bulboso y a menudo contiene una o dos filas de pequeños escleritos a modo de espinas (Cone, 1995), mientras que el ovario tiene forma de V o es lobulado; las glándulas vitelógenas (vitellaria) están ausentes o unidas con el ovario (Hoffman, 1998).



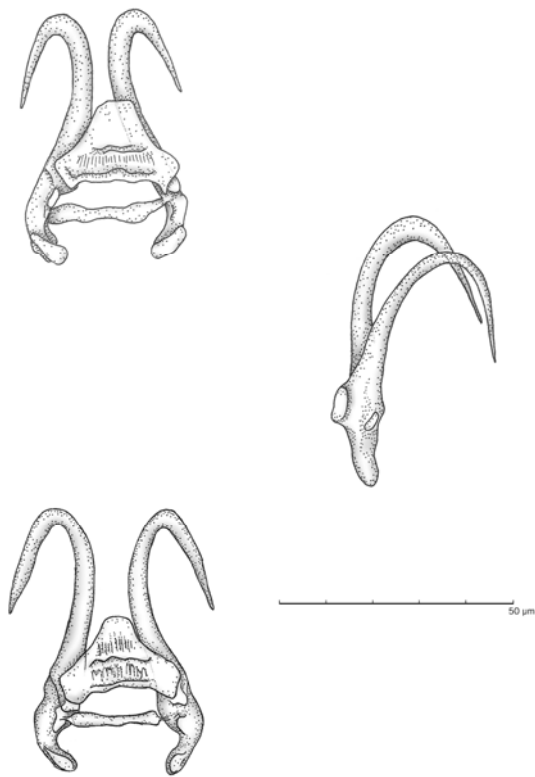
Figuras 8.1. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de barbos (izquierda: dibujos en cámara clara y derecha: microscopía óptica)



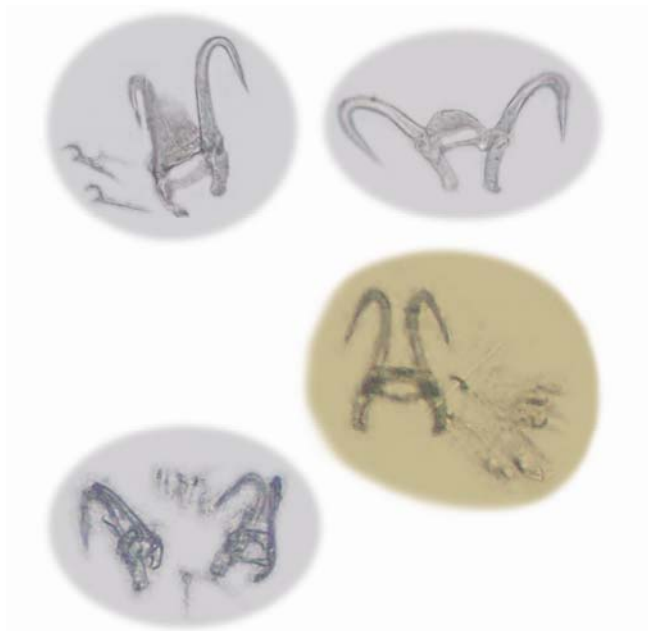
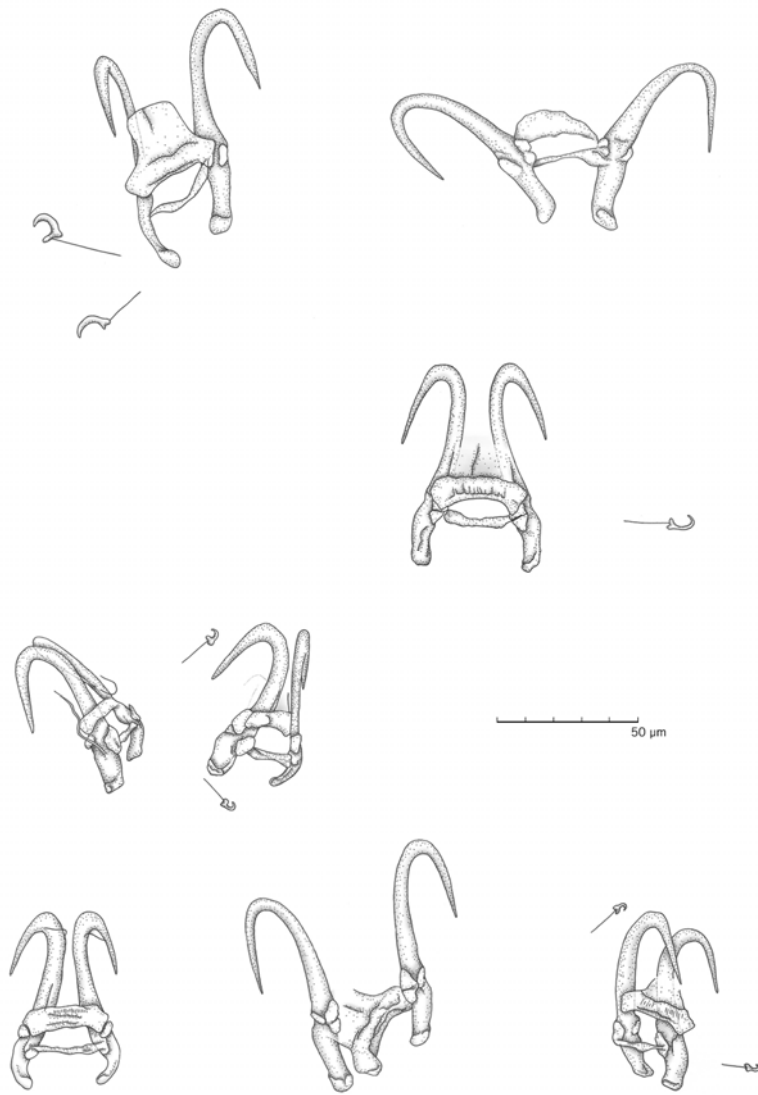
Figuras 8.2. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de barbos (arriba: dibujos en cámara clara y abajo: microscopía óptica)



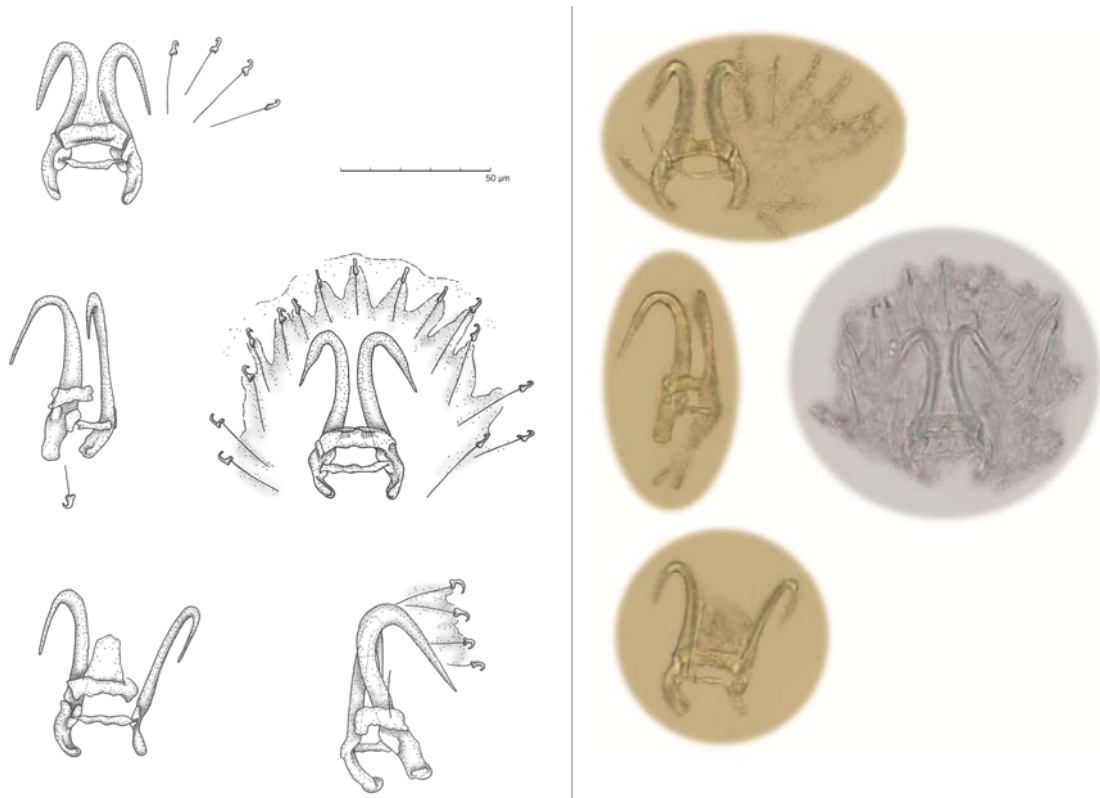
Figuras 8.3. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de piscardos (izquierda: dibujos en cámara clara y derecha: microscopía óptica)



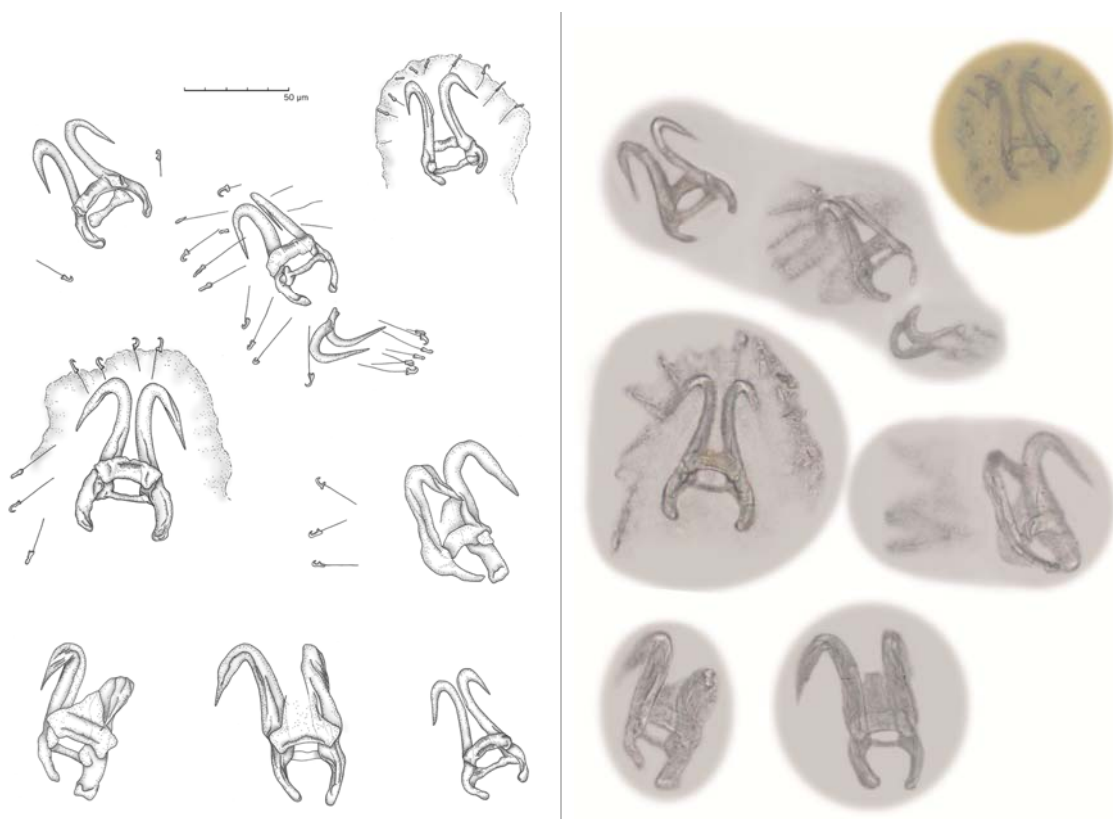
Figuras 8.4. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de piscardos (izquierda: dibujos en cámara clara y derecha: microscopía óptica)



Figuras 8.5. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de piscardos (arriba: dibujos en cámara clara y abajo: microscopía óptica)



Figuras 8.6. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de gobios (izquierda: dibujos en cámara clara y derecha: microscopía óptica)



Figuras 8.7. Haptor de *Gyrodactylus* sp. obtenidos de bogas (izquierda: dibujos en cámara clara y derecha: microscopía óptica)

Los adultos del Género *Gyrodactylus* rara vez superan los 0,4 mm de longitud (Álvarez-Pellitero, 1988). La larva, incluyendo sus ganchos, está normalmente presente ya en el útero del adulto (Hoffman, 1998).

Entre las especies más estudiadas, *G. crysoleucas* mide 311-423  $\mu\text{m}$  de largo y 66-137  $\mu\text{m}$  de ancho, y sus hamuli son robustos y miden 55-61  $\mu\text{m}$  de largo; *G. katharineri* es relativamente grande, de 0,6 a 1,1 mm de largo, con grandes hamuli, de 70-112  $\mu\text{m}$  de longitud (Cone, 1995).

En los ciprínidos capturados se midió la longitud total de 44 ejemplares de *Gyrodactylus* sp. aislados (Tabla 8.1); posteriormente, se tomaron las medidas morfométricas del haptor en los distintos hospedadores estudiados (Tablas A8.1 a A8.7).

Tabla 8.1. Longitud total ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en los ciprínidos analizados

Estrato	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Total	44	428,18	103,82	250	850
Barbos	23	407,83	64,24	270	500
Bogas	9	404,44	80,33	250	500
Bermejuelas	2	360,00	127,28	270	450
Bordallos	1	850,00	-	850	850
Gobios	1	400,00	-	400	400
Piscardos	8	481,25	106,69	350	700

## 8.2. Factores dependientes del hospedador

### 8.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los monogenéticos son principalmente ectoparásitos de vertebrados ectotermos (poiquilotermos), como anfibios y peces, aunque el grupo también tiene miembros que infectan crustáceos, moluscos cefalópodos o mamíferos (Hoole y cols., 2001); dentro del grupo de los peces, los monogenéticos pueden parasitar a agnatos, condriactios y osteictios (Bykhovski, 1957; Malmberg y Fernholm, 1989). Según Bykhovski (1957) y Hoffman (1998), la mayoría de los monogenéticos parásitos están presentes en sólo un hospedador; mientras que algunos son específicos de peces del mismo género, otros lo son de una sola especie o incluso una variedad (Ergens, 1983).

De los cinco grupos principales de monogenéticos que afectan a peces, tres están relacionados con los ciprínidos: dos dentro de Monopisthocotylea (Familias Gyrodactylidae y Dactylogyridae) y varios representantes dentro de Poliopisthocotylea (Hoffman y cols., 2001). Los pertenecientes al Género *Gyrodactylus* son muy específicos de hospedador por naturaleza, excepto posiblemente *G. elegans* (Hoffman, 1998).

Los miembros de la Familia Gyrodactylidae tienen una distribución mundial (Cone, 1995; Hoffman, 1998). En algunos casos, esto es debido a las actividades humanas, existiendo numerosos casos en los que los parásitos introducidos se han establecido en poblaciones salvajes de hospedadores (ej. *Gyrodactylus salaris*) (Sattaur, 1988) y otros numerosos ejemplos de cómo los monogenéticos de agua dulce se han distribuido alrededor del mundo (Hoffman, 1970).

Aunque la terminología y la especiación de los gyrodactylidos son confusos, se ha sugerido que dos especies pueden estar presentes y causar enfermedad en ciprínidos: *G. crysoleucas* (Lewis y Lewis, 1963) y *G. katharineri* (Ergens, 1983). En la carpa, una de las especies más estudiadas al respecto, la Girodactilosis es causada por dos representantes del género *Gyrodactylus*: *G. elegans* Nordmann, 1832 y *G. medius* Kathariner, 1893 (Bauer, 1961).

*Gyrodactylus crysoleucas* Mizelle y Kritsky, 1967 parasita principalmente a la especie *golden shiner* (*Notemigonus crysoleucas*) (Hoffman, 1998), y causa daños significativos en peces usados como cebo de pesca en el sur de los Estados Unidos (Lewis y Lewis, 1970).

*Gyrodactylus katharineri* Malmberg, 1964, también denominado *G. cyprini* o *G. mizelli* (Hoffman, 1998), parasita a la carpa en toda Europa, Asia y Norteamérica, causando problemas en lagunas de cultivo (Ergens, 1983). La introducción de especies por toda Europa, la antigua Unión Soviética y Norteamérica ha extendido su rango natural de distribución (Malmberg, 1970; Prost, 1980; Hanzelova y Zitnan, 1982; Cone y Dechtiar, 1986; Margaritov, 1986; Miroschnichenko, 1987; Solomatova y Luzin, 1987). Además, se ha registrado su presencia en varios hospedadores temporales, la mayoría de los cuales son ciprínidos (Malmberg, 1970; Ergens, 1983). En ocasiones, algunas especies o variedades, como la carpa de espejo, han demostrado una mayor resistencia al parásito (Hoffman, 1998).

Dentro de la población diana considerada en nuestro estudio, el género *Gyrodactylus* sp. manifiesta una clara preferencia en la parasitación del barbo, con una prevalencia del 24,65% (frente a un 15,38% en las bogas, segunda especie más parasitada) (Tablas 8.2 y 8.3), y en el que el riesgo de estar infectado se multiplica de forma significativa entre 4 y 6 veces dependiendo de la amplitud de la muestra y de las características del medio acuático (Tabla 8.4). Esta especie posee una serie de características que, a nuestro criterio, explican estos datos: en comparación con otros ciprínidos ibéricos, su estrategia vital le permite alcanzar mayor talla corporal y mayor longevidad (Lobón-Cervía y Fernández-Delgado, 1984), factores ambos que, como se discutirá posteriormente (**apartado 8.2.5**), van a favorecer el anclaje del parásito y su acumulación progresiva año tras año.

Tabla 8.2. Prevalencias de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	66,67 (12,32-100,00)	23,74 (16,67-30,81)	<b>24,65</b> <b>(17,56-31,74)</b>	0,120 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	15,38 (7,97-22,80)	<b>15,38</b> <b>(7,97-22,80)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	8,33 (0,00-23,97)	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,58 (0,00-1,71)	<b>0,57</b> <b>(0,00-1,69)</b>	0,914 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	8,82 (4,93-12,72)	0,00 (0,00-28,31)	<b>8,45</b> <b>(4,72-12,19)</b>	0,352 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>9,57</b> <b>(5,58-13,56)</b>	<b>10,68</b> <b>(7,85-13,50)</b>	<b>10,33</b> <b>(8,02-12,64)</b>	0,657 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,098 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 8.3. Prevalencias de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especies	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	46,15 (19,05-73,25)	9,09 (0,00-18,90)	30,91 (18,70-43,12)	18,42 (6,10-30,75)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>24,65</b> <b>(17,56-31,74)</b>	0,015 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,00-39,30)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	16,07 (6,45-25,69)	-	13,79 (1,24-26,34)	16,67 (0,00-46,49)	-	-	<b>15,38</b> <b>(7,97-22,80)</b>	0,958 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	16,67 (0,00-46,49)	-	-	-	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,478 <sup>RV</sup>
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,76 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,57</b> <b>(0,00-1,69)</b>	0,968 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-28,31)	-	-	-	10,07 (5,24-14,90)	5,45 (0,00-11,46)	<b>8,45</b> <b>(4,72-12,19)</b>	0,248 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>15,31</b> <b>(8,18-22,43)</b>	<b>2,30</b> <b>(0,07-4,53)</b>	<b>20,56</b> <b>(12,90-28,22)</b>	<b>10,00</b> <b>(3,43-16,57)</b>	<b>11,18</b> <b>(6,17-16,19)</b>	<b>5,26</b> <b>(0,00-11,60)</b>	<b>10,33</b> <b>(8,02-12,64)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,005 <sup>RV</sup>	0,101 <sup>RV</sup>	0,021 <sup>RV</sup>	0,016 <sup>RV</sup>	0,116 <sup>X2</sup>	0,896 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Únicamente se encontró una excepción a esta regla: entre las dos especies de ciprínidos presentes en el tramo alto del río Revinuesa (punto de muestreo *Rev*), no fueron los barbos sino los piscardos la especie más parasitada (10,07% de prevalencia) (Tabla 8.3). En primer lugar, habría que considerar que, en estos tramos altos de los ríos, los piscardos son una especie predominante, estando presentes en gran número, y su mayor densidad podría favorecer la multiplicación del parásito (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995). En segundo lugar, los barbos capturados en este punto no habitan en él de forma permanente, sino que se desplazan a estas zonas por motivos reproductivos; en tales migraciones entre los distintos sectores de un río, debido a ligeros cambios en la composición química del agua, se pueden producir cambios en la parasitofauna de los peces, especialmente de los parásitos con ciclo de vida directo (Heitz, 1918; Dogiel y Petrushevski, 1933; Dubinin, 1948; Polyanski y Shulman, 1956); además, hay que considerar que los ectoparásitos, que ocupan las superficies externas del cuerpo de los peces, están sujetos en mayor medida a la influencia directa de la composición química del medio (Bauer y Shulman, 1948; Dubinin, 1948; Markov, 1961).

Tabla 8.4. Papel de la especie de pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Gyrodactylus* sp. en distintas localizaciones

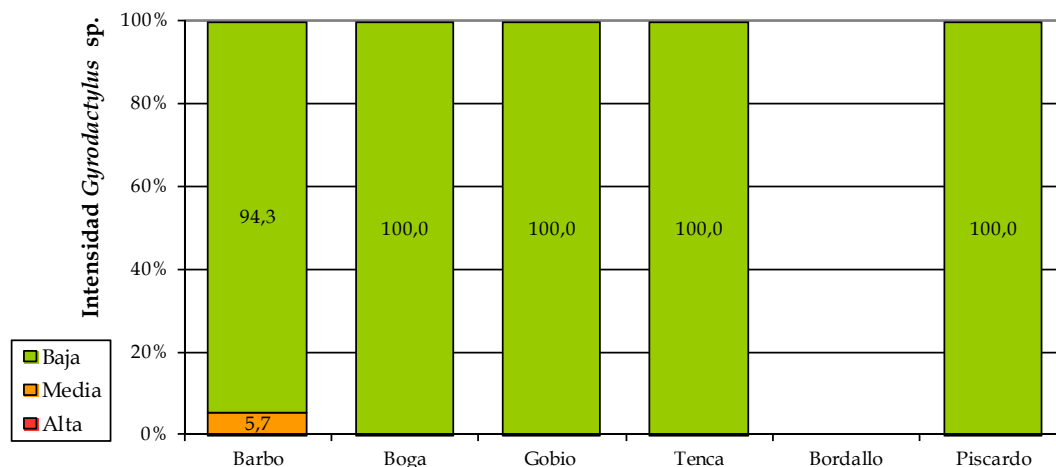
Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Barbo	Resto especies	<0,001 <sup>X2</sup>	5,331 (3,215-8,841)
	24,65 (17,56-31,74)	5,78 (3,97-7,59)		
Río	Barbo	Resto especies	<0,001 <sup>X2</sup>	4,724 (2,825-7,931)
	24,65 (17,56-31,74)	6,48 (4,37-8,58)		
Tramo medio	Barbo	Resto especies	<0,001 <sup>X2</sup>	5,896 (3,129-11,180)
	23,74 (16,67-30,81)	5,00 (2,61-7,39)		
Er	Barbo	Resto especies	0,021 <sup>RV</sup>	4,205 (1,421-12,440)
	30,91 (18,70-43,12)	9,62 (1,60-17,63)		

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud



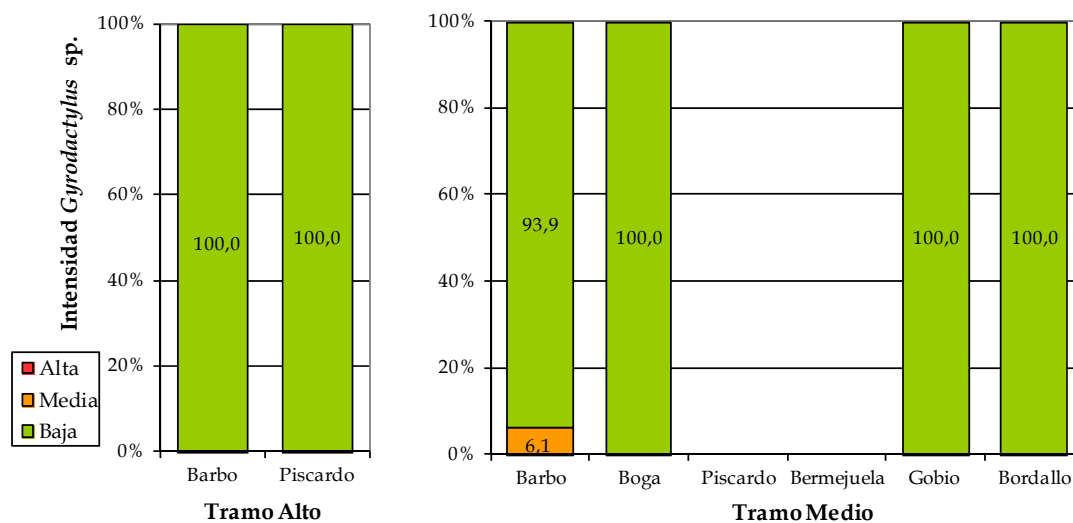
Debemos indicar que en ningún caso se observaron diferencias significativas en la intensidad de parasitación por *Gyrodactylus* sp. entre las distintas especies de peces analizadas, tanto en el global de los datos (Figura 8.8), como en los distintos tramos del río (Figura 8.9).

Figura 8.8. Intensidad de parasitación por *Gyrodactylus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,708$

Figura 8.9. Intensidad de parasitación por *Gyrodactylus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



Significación estadística no calculable

Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,654$

## 8.2.2. Localización en el hospedador

La mayoría de los monogenéticos son ectoparásitos de lugares específicos en el hospedador, distribuyéndose por cabeza y flancos, aletas, criptas del sistema acústico-lateral, superficie del epitelio nasal o arcos branquiales (Cone, 1995); sólo se conocen algunos casos de endoparasitismo, en conductos urinarios y vejiga (Fischthal y Allison, 1942; Kohn, 1990) y pared del tubo digestivo anterior (Cone y cols., 1987). La mayoría de las especies parecen ser capaces de desplazarse de forma activa alrededor del hospedador (Rohde, 1984; Cone y Wiles, 1989), alimentándose de mucus, epitelio, y a veces de sangre (Hoffman, 1998).

Casi la totalidad de los miembros del género *Gyrodactylus* parasitan la piel y las aletas, donde se alimentan de las células epiteliales (Bauer, 1961). *G. katharineri*, por ejemplo, se suele encontrar en la superficie corporal y las aletas, pero en caso de infecciones intensas puede ser encontrado también en las branquias y en las paredes de la cavidad bucal y la faringe (Ergens, 1983).

En el conjunto de ciprínidos analizados, se constató la presencia de *Gyrodactylus* sp. en la piel (84,72% de los casos), las branquias (5,17%) y ambos lugares (11,11%); mientras que en la mayoría de las especies el parásito estaba presente únicamente en la piel, en dos especies, aquellas en las cuales las prevalencias fueron mayores (barbo y boga), se comprobó su presencia en ambas localizaciones (Tabla 8.5).

Tabla 8.5. Localización de *Gyrodactylus* sp. en las distintas especies de ciprínidos analizadas

Especies	Piel		Branquias		Ambos		Total
	n	%	n	%	n	%	n
Barbo	26	74,29	2	5,71	7	20,00	35
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Boga	13	92,86	0	0,00	1	7,14	14
Bordallo	1	100,00	0	0,00	0	0,00	1
Gobio	1	100,00	0	0,00	0	0,00	1
Piscardo	18	100,00	0	0,00	0	0,00	18
Tenca	2	66,67	1	33,33	0	0,00	3
<b>Total</b>	<b>61</b>	<b>84,72</b>	<b>3</b>	<b>5,17</b>	<b>8</b>	<b>11,11</b>	<b>72</b>

### 8.2.3. Efectos sobre el hospedador

En condiciones de hacinamiento, la intensidad de parasitación por monogenéticos aumenta rápidamente y las infecciones resultantes pueden llegar a matar a los hospedadores directamente (Lester y Adams, 1974; Cusack y Cone, 1986a).

Los monopistocotílidos causan daño tisular significativo debido a su forma de anclaje, y por el raspado de tegumento expuesto y vulnerable; aunque el daño es a menudo minimizado por su recolocación dentro del hospedador (Rohde, 1984; Cone y Wiles, 1989), causan, sin embargo, enfermedad en los peces afectados (Cone, 1995).

Además, se sospecha que las infecciones debilitan los mecanismos de defensa no-específicos, permitiendo la invasión por parte de patógenos microbianos (Munro, 1982); en otros casos, pueden actuar como vectores mecánicos de patógenos víricos y bacterianos de peces (Grimes y cols., 1985; Cusack y Cone, 1985, 1986b).

La infestación masiva de la piel por *Gyrodactylus* causa la efusión copiosa de mucus, afectando a la función respiratoria de la piel y a los intercambios iónicos de la sangre (osmorregulación), mientras el cuerpo del pez muestra una pobre condición somática y su superficie queda cubierta por una capa de color blanco (Bauer, 1961).

*Gyrodactylus katharineri* causa problemas en juveniles de carpa, que se vuelven de color azul oscuro, sufren emaciación y finalmente mueren (Hoffman, 1998). Su patogenicidad parece surgir del daño mecánico ejercido por el haptor durante el anclaje, siendo los peces infectados más susceptibles a infecciones secundarias de carácter bacteriano y fúngico (Ergens, 1983). Además, el parásito podría dificultar las propiedades de defensa del mucus de la piel (Cone, 1995).

Las infecciones intensas por *G. crysoleucas* causan un daño a la piel, formándose parches y tiras de mucus en su superficie corporal, pudiendo matar a los peces, directamente o a través de infecciones fúngicas secundarias (Lewis y Lewis, 1970). Se ha observado cómo los peces infectados se congregan frecuentemente a lo largo de las orillas de las lagunas y la mortalidad se extiende mediante un goteo continuo durante un período de varias semanas (Cone, 1995).

#### **8.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Ha habido numerosos casos en los que los parásitos introducidos se han establecido en poblaciones salvajes de hospedadores. El más notable es el de *G. salaris* Malmberg, 1957 del Báltico en poblaciones salvajes y cultivadas de salmón atlántico (*Salmo salar*) en ríos de Escandinavia; el resultado ha sido la extensión de la epizootia y una reducción significativa de las poblaciones silvestres (Sattaur, 1988).

En el medio natural, el único caso de mortalidad registrada por la acción de los parásitos del género *Gyrodactylus* (*G. arcuatus* y *G. bychowskii*) fue causada por la infestación masiva de espinosillos (*Gasterosteus aculeatus*) en el Mar Blanco, cuyas poblaciones quedaron aisladas en la orilla por una marea inusualmente alta y, en condiciones de sobrepoblación, se infestaron con gran número de monogenéticos (hasta 1000 por individuo) (Shulman, 1961).

A pesar de que es conocido que los monogenéticos causan enfermedades en todas las formas de piscicultura, pudiendo alcanzar tasas de mortalidad bastante elevadas (Pavanelli y cols., 1999), no se les da la importancia que se debería bajo directrices de sanidad animal que regulan la importación de patógenos potenciales; es destacable que la mayoría de los problemas implican a miembros del género *Gyrodactylus* (Cone, 1995).

Sin embargo, en los últimos años, y debido a los graves daños causados en pesquerías y explotaciones acuícolas de salmónidos, y en especial de salmón atlántico (OIE, 2006), *G. salaris* ha venido recibiendo mayor atención, y la Unión Europea ya ha establecido medidas de vigilancia y protección contra el mismo (Decisión 2003/513/CE).

#### **8.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

---

Si analizamos la condición somática de los individuos parasitados frente a los no parasitados por *Gyrodactylus* sp. en las diferentes especies capturadas, observamos que, en el caso de los barbos y los piscardos, especies consideradas de riesgo, los infectados por dicho parásito presentan una mejor condición somática (Tabla 8.6). Además, a partir de cierto valor del índice de condición, dependiendo de la especie, se multiplican las probabilidades de parasitación entre 7 y 8 veces (Tabla 8.9). En primer lugar, tenemos que considerar que estos valores de condición somática, lejos de permanecer constantes, sufren cambios estacionales en las distintas especies (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982), estacionalidad cuya influencia será discutida en el **apartado 8.3.1**. En segundo lugar, y dado que su valor es un indicador del debilitamiento de los peces (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Granado-Lorencio, 2002), es lógico pensar que aquellos ejemplares con una mejor condición somática muestren un comportamiento mucho más activo, y que esta mayor actividad, y por lo tanto un mayor contacto físico entre los individuos, podría estar favoreciendo su parasitación

por ectoparásitos como *Gyrodactylus* sp. (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

Tabla 8.6. Principales valores obtenidos con respecto al Índice de Condición en las especies analizadas

Especie	IC en infectados	IC en no infectados	p <sup>MW</sup>
Barbo	1423,209 ± 1100,830	753,923 ± 701,931	<0,001
Bermejuela	-	106,666 ± 34,270	-
Boga	401,901 ± 99,114	376,353 ± 132,547	0,549
Bordallo	342,666	274,171 ± 125,651	0,667
Gobio	160,085	142,568 ± 32,745	0,575
Piscardo	130,692 ± 14,310	101,190 ± 28,068	<0,001
Tenca	235,546 ± 21,390	260,384 ± 162,196	>0,999

<sup>MW</sup> Significación estadística según test de Mann-Whitney

Se ha observado cómo las hembras de los barbos presentan una mayor prevalencia de parasitación por *Gyrodactylus* sp. (Tabla 8.7), triplicándose sus probabilidades de estar infectadas (Tabla 8.9). No es extraño, ya que las hembras de esta especie crecen más rápido, alcanzan mayor talla y son más longevas que los machos (Lobón-Cerviá y Fernández-Delgado, 1984), factores cuya influencia se discute a continuación.

Tabla 8.7. Prevalencia de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. según el sexo del hospedador estratificadas en función de las distintas especies de peces estudiadas

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	16,44 (7,94-24,94)	38,98 (26,54-51,43)	<b>24,65</b> <b>(17,56-31,74)</b>	0,004 <sup>X2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	<b>0,00</b> <b>(0,00-11,29)</b>	nc
Boga	13,56 (4,82-22,30)	21,43 (6,23-36,63)	<b>16,09</b> <b>(8,37-23,81)</b>	0,351 <sup>X2</sup>
Bordallo	14,29 (0,00-40,21)	0,00 (0,00-63,16)	<b>10,00</b> <b>(0,00-28,59)</b>	0,383 <sup>RV</sup>
Gobio	1,75 (0,00-5,16)	0,00 (0,00-4,95)	<b>0,86</b> <b>(0,00-2,54)</b>	0,232 <sup>RV</sup>
Piscardo	20,00 (5,69-34,31)	8,28 (3,73-12,67)	<b>10,29</b> <b>(5,78-14,79)</b>	0,054 <sup>X2</sup>
Tenca	2,78 (0,00-8,15)	3,70 (0,00-8,74)	<b>3,33</b> <b>(0,00-7,04)</b>	0,809 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>10,78</b> <b>(7,97-14,46)</b>	<b>11,75</b> <b>(8,45-15,05)</b>	<b>11,34</b> <b>(8,87-13,80)</b>	0,704 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,010 <sup>RV</sup>	0,010 <sup>RV</sup>	0,010 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

El tamaño de los ejemplares capturados (ciprínidos en general, barbos y piscardos), tanto si consideramos su longitud como su peso, se comporta como un factor de riesgo cuando por encima de ciertos valores (>21 cm y >142 g en barbos; >7,5 cm y >7 g en piscardos), se multiplica el riesgo de estar parasitados entre 6 y 32 veces, dependiendo del caso (Tabla 8.9).

Tabla 8.8. Prevalencia de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces analizadas

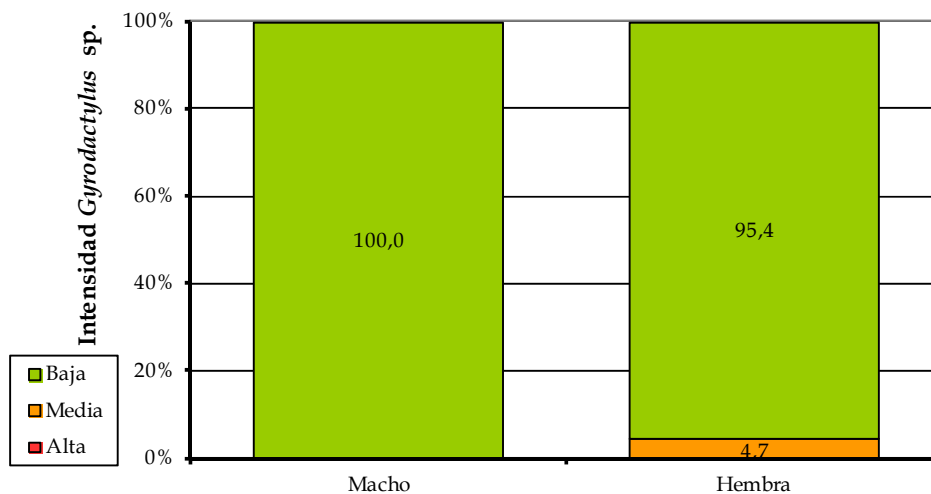
Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	83,33 (62,25-100,00)	19,23 (12,46-26,01)	<b>24,65</b> <b>(17,56-31,74)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	36,36 (16,26-56,47)	8,70 (2,05-15,34)	<b>15,38</b> <b>(7,97-22,80)</b>	0,002 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	10,00 (0,00-28,59)	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,536 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,71 (0,00-2,09)	<b>0,57</b> <b>(0,00-1,69)</b>	0,516 <sup>RV</sup>
Piscardo	10,00 (3,43-16,57)	7,52 (3,04-12,00)	<b>8,45</b> <b>(4,72-12,19)</b>	0,528 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	2,88 (0,00-6,10)	<b>2,63</b> <b>(0,00-5,57)</b>	0,455 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>15,95</b> <b>(10,33-21,57)</b>	<b>7,43</b> <b>(5,37-9,50)</b>	<b>9,21</b> <b>(7,18-11,23)</b>	0,001 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Según Gurbunova (1936), algunos grupos de parásitos se hacen más abundantes a medida que los peces crecen. Al contrario de lo que ocurre en las piscifactorías, donde se ha comprobado que los ejemplares de menor tamaño (edad) son los más susceptibles a la parasitación por estos monogenéticos (Bauer, 1961; Cone, 1995; Hoffman, 1998), en los peces de hábitats naturales la parasitofauna se hace considerablemente más diversa con la edad, debido a un aumento en la superficie disponible para el anclaje de los ectoparásitos y a su acumulación progresiva en el tiempo (Dogiel y cols., 1961; Buchmann y Bresciani, 1997), afectando tanto a su incidencia como a su intensidad de parasitación (Chubb, 1977).

No se observó, sin embargo, diferencia significativa alguna en los niveles de parasitación en función del sexo del hospedador (Figura 8.10).

Figura 8.10. Intensidad de infestación por *Gyrodactylus* sp. según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,147$

Tanto en el conjunto de ciprínidos (prevalencia del 15,95% en freza), como en el caso particular de barbos (prevalencia del 83,33% en freza) y bogas (36,36% en freza), los ejemplares han mostrado una mayor prevalencia de parasitación en el período reproductivo (Tabla 8.8), durante el cual el riesgo de estar parasitadas, en general, se ha duplicado (Tabla 8.9). Entre todas las especies consideradas en este estudio, ambas se concentran en alto número durante la época de freza, y las condiciones derivadas de esta situación, como una mayor densidad (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995) y el estrés reproductivo (Ginetsinskaya, 1961; Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Dickerson y Dawe, 1995) les hace más susceptibles a la parasitación por *Gyrodactylus* sp.

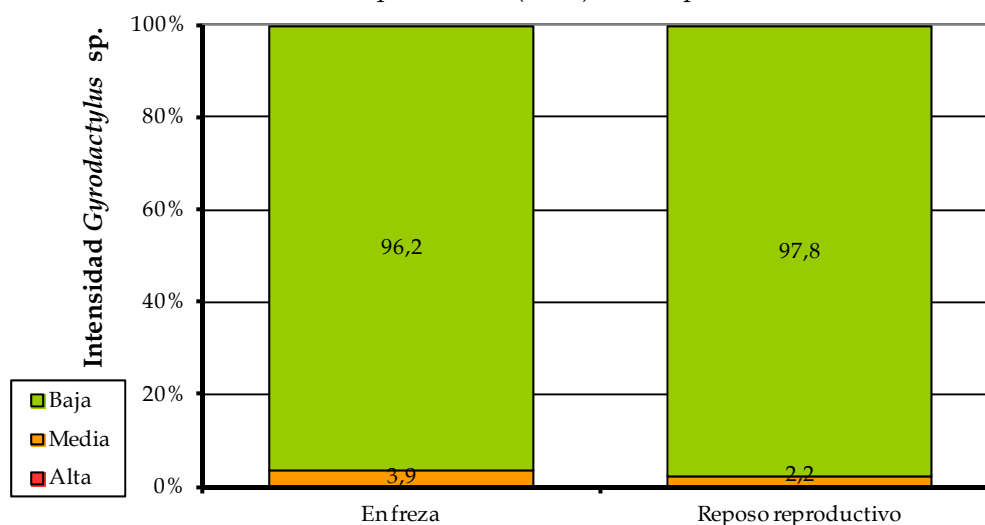
Tabla 8.9. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Gyrodactylus* sp. en distintas subpoblaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Longitud > 17 cm	Longitud ≤ 17 cm	<0,001	6,315 (3,804-10,480)
	24,16 (17,87-30,45)	4,80 (3,10-6,51)		
Barbos	Longitud > 21 cm	Longitud ≤ 21 cm	<0,001	7,102 (2,560-19,700)
	37,97 (27,27-48,68)	7,94 (1,26-14,61)		
Piscardos	Longitud > 7,5 cm	Longitud ≤ 7,5 cm	<0,001	17,180 (2,242-131,600)
	14,91 (8,37-21,45)	1,01 (0,00-2,98)		
Total	Peso > 142 g	Peso ≤ 142 g	<0,001	9,186 (5,246-16,080)
	37,84 (26,79-48,89)	6,21 (4,44-7,99)		
Barbos	Peso > 140 g	Peso ≤ 140 g	<0,001	6,974 (2,788-17,450)
	41,79 (29,98-53,60)	9,33 (2,75-15,92)		
Piscardos	Peso > 7 g	Peso ≤ 7 g	<0,001	31,750 (4,136-243,700)
	20,00 (11,50-28,50)	0,78 (0,00-2,31)		
Total	IC > 670	IC ≤ 670	<0,001	8,375 (4,667-15,030)
	37,50 (25,64-49,36)	6,69 (4,86-8,51)		
Barbos	IC > 605	IC ≤ 605	<0,001	6,974 (2,788-17,450)
	41,79 (29,98-53,60)	9,33 (2,75-15,92)		
Barbos	Hembra	Macho	0,004	3,248 (1,444-7,304)
	38,98 (26,54-51,43)	16,44 (7,94-24,94)		
Total	En freza	Reposo reproductivo	0,001	2,364 (1,411-3,960)
	15,95 (10,33-21,57)	7,43 (5,37-9,50)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; \* Datos nulos, cálculos aproximados

Sin embargo, no se observó en ningún caso una mayor intensidad de parasitación en función del estado reproductivo del hospedador (Figura 8.11).

Figura 8.11. Intensidad de infestación por *Gyrodactylus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,684$

### 8.3. Factores dependientes del medio

#### 8.3.1. Estacionalidad

A partir de los resultados obtenidos, se pone de manifiesto que la primavera es la estación del año durante la cual existe un mayor porcentaje de individuos parasitados por *Gyrodactylus* sp., bien consideremos los distintos puntos muestreados (Tablas 8.10, 8.11 y A8.8), bien sea en las distintas especies capturadas (Tabla 8.12). En el conjunto de los datos, en los ríos y en los tramos medios de éstos, las probabilidades de estar infectado por dicho parásito prácticamente se duplican (Tabla 8.13). Como señalan algunos autores (Chubb, 1977), la incidencia de parásitos como *Gyrodactylus* sp. aumenta en muchos casos con un incremento de la temperatura en los meses cálidos. Así se ha observado en el caso de *G. salmonis* ( $\geq 18^{\circ}\text{C}$ ) (Cone y Cusack, 1988), *G. katharineri* ( $\geq 11^{\circ}\text{C}$ ) (Hanzelova y Zitnan, 1982) y *G. crysoleucas* (en primavera) (Lewis y Lewis, 1970); estas dos últimas especies son típicas de los ciprínidos. Además, durante esta estación, la concentración reproductiva de miles de ejemplares favorece su multiplicación (discutido en el apartado 8.2.5). Posiblemente sea una combinación de ambos factores, en determinados momentos del ciclo vital de los ciprínidos de nuestra región, lo que propicie que esta estación actúe como un factor de riesgo en la presencia del parásito a partir de la propia adaptación de su ciclo vital.

Sólo existen un par de puntos de muestreo (*Dur* y *Er*) donde es el otoño la estación donde se registran las mayores prevalencias (Tabla A8.8), y en concreto en el punto de muestreo *Er* se cuadriplican las probabilidades de estar parasitado por *Gyrodactylus* sp. (Tabla 8.4). A la hora de plantear una explicación, habría que considerar las particularidades de este punto de muestreo, donde es bastante probable que, durante la época estival, en la cual los peces se concentran en zonas someras, se generen las condiciones óptimas para la multiplicación del parásito; y una vez alcanzado un cierto umbral, hacia finales de esta estación y comienzos del otoño, se alcancen las condiciones óptimas para la parasitación del mayor número de ejemplares en este punto.

Tabla 8.10. Prevalencias de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	14,66 (9,64-19,68)	0,00 (0,00-25,89)	13,93 (9,14-18,72)	0,079 <sup>RV</sup>
Verano	4,64 (1,96-7,32)	5,45 (0,00-11,46)	4,79 (2,34-7,25)	0,802 <sup>RV</sup>
Otoño	12,50 (8,32-16,68)	0,00 (0,00-5,93)	10,38 (6,86-13,90)	0,009 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>10,33</b> <b>(8,02-12,64)</b>	<b>2,63</b> <b>(0,00-5,57)</b>	<b>9,21</b> <b>(7,18-11,23)</b>	0,009 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,001 <sup>X2</sup>	0,108 <sup>RV</sup>	0,002 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 8.11. Prevalencias de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	12,99 (5,48-20,50)	15,79 (9,10-22,48)	14,66 (9,64-19,68)	0,574 <sup>X2</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	5,64 (2,40-8,88)	4,64 (1,96-7,32)	0,036 <sup>RV</sup>
Otoño	11,11 (4,62-17,60)	13,33 (7,89-18,77)	12,50 (8,32-16,68)	0,614 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>9,57</b> <b>(5,58-13,56)</b>	<b>10,68</b> <b>(7,85-13,50)</b>	<b>10,33</b> <b>(8,02-12,64)</b>	0,657 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,057 <sup>X2</sup>	0,009 <sup>X2</sup>	0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 8.12. Prevalencias de infección (%) por *Gyrodactylus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especies	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	41,38 (23,45-59,30)	13,70 (5,81-21,59)	32,50 (17,98-47,02)	24,65 (17,56-31,74)	0,005 <sup>X2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	32,00 (13,71-50,29)	0,00 (0,00-8,94)	17,65 (4,83-30,46)	15,38 (7,97-22,80)	0,001 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	14,29 (0,00-40,21)	-	8,33 (0,00-23,97)	0,285 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	0,57 (0,00-1,69)	0,343 <sup>RV</sup>
Piscardo	10,81 (3,74-17,89)	0,00 (0,00-6,44)	10,64 (4,41-16,87)	8,45 (4,72-12,19)	0,072 <sup>X2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	5,45 (0,00-11,46)	0,00 (0,00-5,93)	2,63 (0,00-5,57)	0,108 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>14,66</b> <b>(9,64-19,68)</b>	<b>4,64</b> <b>(1,96-7,32)</b>	<b>10,38</b> <b>(6,86-13,90)</b>	<b>9,21</b> <b>(7,18-11,23)</b>	0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,000 <sup>RV</sup>	0,000 <sup>RV</sup>	0,000 <sup>X2</sup>	0,000 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable



Tabla 8.13. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *Gyrodactylus* sp. en las distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Primavera	Resto estaciones	<0,001	1,975 (1,193-3,269)
	13,93 (9,14-18,72)	7,57 (5,42)		
Río	Primavera	Resto estaciones	0,001	1,827 (1,094-3,051)
	14,66 (9,64-19,68)	8,60 (6,08-11,11)		
Tramo medio	Primavera	Resto estaciones	0,009	1,899 (1,017-3,545)
	15,79 (9,10-22,48)	8,99 (5,97-12,00)		
Er	Otoño	Resto estaciones	0,006	4,146 (1,554-11,010)
	37,14 (21,13-53,13)	12,50 (4,86-20,14)		

x<sup>2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Los resultados de algunos autores (Buchmann y Bresciani, 1997; Rintämaki-Kinunnen y Valtonen, 1997; Ruiz-Zarzuela, 2003), si bien coinciden con los nuestros al señalar la clara influencia de la estacionalidad sobre la presencia del parásito, difieren al considerar al invierno como la estación de riesgo. Esto se debe, a nuestro criterio, a que las poblaciones estudiadas por estos autores son poblaciones salmonícolas (o con una mayor presencia de salmónidos respecto a otras especies piscícolas) y, como es lógico pensar, las especies de *Gyrodactylus* sp. que se desarrollan en este grupo encuentran las mejores condiciones para el desarrollo de su ciclo biológico en la época reproductiva de los salmónidos. Así pues, a la hora de analizar los datos, es necesario considerar también el factor hospedador.

Si analizamos la influencia de la estacionalidad sobre la intensidad de parasitación, podemos observar cómo en ningún caso, ni considerando los distintos puntos de muestreo (Figuras 8.12A y 8.12B), ni las distintas especies capturadas (Figura 8.13), se observaron diferencias significativas.

Figura 8.12A. Intensidades de infestación por *Gyrodactylus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

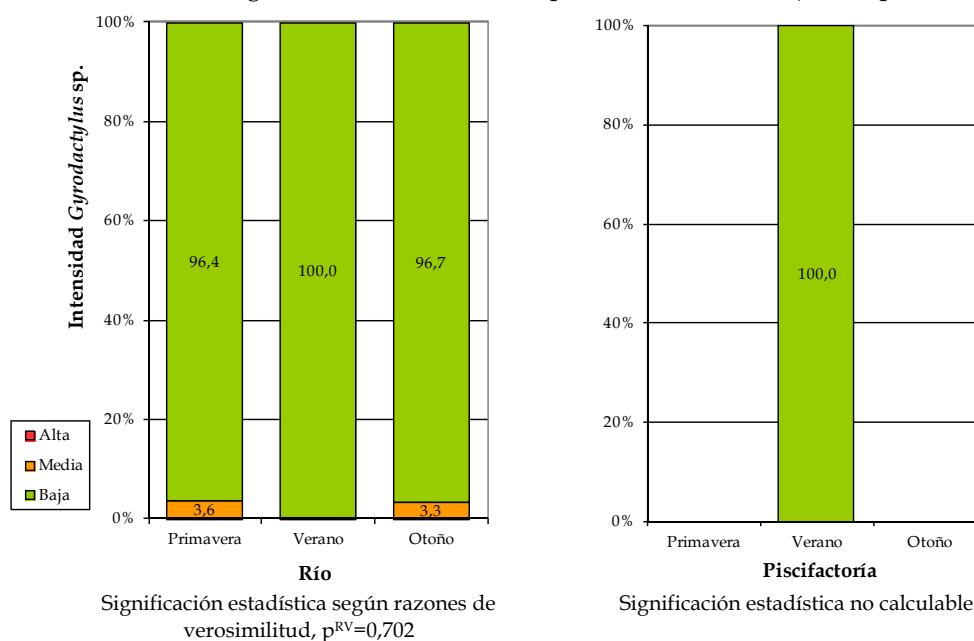


Figura 8.12B. Intensidades de infestación por *Gyrodactylus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

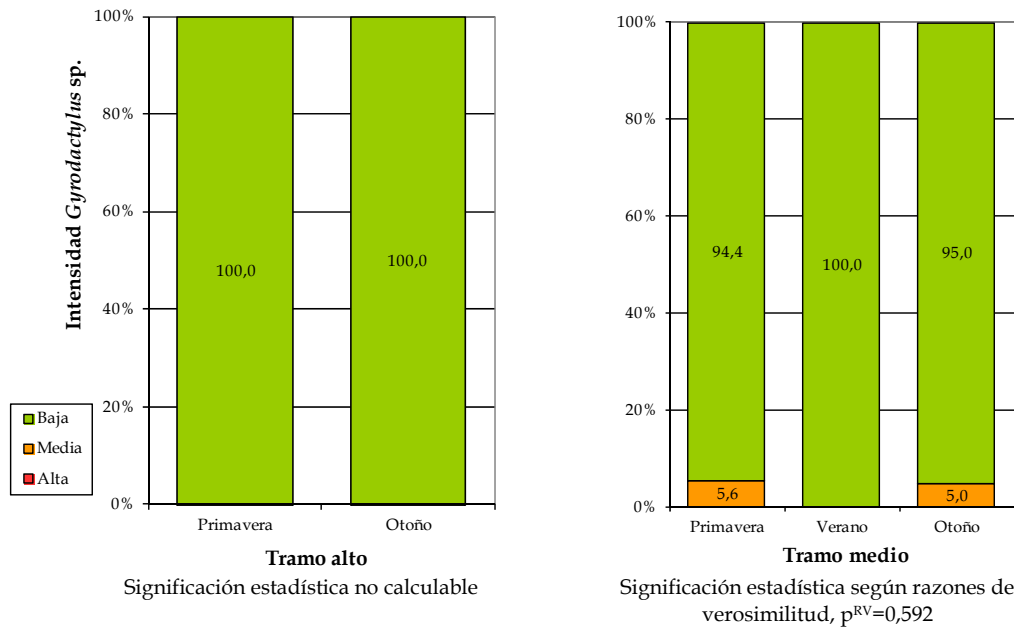
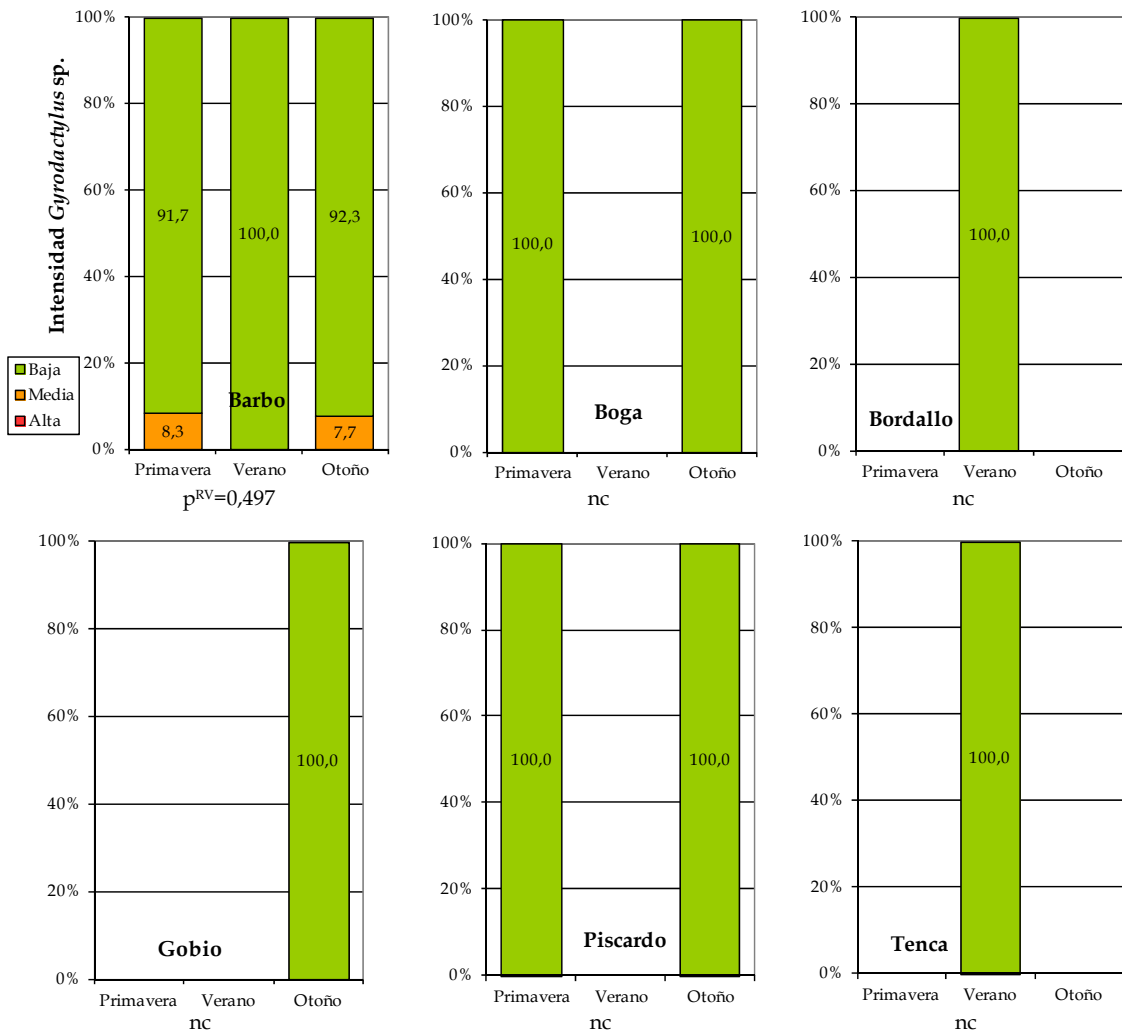


Figura 8.13. Intensidades de infestación por *Gyrodactylus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



$^{RV}$  Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: Significación estadística no calculable

### 8.3.2. Ubicación

Nuestros resultados muestran cómo los ciprínidos del conjunto de los ríos muestreados, frente a los de la piscifactoría, presentan una mayor prevalencia de parasitación por *Gyrodactylus* sp. (10,33% frente a 2,63%) (Tabla 8.10), multiplicándose sus probabilidades de presentar el parásito en más de 4 veces (Tabla 8.14). Tenemos que considerar, en primer lugar, que en los ecosistemas naturales, donde la variedad de peces es mucho mayor, la diversidad de parásitos es mucho mayor (Dogiel y Bykhovski, 1939; Layman, 1946; Bauer, 1961); mientras que en la piscifactoría, el frecuente manejo de los animales, los tratamientos terapéuticos y/o preventivos, etc. (Barton y cols., 1987), pueden ser factores con un efecto negativo sobre la presencia de monogenéticos.

Tabla 8.14. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Gyrodactylus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Natural (río)*	Piscifactoría	0,009	4,262 (1,318-13,780)
	10,33 (8,02-12,64)	2,63 (0,00-5,57)		
Total	Er	Resto puntos	<0,001	3,235 (1,866-5,609)
	20,56 (12,90-28,22)	7,40 (5,38-9,29)		

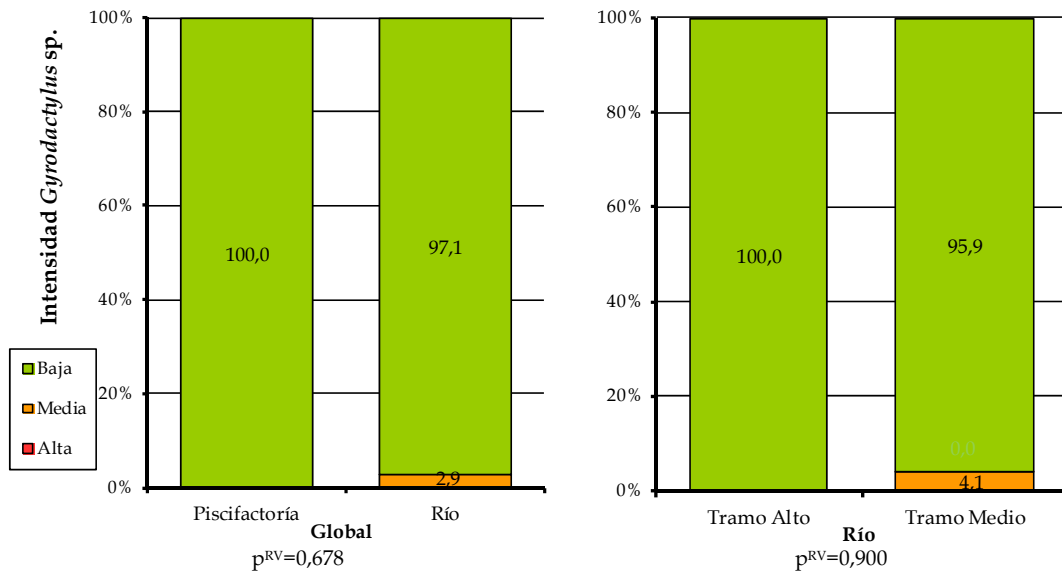
\* Frente a un ecosistema artificial (piscifactoría). <sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

No obstante, la importancia económica de los monogenéticos en condiciones de cultivo es enorme (Shulman, 1961), donde las especies del género *Gyrodactylus* han causado problemas de enfermedades en todos los tipos de piscicultura hasta la fecha, debido a su alto potencial reproductivo y a su elevada capacidad de transmisión entre un hospedador y otro, especialmente bajo condiciones de hacinamiento (Cone, 1995); algunas especies pueden hacerse tan numerosas en trucha, carpín dorado o centrárquidos cultivados, que los peces sufren un gran daño y deben ser tratados para sobrevivir (Hoffman, 1998).

El punto de muestreo *Er* es, entre todos los puntos considerados, aquel en el cual se han registrado las mayores prevalencias de parasitación por *Gyrodactylus* sp. (2,56%) (Tabla A8.8) y se ha triplicado el riesgo de parasitación (Tabla 8.14). Consideramos que las condiciones propias de este tipo de ambientes, generadoras de estrés fisiológico en los peces (fuertes oscilaciones estacionales de caudal y la elevada turbidez del agua en las crecidas) y la sobrepoblación de peces en las sequías, crean las mejores condiciones para el desarrollo de este tipo de parásitos de ciclo directo (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

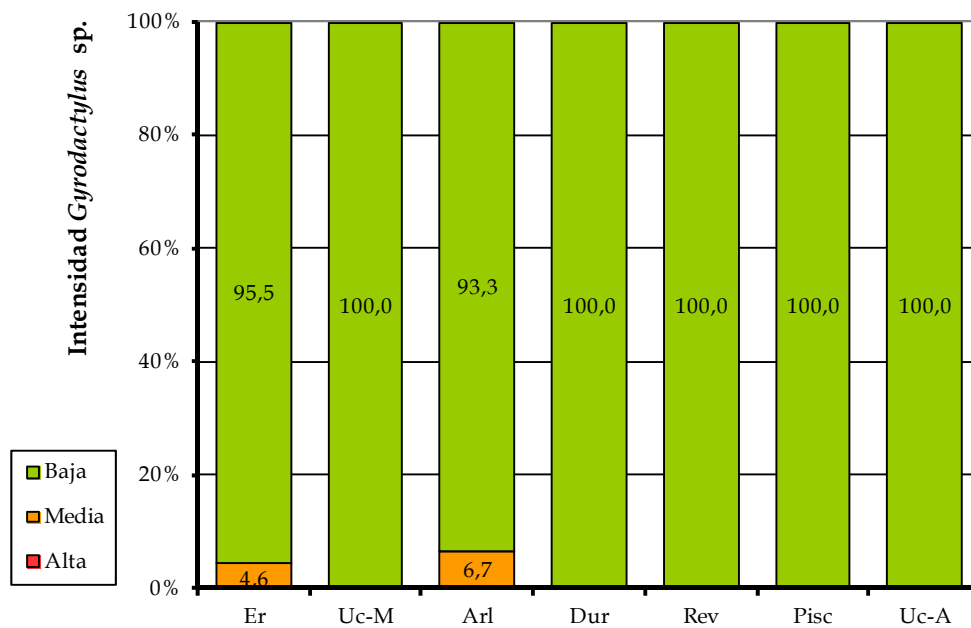
Una vez más, en ningún caso se observó una influencia de un factor externo, en este caso la ubicación (Figuras 8.14 y 8.15) sobre la intensidad de parasitación en el conjunto de los ciprínidos analizados.

Figura 8.14. Intensidades de infestación por *Gyrodactylus* sp. para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)



<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Figura 8.15. Intensidades de infestación por *Gyrodactylus* sp. para los distintos puntos de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,834$

### 8.3.3. Calidad del agua

En la Tabla 8.15 se muestran aquellos factores de riesgo en la presencia de *Gyrodactylus* sp. en función de algunos parámetros de calidad del medio acuático. Todos ellos están asociados a las características dependientes del punto de muestreo, discutidas en el apartado anterior, y/o a las variaciones estacionales (apartado 8.3.1) que se producen en ellos: los valores de oxígeno > 8 mg/l (que multiplican por 8 el riesgo de infección), así como los niveles de amonio menores de 0,05 mg/l (en los

ríos) (triplican el riesgo), son propios de la primavera (y, en menor medida, del otoño) (Tablas 2.6 y 2.12); mientras que un recuento de anaerobios superior a 0 ufc/20ml es característico de los ríos y/o la estación primaveral (Tablas 2.11b y A2.40).

Tabla 8.15. Papel de la calidad físico-química y microbiológica del agua como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Gyrodactylus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Oxígeno >8 mg/l	Oxígeno ≤8 mg/l	<0,001	7,877 (3,368-18,420)
	14,22 (11,05-17,40)	2,06 (0,43-3,69)		
Total	Amonio ≤0,05 mg/l	Amonio >0,05 mg/l	<0,001	2,717 (1,435-5,147)
	11,54 (8,79-14,28)	4,58 (2,05-7,11)		
Total	CSR48h >0 ufc/20ml	CSR48h ≤0 ufc/20ml	<0,001	2,842 (1,735-4,657)
	16,67 (11,55-21,78)	6,57 (4,55-8,59)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

## 9. DACTYLOGYRUS SP.

### 9.1. Etiología

#### 9.1.1. Clasificación taxonómica

---

Al igual que en el capítulo anterior, nos hemos basado en la clasificación propuesta por de Kinkelin y cols. (1985), basada a su vez en la de Schmidt y Roberts (1977):

- Phylum Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
- Clase Monogenea Carus, 1863
- Subclase Monopisthocotylea Odhner, 1912
- Orden Dactylogyrida Bykhovski, 1937
- Superfamilia Dactylogyroidea Yamaguti, 1963
- Familia Dactylogyridae Bykhovski, 1933
- Género *Dactylogyrus* Diesing, 1850

#### 9.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

Los miembros de la Familia Dactylogyridae son ovíparos, y los huevos depositados suponen una forma de resistencia; esta diferencia reproductiva respecto a los gyrodactylidos tiene implicaciones sanitarias principalmente en la implantación de métodos de control y prevención mucho más complejos (Hoole y cols., 2001).

Su ciclo vital implica la puesta de huevos, que son liberados al agua, y el desarrollo de fases larvianas (oncomiracidios) que invaden de nuevo al pez hospedador; su eclosión puede estar controlada por factores ambientales (ritmos diarios y cambios en la intensidad de luz), aunque en ocasiones puede coincidir con la sombra debida a la presencia del pez hospedador (Hoole y cols., 2001). En algunas especies, como en *D. vastator*, el desarrollo de los huevos dura 2-3 días (Paperna, 1963a).

Una vez eclosionado el huevo, el oncomiracidio ciliado tiene respuestas fototácticas y quimiosensibles, que favorecen la localización de un pez (Hoole y cols., 2001). Cuando eclosiona, la larva está equipada con un par de ojos y tres grupos de cilios, si bien su haptor todavía no está bien diferenciado y los ganchos están cubiertos con tejidos; durante este primer período de vida muestra fototaxia positiva y se mueve en líneas rectas, lo cual facilita una rápida dispersión en el agua, una mayor distribución del parásito y su transferencia a nuevos individuos de las especies hospedadoras; durante el segundo período, la fototaxis es negativa y el movimiento toma un carácter aleatorio, a la vez que los ganchos del haptor emergen y se hacen móviles, posibilitando su anclaje en la superficie corporal del pez, donde posteriormente pierde sus cilios y alcanza la madurez sexual (Ginetsinskaya, 1961).

En el caso de *D. extensus*, el desarrollo óptimo de los huevos lleva 8-9 días a 16-17°C. A 24-25°C, los post-oncomiracidios maduran y depositan los huevos en 6-7 días (Prost, 1963).

El ciclo vital de *D. vastator* dura de 10-12 días (Gröben, 1940), pero podría extenderse entre 18 y 20 días (Bauer, 1961); el tiempo de vida a 24-28°C se estima que es de 11-13 días (Paperna, 1963a).

La producción de cada huevo lleva entre 4 y 20 min, y su número depende de la temperatura y de la edad del parásito. La tasa de producción de huevos en *D. vastator* alcanza su pico en parásitos de 11-13 días, que producen 5-15 al día; curiosamente, el comienzo de condiciones desfavorables (deterioro del suministro de oxígeno, aumento en la temperatura, muerte del hospedador) siempre acarrea un aumento en el número de huevos depositados, siendo una característica típica de los parásitos, que reaccionan a las condiciones desfavorables aumentando la fertilidad y asegurando la proliferación de la especie (Iziumova, 1953; Ginetsinskaya, 1961).

El post-oncomiracidio (Figura 9.1) es sexualmente maduro a los 4-5 días, mientras que los adultos sólo viven 5 días. El parásito puede producir dos tipos de huevos: uno eclosiona en el período normal, mientras que el otro, un huevo supuestamente en diapausa, tiene un desarrollo retardado y puede representar una fase de hibernación (*overwintering*) (Paperna, 1963a).

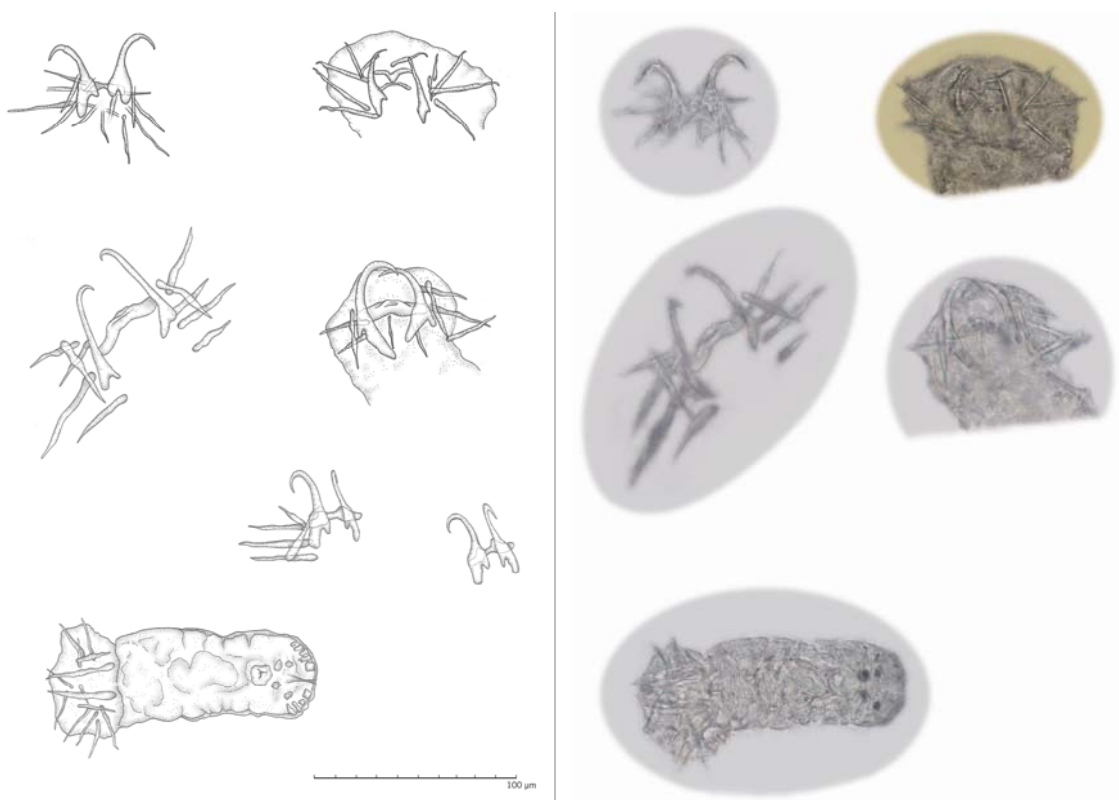


Figura 9.1. Detalles del haptor (parte superior) y ejemplar completo (parte inferior) de *Dactylogyrus* sp. en fase de post-oncomiracidio obtenido de branquias de barbo (izquierda: dibujo en cámara clara; derecha: microscopía óptica).

La fase libre de las larvas es corta, durando su período infectivo de 4 a 10 h. Alcanzan su sitio de infestación pasando a través de la boca del hospedador con el agua que fluye hacia las branquias y anclándose a los filamentos branquiales. Comienzan a producir huevos en 7-8 días desde el momento del anclaje (Iziumova, 1953; Ginetsinskaya, 1961). El pez se infecta a partir de los progenitores o de los huevos del parásito que son introducidos en las lagunas con el agua suministrada (Bauer, 1961).

*Dactylogyrus solidus* se continúa reproduciendo vigorosamente incluso a temperaturas menores de 15°C (Bauer y Nikolskaya, 1954), y sus huevos se siguen desarrollando durante el invierno (Bauer, 1951), pudiendo ser considerada, por lo tanto, como una

especie de aguas frías; sin embargo, sí es sensible a la falta de oxígeno (Iziumova, 1953). Su desarrollo, similar al de *D. vastator*, es más lento, extendiéndose su ciclo vital aparentemente sobre un año (Bauer, 1961).

### 9.1.3. Descripción morfológica

Las características generales del Filo, la Clase y la Subclase se desarrollan en el capítulo anterior. Los miembros de la Familia Dactylogyridae tienen un tamaño relativamente pequeño, y presentan dos pares de manchas oculares (ocelos o receptores de luz pigmentados) en la parte anterior, así como glándulas cefálicas situadas en los órganos de los lóbulos cefálicos (Figura 9.3); la boca es ventral, con faringe, y los ciegos intestinales confluyen posteriormente; presentan un único testículo, y el vaso deferente se expande para formar una vesícula seminal; mientras que el cirro es un tubo esclerotizado con una pieza accesoria variable (Hoffman, 1998).

En el Género *Dactylogyrus*, el haptor está formado por un par de áncoras (hamuli) dorsales conspicuas asociadas con una barra transversal dorsal; las áncoras y barras ventrales son vestigiales; con 14 ganchos marginales y un par de ganchos extra a veces visibles con el microscopio de fases (Mizelle y Price, 1963) (Figuras 9.2 a 9.5). En posición ventral está situada la vagina, y las glándulas vitelarias se extienden a lo largo junto con el intestino y lateralmente hasta el borde del cuerpo (Hoffman, 1998). Entre las especies más características descritas en las poblaciones de ciprínidos destacan *D. extensus*, *D. vastator* y *D. solidus*.

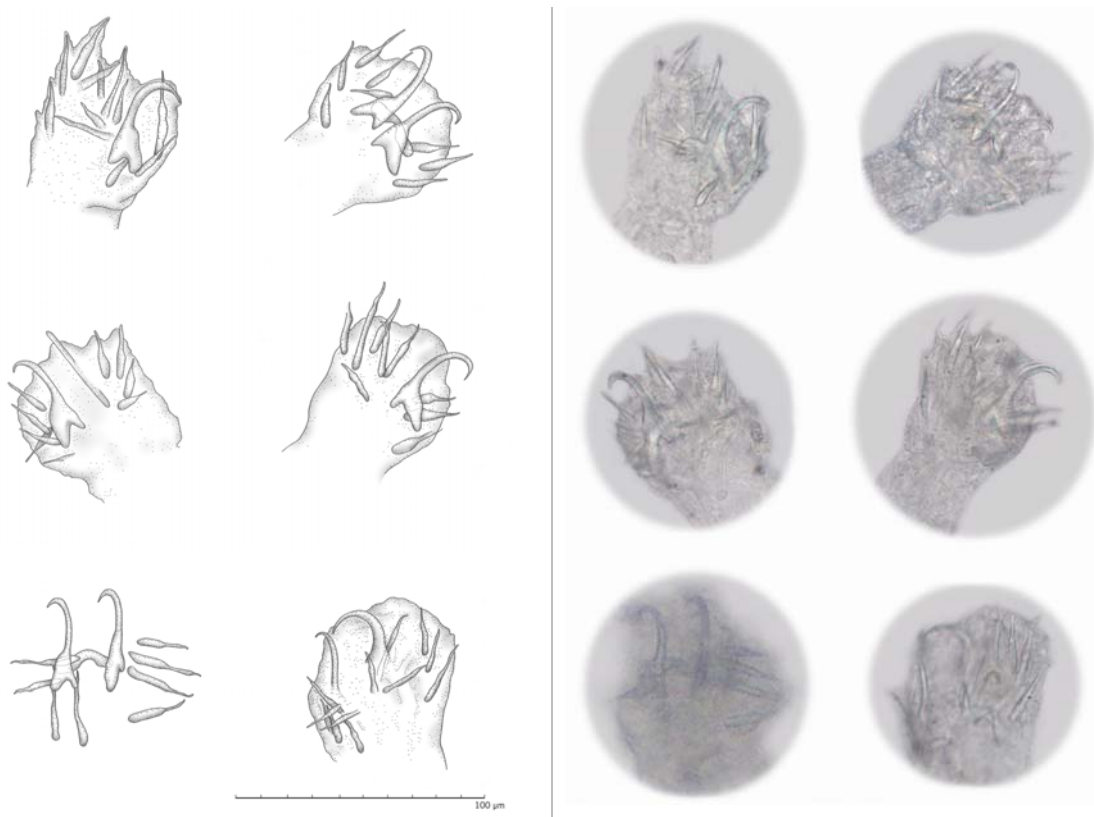


Figura 9.2. Detalles del haptor de *Dactylogyrus* sp. obtenidos de branquias de boga (izquierda: dibujo en cámara clara; derecha: microscopía óptica).



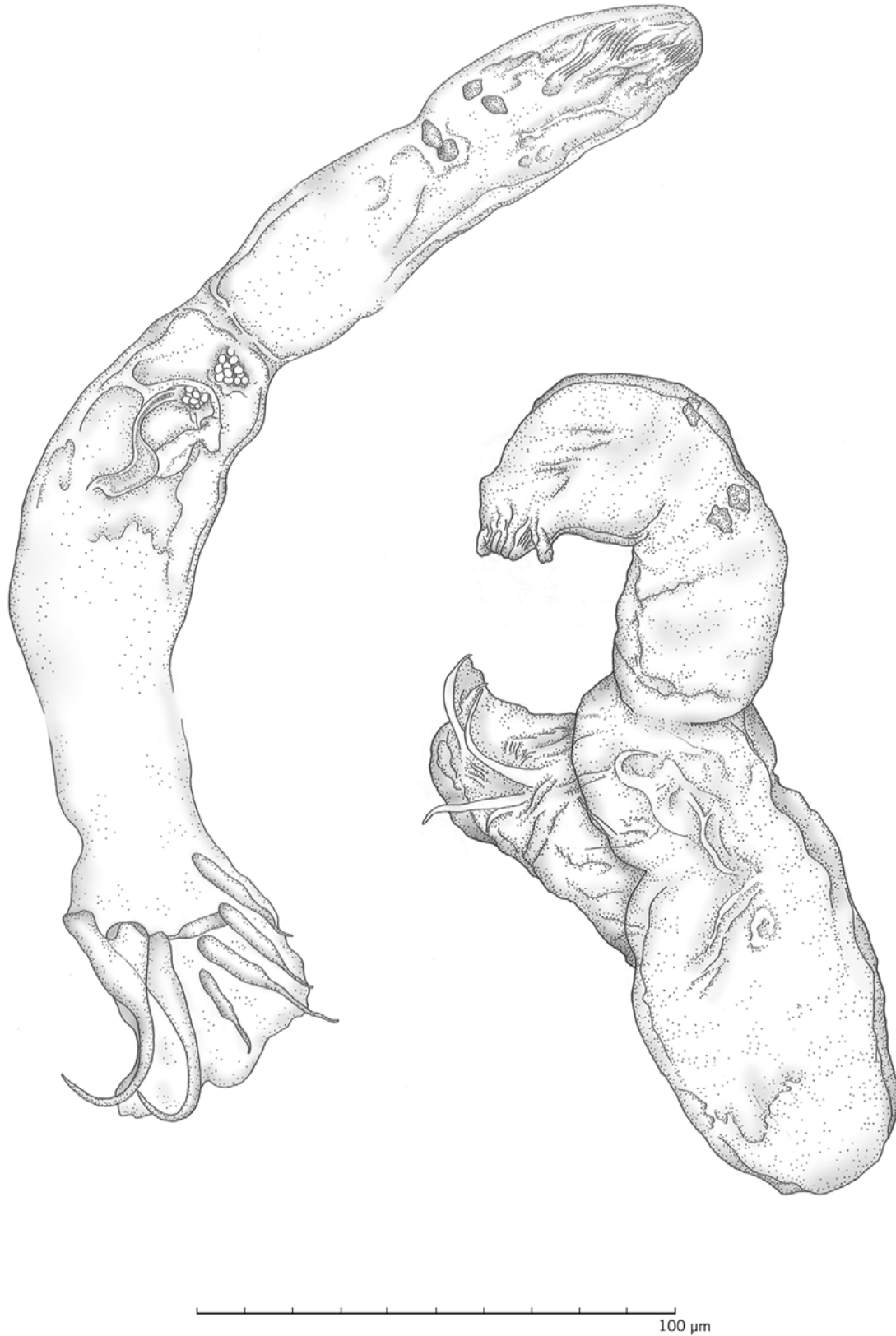


Figura 9.3. Ejemplares adultos de *Dactylogyrus* sp. obtenidos de branquias de boga, mostrando detalles de su morfología: manchas oculares (ocelos) y glándulas cefálicas (parte anterior), aparato reproductor (parte media) y haptor (parte posterior) (dibujo en cámara clara).

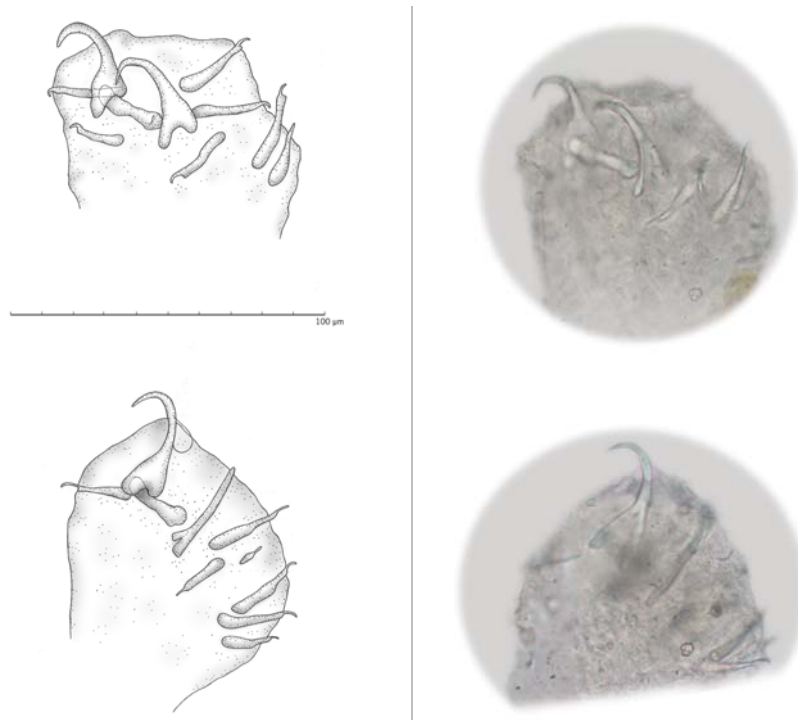


Figura 9.4. Detalles del haptor de *Dactylogyrum* sp. obtenidos de branquias de piscardo (izquierda: dibujo en cámara clara; derecha: microscopía óptica).

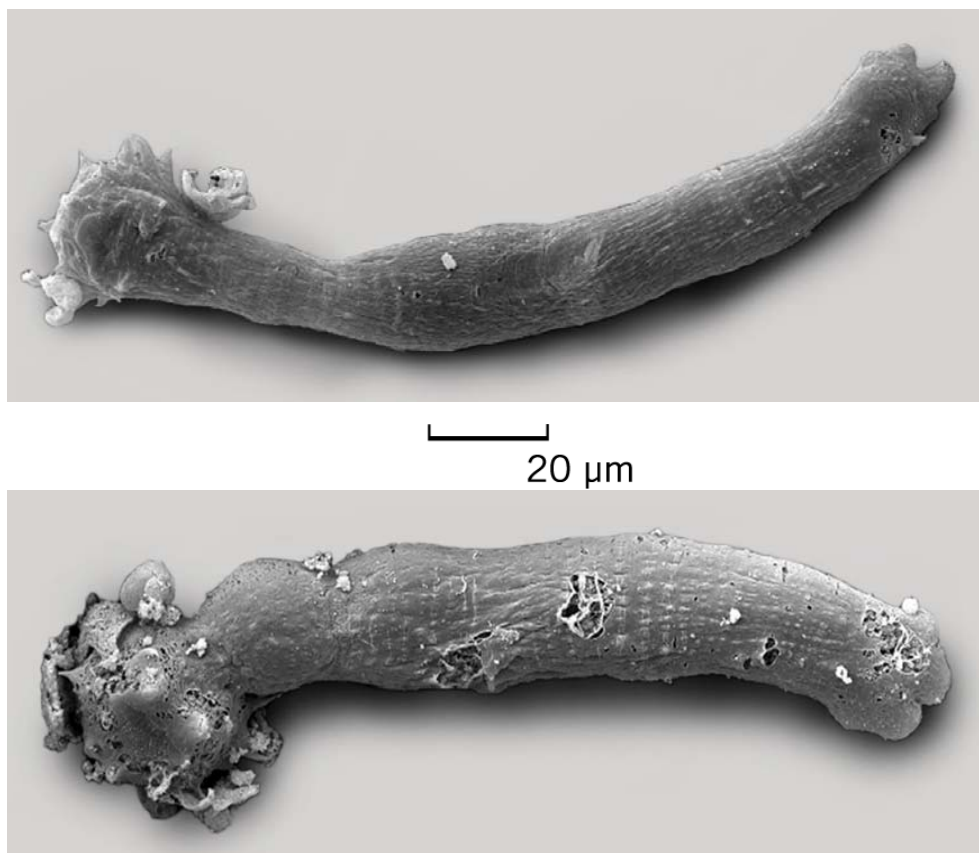


Figura 9.5. Ejemplares adultos de *Dactylogyrum* sp. obtenidos de branquias de barbo, mostrando detalles de su morfología externa: manchas oculares (ocelos) y lóbulos cefálicos (parte anterior) y haptor con restos del tejido branquial del hospedador al cual estaban anclados (parte posterior) (microscopía electrónica de barrido, SEM).

*Dactylogyrus extensus* Mueller y Van Cleave, 1932 es relativamente grande (990-1584  $\mu\text{m}$  de longitud, y aproximadamente 158  $\mu\text{m}$  de ancho); sus hamuli miden 75-88  $\mu\text{m}$  de longitud, con un cirro de 54-83  $\mu\text{m}$  y un esclerito accesorio de 42-71  $\mu\text{m}$  (Mizelle y Klucka, 1953).

*Dactylogyrus vastator* Nybelin, 1924 es relativamente pequeño (320-388  $\mu\text{m}$  de longitud aproximadamente, y 81  $\mu\text{m}$  de ancho) (Price y Mizelle, 1964); los hamuli también son pequeños y miden sólo 35-41  $\mu\text{m}$  de longitud total (Paperna, 1963a).

*Dactylogyrus solidus* Akhmerov, 1948 es la especie más grande de su género, alcanzando los 2 mm (Bauer, 1961).

Se midieron un total de 66 ejemplares de *Dactylogyrus* sp.; la longitud total media de los parásitos aislados fue de 403,03  $\mu\text{m}$ , siendo de 365,54  $\mu\text{m}$  en los barbos y 613,0  $\mu\text{m}$  en las bogas (Tabla 9.1); las medidas del haptor y de sus diferentes elementos y porciones se muestran en la Tabla 9.2. Los resultados obtenidos para los parásitos obtenidos en cada especie de pez se incluyen en los anexos (Tablas A9.1, A9.2 y A9.3).

Tabla 9.1. Longitud total ( $\mu\text{m}$ ) de *Dactylogyrus* sp. en los ciprínidos analizados

Especie	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Total	66	403,03	154,74	120	1200
Barbos	56	365,54	107,67	120	800
Bogas	10	613,00	210,61	500	1200

Tabla 9.2. Medidas del haptor de *Dactylogyrus* sp. en el conjunto de la muestra

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	15	37,93	5,72	29	50
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	15	31,67	4,99	23	44
Longitud del proceso externo ( $\mu\text{m}$ )	15	3,97	1,04	2	5
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	15	8,53	3,38	5	19
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	15	8,67	2,29	5	12
Anchura de barra conectora ( $\mu\text{m}$ )	10	25,80	5,37	22	38
Longitud de barra conectora ( $\mu\text{m}$ )	10	4,00	1,47	3	7

## 9.2. Factores dependientes del hospedador

### 9.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los miembros de la Familia Dactylogyridae son parásitos de teleósteos tanto marinos como continentales, encontrándose habitualmente, aunque no de forma específica, en Cipriniformes; el Género *Dactylogyrus* se encuentra generalmente presente en las branquias de peces de agua dulce, principalmente entre la población ciprinícola (Cone, 1995; Hoffman, 1998; Hoole y cols., 2001).

Bauer (1961) menciona cinco especies del Género *Dactylogyrus* en carpas, tanto en lagunas de cultivo como en aguas naturales de la antigua URSS: *D. anchoratus*, *D. vastator*, *D. minutus*, *D. solidus* y *D. achmerovi*. Gussev (1985) nombra siete especies en carpas: *D. achmerowi* Gussev, 1955; *D. anchoratus* Dujardin, 1845; *D. crassus*

Kulwiec, 1927; *D. extensus* Mueller y Van Cleave, 1932; *D. minutus* Kulwiec, 1927; *D. mrazaki* Ergens y Dulmaa, 1969; *D. vastator* Nybelin, 1924; y *D. yinwenyingae* Gussev, 1962. Sin embargo, sólo tres son importantes desde un punto de vista económico, como patógenos responsables de enfermedades branquiales (Dactylogyrosis): *D. vastator*, *D. solidus* (Bauer, 1961) y *D. extensus* (Musselius, 1987).

*Dactylogyrus extensus* y *D. vastator* están presentes en las branquias de carpas (Kulwiec, 1927; Bykhovski, 1933; Layman, 1948) y carpines dorados, tanto en lagunas de cultivo como en aguas naturales (Bauer, 1961). *Dactylogyrus extensus* es endémico en Asia, Europa central, Israel, Japón y Norteamérica (Mueller y Van Cleave, 1932; Paperna, 1959, 1964c; Prost, 1963; Dechtiar, 1972; Imada y cols., 1976a; Molnar, 1987).

*Dactylogyrus vastator* es endémico de Asia central, pero ha sido introducido posteriormente en Europa, Israel y Norteamérica (Paperna, 1963a; Dechtiar, 1972; Molnar, 1984, 1987). Está ampliamente distribuido por los límites de la antigua URSS y está identificado en la mayoría de las piscifactorías de carpas, incluidas también las de la zona norte (Bauer, 1961).

*Dactylogyrus solidus* se encuentra en carpas que viven en el Amour y el Danubio (Akhmerov, 1948), especie con la cual se ha expandido desde el Amour hacia las *hatcheries* de Kursk y del Danubio a las piscifactorías de Ucrania (Palyi, 1949; Ivasik, 1953). Hasta ahora su presencia ha sido registrada en el área de Leningrado, así como en algunas lagunas de Letonia, Lituania y Bielorrusia (Bauer, 1961).

Algunas especies podrían ser específicas de varios hospedadores del mismo género, como *D. cryptomerus* en *Gobio* y *D. borealis* en *Phoxinus*; este tipo de especificidad es una característica particularmente común de los monogenoidea (Bykhovski, 1957; Shulman, 1961).

Dentro de nuestra área de estudio se ha observado cómo, bajo las condiciones propias de determinado tipo de ambientes, algunas especies pueden presentar una mayor prevalencia (Tablas 9.3 y 9.4) y convertirse en especies de riesgo de estar infectadas por *Dactylogyrus* sp. Este es el caso de las bogas (57,14% de prevalencia en el total de la muestra), cuyo riesgo de estar parasitadas respecto al resto de especies aumenta de forma significativa en más de 9 veces en el conjunto de los datos, 5 veces en los tramos medios de los ríos y 9 veces en el punto de muestreo *Arl*; y el de los barbos (48,59% de prevalencia), en los cuales se multiplica significativamente el riesgo en los puntos de muestreo *Er* (5 veces) y *Uc-M* (7 veces) (Tabla 9.5). A la hora de analizar esta supuesta especificidad, conviene considerar tanto el microambiente (condiciones en la superficie branquial de ambas especies) como el macroambiente (condiciones ecológicas bajo las cuales éstas viven) (Shulman, 1961). En el primer caso, existen varios factores comunes a ambas especies de ciprínidos que podrían favorecer la multiplicación del parásito, ya que se trata de especies de un tamaño relativamente grande, longevas, y que presentan un comportamiento gregario y bentónico (Lobón-Cervía y Elvira, 1981; Docampo y Vega, 1990; González Fernández, 1999; Doadrio, 2002; Froese y Pauly, 2004; Velasco y cols., 2005), características que van a implicar varias cosas: que la superficie de anclaje es mayor, y se puede producir su acumulación año tras año (discutido en el apartado 9.2.5); que un mayor contacto entre los peces va a favorecer su dispersión (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995), y que el hecho de desarrollar su vida próximos al fondo podría aumentar sus probabilidades de ser infectados por los huevos del parásito en eclosión (Ginetsinskaya, 1961).

Tabla 9.3. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especies	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	49,64 (41,33-57,95)	<b>48,59</b> <b>(40,37-56,81)</b>	0,044 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	5,88 (0,00-13,79)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,730 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	-	57,14 (46,98-67,31)	<b>57,14</b> <b>(46,98-67,31)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	1,73 (0,00-3,68)	<b>1,72</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,852 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	4,90 (1,94-7,86)	0,00 (0,00-28,31)	<b>4,69</b> <b>(1,85-7,54)</b>	0,469 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>4,78</b> <b>(1,89-7,68)</b>	<b>27,45</b> <b>(23,37-31,53)</b>	<b>20,36</b> <b>(17,31-23,41)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,920 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 9.4. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especies	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	53,85 (26,75-80,95)	30,30 (14,62-45,98)	58,18 (45,15-71,22)	52,63 (36,76-68,51)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>48,59</b> <b>(40,37-56,81)</b>	0,046 <sup>X2</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,00-39,30)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	67,86 (55,63-80,09)	-	37,93 (20,27-55,59)	50,00 (9,99-90,91)	-	-	<b>57,14</b> <b>(46,98-67,31)</b>	0,028 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	7,69 (0,00-22,18)	0,76 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	5,56 (0,00-16,14)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>1,72</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,437 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-28,31)	-	-	-	6,71 (2,69-10,73)	0,00 (0,00-5,30)	<b>4,69</b> <b>(1,85-7,54)</b>	0,025 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>46,94</b> <b>(37,06-56,82)</b>	<b>6,32</b> <b>(2,71-9,94)</b>	<b>40,19</b> <b>(30,90-49,48)</b>	<b>32,50</b> <b>(22,24-42,76)</b>	<b>6,58</b> <b>(2,64-10,52)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>20,36</b> <b>(17,31-23,41)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	nc	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

No se ha observado, sin embargo, una diferencia significativa en las intensidades de parasitación por este género en función de la especie de pez, tanto en el global de los datos (Figura 9.6) como en los distintos tramos de los ríos (Figura 9.7).

Figura 9.6. Intensidad de parasitación por *Dactylogyrus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas

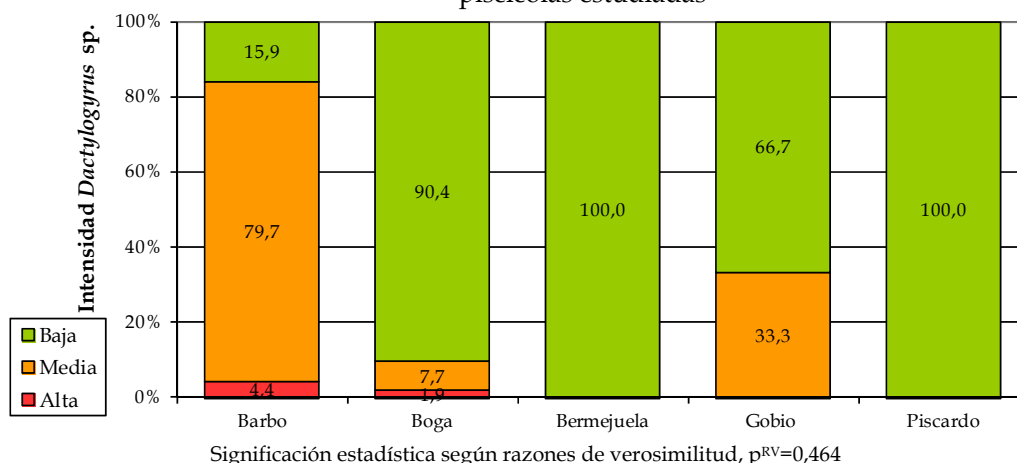


Figura 9.7. Intensidad de parasitación por *Dactylogyrus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

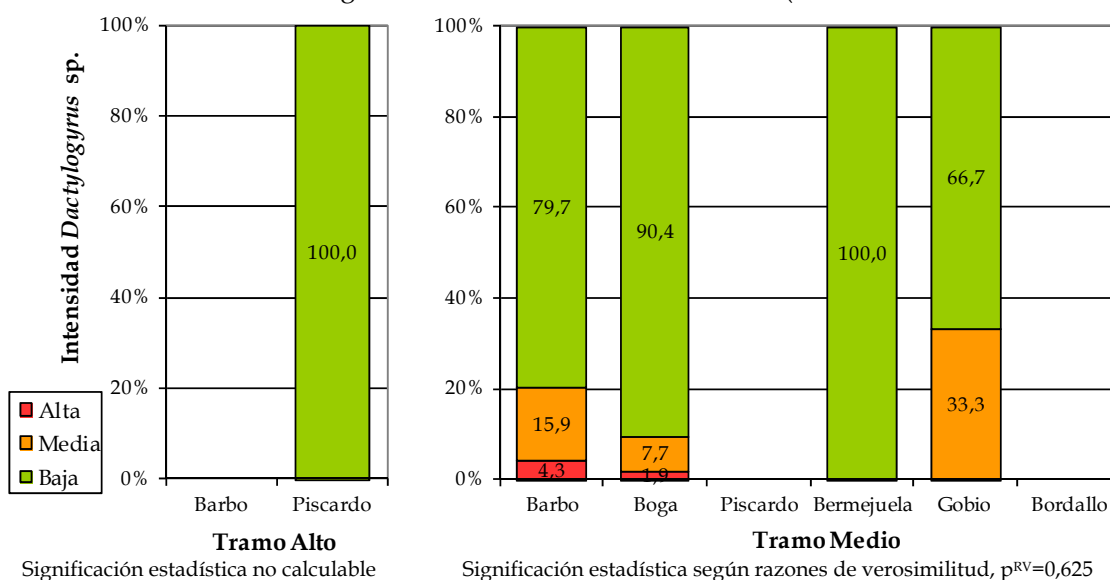


Tabla 9.5. Papel de la especie de pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Dactylogyrus* sp. en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Boga	Resto especies	<0,001 <sup>x2</sup>	9,635 (5,999-15,470)
	57,14 (46,98-67,31)	12,16 (9,72-14,59)		
Tramo medio	Boga	Resto especies	<0,001 <sup>x2</sup>	5,297 (3,254-8,623)
	57,14 (46,98-67,31)	20,11 (16,01-24,20)		
Arl	Boga	Resto especies	<0,001 <sup>RV</sup>	8,972 (3,460-23,260)
	67,86 (55,63-80,09)	19,05 (7,17-30,92)		
Er	Barbo	Resto especies	<0,001 <sup>RV</sup>	5,059 (2,207-12,190)
	58,18 (45,15-71,22)	21,15 (10,05-32,25)		
Uc-M	Barbo	Resto especies	0,001 <sup>x2</sup>	6,667 (2,279-19,500)
	52,63 (36,76-68,51)	14,29 (3,70-24,87)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

## 9.2.2. Localización en el hospedador

Normalmente, la mayoría de las especies de *Dactylogyrus* se encuentran en las branquias de sus hospedadores, aunque ocasionalmente también se pueden hallar en la piel (Cone, 1995; Hoffman, 1998), si bien pueden existir diferencias según la especie considerada.

*Dactylogyrus vastator* se ancla en las puntas de los filamentos branquiales (Kulwiec, 1927; Bykhovski, 1933; Layman, 1948; Bauer, 1961; Cone, 1995), *D. extensus* entre las laminillas secundarias (Prost, 1963; Cone, 1995; Hoffman, 1998) y *D. solidus* en los sectores centrales de los filamentos branquiales, anclado a los pliegues respiratorios (Bauer, 1961).

En nuestro caso, el 100% de los parásitos de este género fueron encontrados en las branquias de los ciprínidos infectados (Tabla 9.6).

Tabla 9.6. Localización de *Dactylogyrus* sp. en los ciprínidos analizados

Especie	Piel		Branquias		Ambos		Total
	n	%	n	%	n	%	n
Barbo	0	0,00	69	100,00	0	0,00	69
Bermejuela	0	0,00	2	100,00	0	0,00	2
Boga	0	0,00	52	100,00	0	0,00	52
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	0	0,00	3	100,00	0	0,00	3
Piscardo	0	0,00	10	100,00	0	0,00	10
Tenca	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>136</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>136</b>

## 9.2.3. Efectos sobre el hospedador

Dentro de la Familia Dactylogyridae, las especies más importantes desde el punto de vista de su patogenicidad incluyen a los miembros del Género *Dactylogyrus* (Cone, 1995), entre las que se encuentran *D. vastator*, *D. solidus* (Bauer, 1961) y *D. extensus* (Musselius, 1987).

*Dactylogyrus extensus* se alimenta del tejido epitelial que cubre las laminillas branquiales (Cone, 1995; Hoole y cols., 2001), y la hialuronidasa que se produce durante la alimentación contribuye al daño tisular (Uspenskaya, 1962). Las carpas jóvenes infectadas con tan sólo 15 a 35 parásitos pueden producir y secretar grandes cantidades de mucus (Prost, 1963). Los parásitos adultos causan daño celular en el lugar de anclaje, con degeneración localizada y formación de focos necróticos, aumentando así el riesgo de infecciones secundarias (Cone, 1995; Hoole y cols., 2001). La infiltración celular está limitada al lugar de anclaje y en ciertos casos se ve atrofia del tejido branquial (Cone, 1995). Las infecciones intensas conducen a una reducción en el número de linfocitos e incrementan el número de monocitos y granulocitos en la sangre circulante (Golovina, 1976).

*Dactylogyrus vastator* ha sido reconocido como una causa de mortalidad en carpas ya en 1910 (Link, 1910). Es más patogénico que el anterior, provocando en las branquias infectadas la hiperplasia del epitelio y las células mucosas, con el resultado de deformación de los ápices de las laminillas branquiales, alteración que puede implicar

a todo el arco branquial en el caso de carpas jóvenes (Cone, 1995); en ocasiones se forman protuberancias epiteliales muy largas y delgadas que pueden privar al parásito de su soporte, dando como resultado finalmente su eliminación de las branquias (Bauer, 1961; Wunder, 1929); otras veces los vasos sanguíneos y las varas de soporte cartilaginosa sufren una extensa degeneración con fallo respiratorio, anoxia y muerte de los peces (Cone, 1995).

Aunque el curso de la enfermedad es de tipo violento y en dos o tres días la epizootia es capaz de matar a la totalidad de la población de carpas jóvenes de una laguna de cultivo (Bauer, 1961), en carpas mayores de 35 mm, sin embargo, las infecciones intensas (con más de 300 parásitos) tan sólo producen la alteración del tejido en los ápices de las laminillas primarias, y por lo tanto no matan al pez (Paperna, 1964b).

*Dactylogyrus solidus*, hasta un grado considerablemente menor, también causa hipertrofia de los pliegues respiratorios (Bauer, 1961).

Un proceso similar fue registrado en una población de tencas infestadas con *D. macracanthus* (Wilde, 1937), considerado como una reacción específica de las branquias a la presencia de este tipo de parásitos (Bauer, 1961).

La mortalidad está normalmente confinada a los peces juveniles, pero en aguas de bajas temperaturas, 5-6 días después de la aparición de los primeros síntomas; en algunos de los peces muertos estaban presentes hasta 800 parásitos. Las muertes de peces de más edad han sido registradas en años recientes, siendo el número de parásitos de varios cientos en cada arco branquial (Bauer, 1961).

#### **9.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Como se ha mencionado, algunas especies del Género *Dactylogyrus* (especialmente *D. vastator*, *D. extensus* y *D. solidus*) pueden ser la causa de graves pérdidas económicas por su efecto sobre las poblaciones salvajes y cultivadas de peces (Musselius, 1987; Bauer, 1961); de hecho se ha constatado que en varios días la epizootia es capaz de matar a la totalidad de la población de carpas jóvenes de una piscifactoría. Sus efectos sobre los peces no sólo son negativos por afectar a su supervivencia, sino también al estado general de salud (anemia) (Bauer, 1961).

#### **9.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

---

Considerando el conjunto de los ciprínidos analizados, existe una mayor proporción de machos afectados por *Dactylogyrus* sp. (Tabla 9.7), entre los cuales las probabilidades de estar infectados aumentan significativamente 1,5 veces (Tabla 9.10). A la hora de interpretar dichos resultados, atribuimos esta mayor prevalencia entre los ejemplares machos (24,91% frente a 17,76% en las hembras) a las particularidades de los ciprínidos ibéricos: en el conjunto de la población, éstos suelen ser mayoritarios (Granado-Lorencio, 2002); además, suelen alcanzar la madurez sexual a una edad más temprana (Velasco y cols., 2005), momento desde el cual van a dedicar un mayor esfuerzo a la actividad reproductiva (Zhang y Wang, 1994; García de Jalón y González del Tánago, 2002) y, por lo tanto, debido al estrés reproductivo al que están sometidos (Dickerson y Dawe, 1995), van a ser más susceptibles a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961). La maduración sexual está asociada, según Wurtsbaugh y Tapia (1988), con un aumento en la prevalencia y severidad de la infestación con ectoparásitos.



Otro de los factores que hemos considerado es el hecho de que, dentro del conjunto de los ciprínidos analizados, los machos generalmente presentan una mayor longitud que las hembras (Tabla 3.3), y que estos peces de mayor tamaño estén ocupando los ambientes de menor velocidad de corriente (Harvey y Stewart, 1991) y de mayor profundidad (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Herrera y Fernández-Delgado, 1994), factores que podrían favorecer la parasitación por *Dactylogyrus* sp. Además, a medida que los peces se desarrollan, y sufren cambios en su tamaño y comportamiento, se producen cambios en la incidencia e intensidad de su parasitofauna (Chubb, 1977), como se expone más adelante.

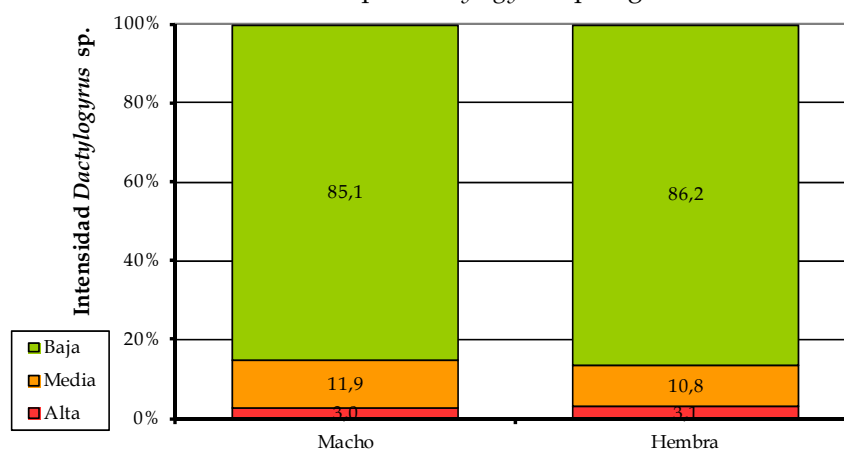
Tabla 9.7. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	43,83 (32,45-55,22)	59,32 (46,79-71,86)	<b>48,59</b> <b>(40,37-56,81)</b>	0,077 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	11,11 (0,00-25,63)	<b>8,00</b> <b>(0,00-18,63)</b>	0,240 <sup>RV</sup>
Boga	59,32 (46,79-71,86)	57,14 (38,81-75,47)	<b>58,62</b> <b>(48,27-68,97)</b>	0,847 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	<b>0,00</b> <b>(0,00-25,89)</b>	nc
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	3,39 (0,00-8,01)	<b>1,72</b> <b>(0,00-4,09)</b>	0,098 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	6,90 (2,77-11,02)	<b>5,71</b> <b>(2,28-9,15)</b>	0,139 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,27)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>24,91</b> <b>(19,74-30,08)</b>	<b>17,76</b> <b>(13,84-21,67)</b>	<b>20,79</b> <b>(17,63-23,94)</b>	0,028 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

No se han observado, sin embargo, diferencias significativas en las intensidades de parasitación de los ciprínidos en función de su sexo (Figura 9.8).

Figura 9.8. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,978$

Tampoco se han observado diferencias significativas con respecto a la prevalencias de infección en función del estado reproductivo, ni en el conjunto de la población estudiada, ni en cada una de las especies consideradas en nuestro trabajo (Tabla 9.8).

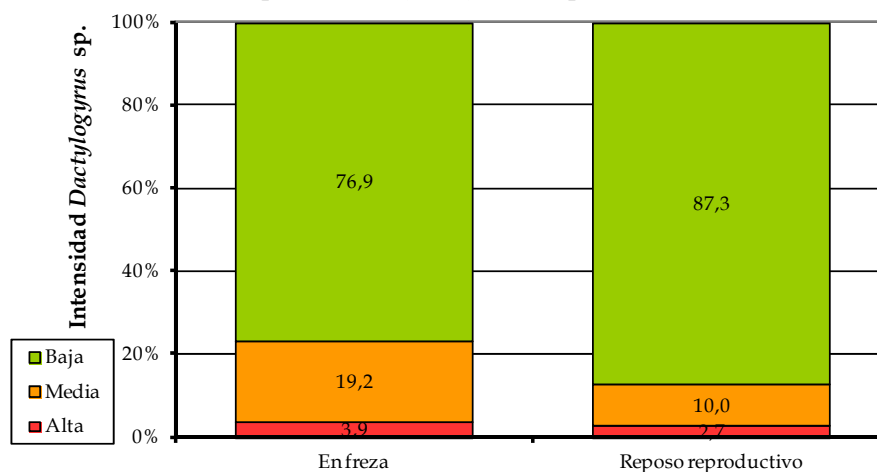
Tabla 9.8. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	58,33 (30,44-86,23)	47,69 (39,11-56,28)	<b>48,59</b> <b>(40,37-56,81)</b>	0,480 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	6,45 (0,00-15,10)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,479 <sup>RV</sup>
Boga	68,18 (48,72-87,65)	53,62 (41,86-65,39)	<b>57,14</b> <b>(46,98-67,31)</b>	0,224 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	2,13 (0,00-4,51)	<b>1,72</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,259 <sup>RV</sup>
Piscardo	5,00 (0,22-9,78)	4,51 (0,98-8,04)	<b>4,69</b> <b>(1,85-7,54)</b>	0,870 <sup>x2</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>15,95</b> <b>(10,33-21,57)</b>	<b>17,77</b> <b>(14,76-20,78)</b>	<b>17,39</b> <b>(14,73-20,05)</b>	0,586 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	<0,001 <sup>x2</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Aunque en el conjunto de ciprínidos, no existen diferencias significativas en la intensidad de parasitación en función de la freza (Figura 9.9), entre las bogas, la intensidad de parasitación por *Dactylogyrus* sp. fue mayor entre aquellas que se encontraban en época reproductiva (alta en un 6,7% y media en un 20% de los casos) (Tabla A9.4). Recordemos que esta es una especie que, en dicha fase de su ciclo vital, agrupa a miles de individuos en una misma zona (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984), y este mayor hacinamiento podría favorecer la multiplicación de este tipo de parásitos de ciclo directo (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995); además, durante estos períodos las bogas son más susceptibles a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961) debido al estrés reproductivo (Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Dickerson y Dawe, 1995).

Figura 9.4. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,429$

Si analizamos la condición somática de los piscardos parasitados frente a la de los no parasitados por *Dactylogyrus* sp., se observan índices de condición significativamente mayores en aquellos que están infectados (Tabla 9.9), al igual que ocurría con aquellos que estaban parasitados por *Gyrodactylus* sp. Además, si consideramos el conjunto de ciprínidos, en aquellos con un índice de condición mayor de 306 g/cm<sup>3</sup> se multiplican significativamente las probabilidades de estar parasitados en más de 16 veces (Tabla 9.10). La razón, al igual que en el caso anterior, la encontramos en las variaciones estacionales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982), y en el hecho de que los ejemplares con mejor condición somática puedan mostrar un comportamiento más activo (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Granado-Lorencio, 2002), factor que estaría favoreciendo un mayor contacto físico, y por lo tanto una mayor probabilidad de transmisión directa (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

Tabla 9.9. Índice de condición de los ejemplares infectados y no infectados por *Dactylogyrus* sp.

Especie	IC en infectados	IC en no infectados	p <sup>MW</sup>
Piscardos	133,699 ± 21,053	102,205 ± 27,898	0,001

<sup>MW</sup>Significación estadística según test de Mann-Whitney

Por último, tenemos que considerar el hecho de que, entre la totalidad de ciprínidos analizados, en aquellos mayores de 15,5 cm y/o de 42 g, se incrementa significativamente 18 veces el riesgo de estar parasitados por *Dactylogyrus* sp. (Tabla 9.10).

Tabla 9.10. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *Dactylogyrus* sp..

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Longitud > 15,5 cm	Longitud ≤ 15,5 cm	<0,001	17,860 (11,360-28,080)
	50,48 (43,69-57,28)	5,40 (3,55-7,25)		
Total	Peso > 42 g	Peso ≤ 42 g	<0,000	18,180 (11,490-28,770)
	49,54 (42,87-56,20)	5,12 (3,31-6,94)		
Total	IC > 306	IC ≤ 306	<0,000	16,370 (10,470-25,600)
	49,29 (42,54-56,04)	5,60 (3,72-7,49)		
Total	Macho	Hembra	0,028	1,536 (1,045-2,257)
	24,91 (17,94-30,08)	17,16 (13,84-21,67)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Por una parte, y al igual que ocurría con *Gyrodactylus* sp., los peces de mayor tamaño muestran una mayor superficie corporal disponible para el anclaje de estos ectoparásitos, que se irían acumulando año tras año (Dogiel y cols., 1961; Chubb, 1977; Buchmann y Bresciani, 1997). Por otra parte, tendríamos que considerar el hecho de que los parásitos que primero infectan a los peces de agua dulce, en las fases iniciales de su vida, son los de ciclo directo (Dogiel, 1936; Layman, 1946; Bauer, 1955), y que a medida que éstos crecen, la presencia de algunos parásitos va disminuyendo (Gorbunova, 1936). En el caso de *Dactylogyrus* sp., se ha comprobado que los peces de menor edad son los más susceptibles a la parasitación, y cuando son infectados producen gran cantidad de mucus (Prost, 1963), sufren mayor daño branquial (Cone, 1995) y una mayor mortalidad (Bauer, 1961); mientras que, en el

caso de las poblaciones adultas, debido a una mayor capacidad en la respuesta inmunitaria, la supervivencia del parásito disminuye (Vladimirov, 1971), a la vez que los peces mayores pueden tolerar mejor las infecciones intensas (Paperna, 1963b) y convertirse en portadores (Bauer, 1961). Un ejemplo lo encontramos en las carpas, que desarrollan inmunidad después de la parasitación por *D. vastator*, cuyo grado de supervivencia disminuye en los ejemplares inmunizados (Vladimirov, 1971). El componente antiparasitario más activo frente a *D. vastator* es la lisozima (Bauer, 1987).

## 9.3. Factores dependientes del medio

### 9.3.1. Estacionalidad

---

En términos generales, el verano ha sido la estación del año donde se han registrado los mayores valores de prevalencias de parasitación por *Dactylogyrus* sp. en los ríos (26,16% frente a un 17% en el resto de las estaciones) (Tabla 9.11), principalmente en los tramos altos (16,67% frente a un 3,33% en otoño) (Tabla 9.12), así como en el conjunto de los ciprínidos, fundamentalmente entre la población de piscardos (15,96% frente a un 3,19% en otoño) (Tabla 9.13), constituyendo la época de mayor riesgo en la presentación del parásito en el conjunto de los ríos estudiados, en particular del punto *Uc-M*, donde el riesgo se puede incrementar significativamente hasta 3 veces y media (Tabla 9.14). Hay que considerar, en primer lugar, que en los ríos y en particular en sus tramos superiores, como el punto *Rev* (Tabla A2.46), el verano ha sido la época del año donde la temperatura del agua ha sido significativamente mayor, lo cual se ha comprobado puede afectar directamente al desarrollo del ciclo del parásito y aumentar el riesgo, tal y como será discutido en el apartado 9.3.3.

En el tramo medio del río Ucero (*Uc-M*), es bastante probable que la influencia negativa de la actividad humana en forma de contaminación se haga extrema en la época estival, y que las condiciones derivadas de una mayor densidad (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995) y cierto estrés (Bauer, 1961; Branson, 2000) puedan favorecer el desarrollo de este tipo de parásitos.

En el caso del punto *Arl*, en el tramo medio del río Arlanza, en el cual las probabilidades de parasitación por *Dactylogyrus* sp. se multiplican casi por 8 durante la primavera (Tabla 9.14), habría que considerar las condiciones particulares que se generan en él con la llegada de esta estación. Aunque en ningún caso se registraron variaciones estacionales significativas en los valores de calidad de agua en este punto (Tabla A2.43), sí se observa que la turbidez en esta época del año es ligeramente inferior a la del verano y considerablemente inferior a la de la estación más fría. Bien sea por su efecto directo sobre la fisiología de los parásitos (Bauer y Shulman, 1948; Dubinin, 1948; Markov, 1961), bien por ser un indicador de la variación en el conjunto de los parámetros hidrológicos, que afectan de forma directa a los parásitos (Esch y cols., 1990), consideramos que esta estación es la más favorable para el desarrollo del ciclo del parásito en este punto.

Otro caso particular es el del punto *Er*, en el tramo medio del río Eresma, en el cual durante el otoño se quintuplican las probabilidades de parasitación por *Dactylogyrus* sp. (Tabla 9.14). Como en el caso anterior, los menores niveles de turbidez durante esta época del año (Tabla A2.45) y, por extensión, la bondad o estabilidad de las condiciones hidrológicas, podrían estar favoreciendo el desarrollo de su ciclo vital.

Tabla 9.11. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
<b>Primavera</b>	17,28 (11,92-22,64)	0,00 (0,00-25,89)	<b>16,41</b> <b>(11,30-21,54)</b>	0,055 <sup>RV</sup>
<b>Verano</b>	26,16 (20,56-31,76)	0,00 (0,00-5,30)	<b>21,23</b> <b>(16,54-25,92)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>Otoño</b>	17,08 (12,32-21,84)	0,00 (0,00-5,93)	<b>14,19</b> <b>(10,16-18,21)</b>	0,002 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>20,36</b> <b>(17,31-23,41)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	<b>17,39</b> <b>(14,73-20,05)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,022 <sup>X2</sup>	nc	0,074 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 9.12. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
<b>Primavera</b>	0,00 (0,00-3,82)	28,95 (20,62-37,27)	<b>17,28</b> <b>(11,92-22,64)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>Verano</b>	16,67 (5,40-27,94)	28,21 (21,89-34,52)	<b>26,16</b> <b>(20,56-31,76)</b>	0,123 <sup>X2</sup>
<b>Otoño</b>	3,33 (0,00-7,04)	25,33 (18,37-32,29)	<b>17,08</b> <b>(12,32-21,84)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>4,78</b> <b>(1,89-7,68)</b>	<b>27,45</b> <b>(23,37-31,53)</b>	<b>20,36</b> <b>(17,31-23,41)</b>	<0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	0,070 <sup>X2</sup>	0,022 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 9.13. Prevalencias de infección (%) por *Dactylogyrus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	62,07 (44,41-79,73)	46,58 (35,13-58,02)	42,50 (27,18-57,82)	<b>48,59</b> <b>(40,37-56,81)</b>	0,244 <sup>X2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	7,14 (0,00-20,63)	8,33 (0,00-23,97)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,537 <sup>RV</sup>
Boga	60,00 (40,80-79,20)	53,13 (35,83-70,42)	58,82 (42,28-75,37)	<b>57,14</b> <b>(46,98-67,31)</b>	0,846 <sup>X2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	0,00 (0,00-6,05)	4,55 (0,00-9,57)	0,00 (0,00-4,87)	<b>1,72</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,052 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	15,96 (4,97-26,15)	3,19 (0,00-6,74)	<b>4,69</b> <b>(1,85-7,54)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>16,41</b> <b>(11,30-21,54)</b>	<b>21,23</b> <b>(16,54-25,92)</b>	<b>14,19</b> <b>(10,16-18,21)</b>	<b>17,39</b> <b>(14,73-20,05)</b>	0,074 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Como se expuso anteriormente, en algunos Dactylogyridos, como en *D. vastator*, el comienzo de las condiciones ambientales desfavorables (disminución en el nivel de oxígeno disuelto, aumento de la temperatura) acarrea un aumento en el número de huevos depositados por los parásitos adultos (Ginetsinskaya, 1961).

Al igual que ocurría con las prevalencias observadas, la intensidad de parasitación también ha sido significativamente mayor en la primavera, tanto en el conjunto de los ríos analizados (Figura 9.10A) como en sus tramos medios (Figura 9.10B).

Figura 9.10A. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

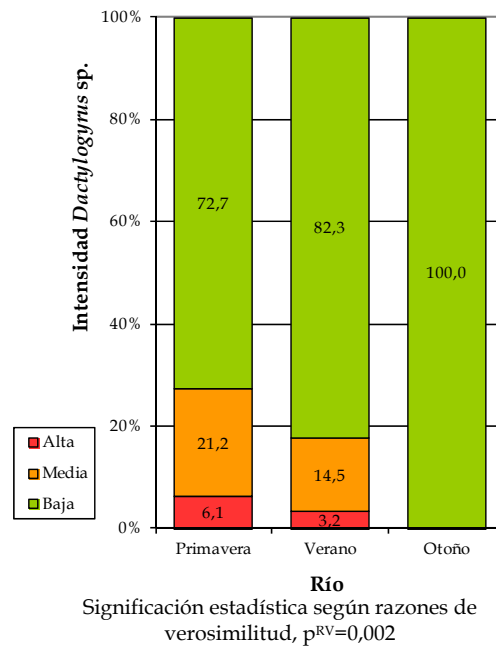
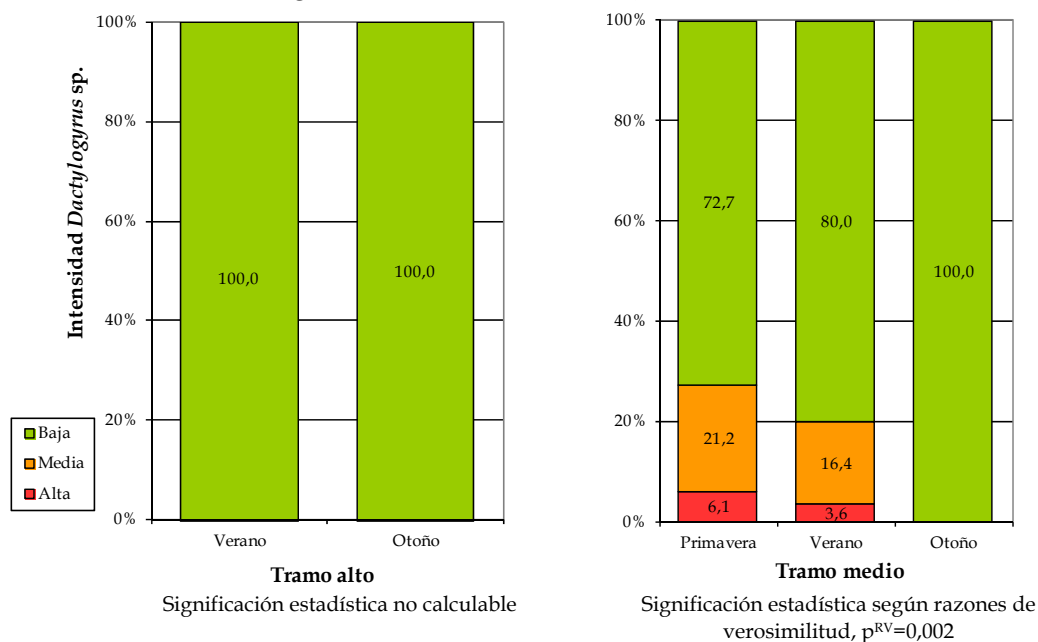
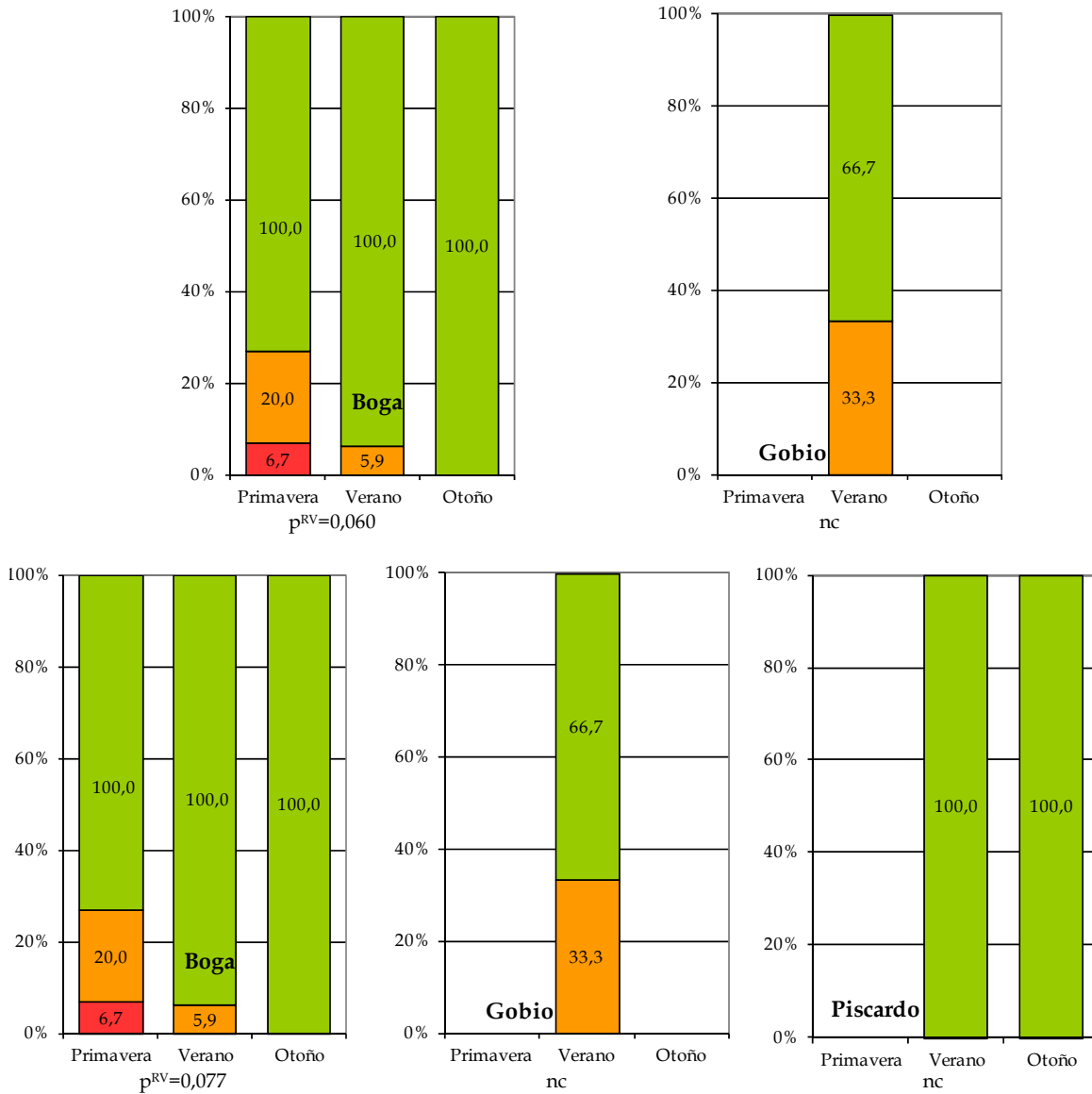


Figura 9.10B. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



Ninguna de las especies capturadas y analizadas mostró diferencias significativas en la intensidad de parasitación en las distintas estaciones del año (Figura 9.11).

Figura 9.11. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: Significación estadística no calculable

Tabla 9.14. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *Dactylogyrus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Río	Verano	Resto estaciones	0,022	1,709 (1,166-2,506)
	26,16 (20,56-31,76)	17,17 (13,61-20,73)		
Arl	Primavera	Resto estaciones	<0,001	7,714 (2,372-25,090)
	81,82 (65,70-97,94)	36,84 (26,00-47,69)		
Er	Otoño	Resto estaciones	<0,001	4,983 (2,092-11,870)
	65,71 (49,99-81,44)	27,78 (17,43-38,12)		
Uc-M	Verano	Resto estaciones	0,030	3,536 (1,305-9,577)
	46,15 (30,51-61,80)	19,51 (7,38-31,64)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

### 9.3.2. Ubicación

---

Mientras que en la piscifactoría muestreada no se aisló ningún parásito del Género *Dactylogyrus*, en el conjunto de los ríos una quinta parte de los ejemplares analizados estaban infectados con el parásito (Tabla 9.11). Como ocurre en el caso del otro monogenético aislado, en los ecosistemas naturales la diversidad de peces es mayor, y por tanto también es mayor la diversidad de este tipo de parásitos de ciclo directo (Dogiel y Bykhovski, 1939; Layman, 1946; Bauer, 1961). Además, es probable que la ausencia de *Dactylogyrus* sp. en la piscifactoría muestreada se deba a las condiciones que se desarrollan en este tipo de ecosistemas, como el frecuente manejo, al tratamiento con medicamentos, programas de desinfecciones periódicas, etc. (Barton y cols., 1987), factores que podrían tener un efecto negativo sobre la presencia de estos monogenéticos.

No obstante, en las lagunas de peces donde se presenta la Dactylogyrosis (como la producida por *D. vastator*), especialmente en las de alevinaje, es recomendable mantener a estas poblaciones en condiciones de baja densidad (Bauer, 1961).

En la Tabla 9.3 se muestran los resultados de las prevalencias obtenidas en función del tramo de río, claramente favorables a los tramos medios frente a los altos, tanto en el conjunto de la población (27,45% frente a 4,78%) como entre los barbos analizados (49,64% frente a 0,0%). En el primero de los casos, el riesgo de parasitación se multiplica por más de 7 veces (Tabla 9.15). Recordemos que en estos tramos las comunidades de ciprínidos son más abundantes y diversas, y en este caso la densidad de peces podría estar favoreciendo una mayor transmisión del parásito entre ellos (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995). Además, en los tramos medios la temperatura del agua es mayor (Cummins, 1977), lo que podría acelerar el ciclo vital de estos parásitos, que en estas zonas podrían completar mayor número de ciclos antes del descenso de la temperatura.

Podemos también pensar, cuando comparamos los distintos tramos del río Ucero y las prevalencias obtenidas (52,63% en el tramo medio frente a 0,0% en el tramo alto) (Tabla 9.4), que las condiciones de contaminación ligera propias del tramo medio de este río (*Uc-M*), podrían estar actuando en dos sentidos: afectando, por una parte, de forma negativa a la salud de los peces (de Kinkelin y cols., 1991; Bucke, 1997; Hoole y cols., 2001; Roberts, 2001; Armstrong y cols., 2003), deprimiendo su sistema inmune (Reddy y Leatherland, 1998; Hoole y cols., 2001) y favoreciendo así el desarrollo de los parásitos (Woo y cols., 1987); y, por otra parte, como ocurre en el caso de *D. vastator* (Ginetsinskaya, 1961), estas condiciones desfavorables podría estar aumentando la fertilidad del parásito, asegurando así la supervivencia de la especie (Iziumova, 1953). Este parásito, lejos de verse afectado por una mala calidad del agua, sigue creciendo y transmitiéndose cuando se alcanzan unos bajos niveles de oxígeno disuelto (Iziumova, 1953; Cone, 1995).

Si analizamos los resultados de prevalencia en función del punto de muestreo, observamos cómo el punto *Arl* presenta, en general, los valores más elevados (46,94% frente a un 13,16% en el resto de los puntos) (Tabla 9.4), y los ciprínidos que habitan en sus aguas presentan un riesgo casi 6 veces mayor de estar parasitados por *Dactylogyrus* sp. (Tabla 9.15), mientras que en las bogas el riesgo es 3 veces superior (Tabla 9.16). Probablemente, las condiciones ambientales que se crean en este tipo de zonas embalsadas puedan afectar, por una parte, a las condiciones de salud de los peces, por la toxicidad de las propias aguas (García de Jalón y González del



Tánago, 1988; Granado-Lorencio, 2002) así como por el estrés ambiental provocado por las bruscas variaciones hidrológicas (Torralba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003), y estos factores podrían estar derivando en un mayor estrés fisiológico y en una mayor susceptibilidad a la infección parasitaria por parte de las especies presentes en la zona. En ningún caso se observó, sin embargo, una diferencia significativa en la intensidad de parasitación en función de la ubicación (Figuras 9.12 y 9.13).

Tabla 9.15. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Dactylogyrus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Tramo medio	Tramo alto	<0,001	7,530 (3,863-14,680)
	27,45 (23,37-31,52)	4,78 (1,89-7,68)		
Total	Arl	Resto puntos	<0,001	5,838 (3,706-9,198)
	46,94 (37,06-56,82)	13,16 (10,62-15,69)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; \* Datos nulos, cálculos aproximados

Tabla 9.16. Papel de la localización como factor de riesgo asociado con la presencia de *Dactylogyrus* sp. en las distintas especies estudiadas

Especie	Prevalencia (%)		p <sup>RV</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Bogas	Arl	Resto puntos	0,028	3,167 (1,315-7,623)
	67,86 (55,63-80,09)	40,00 (23,77-56,23)		

Figura 9.12. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)

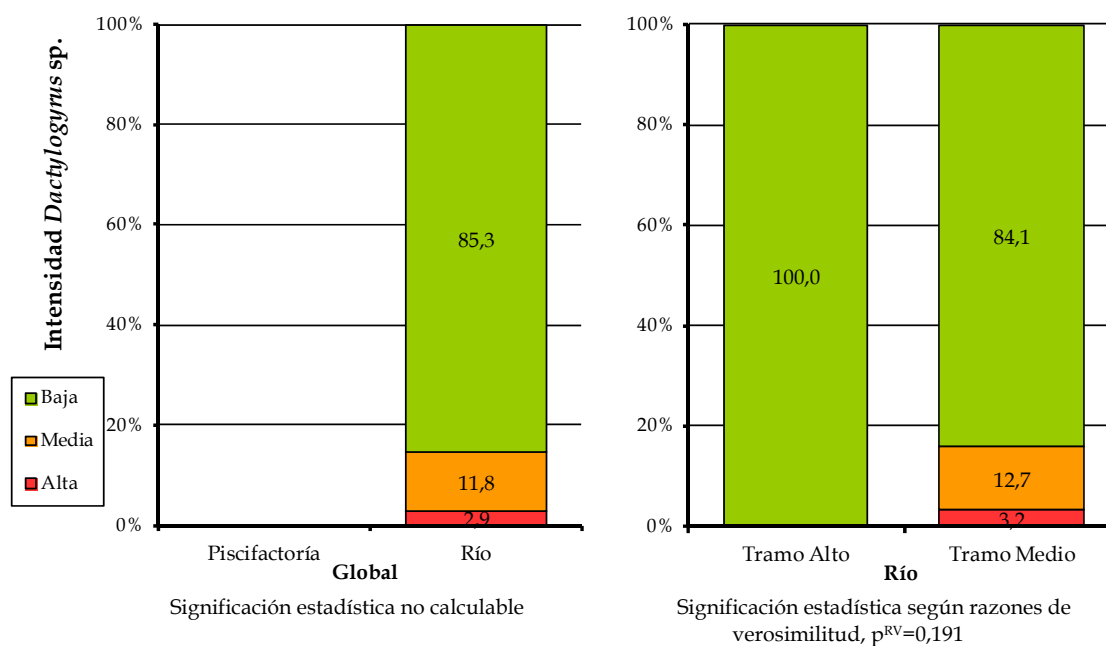
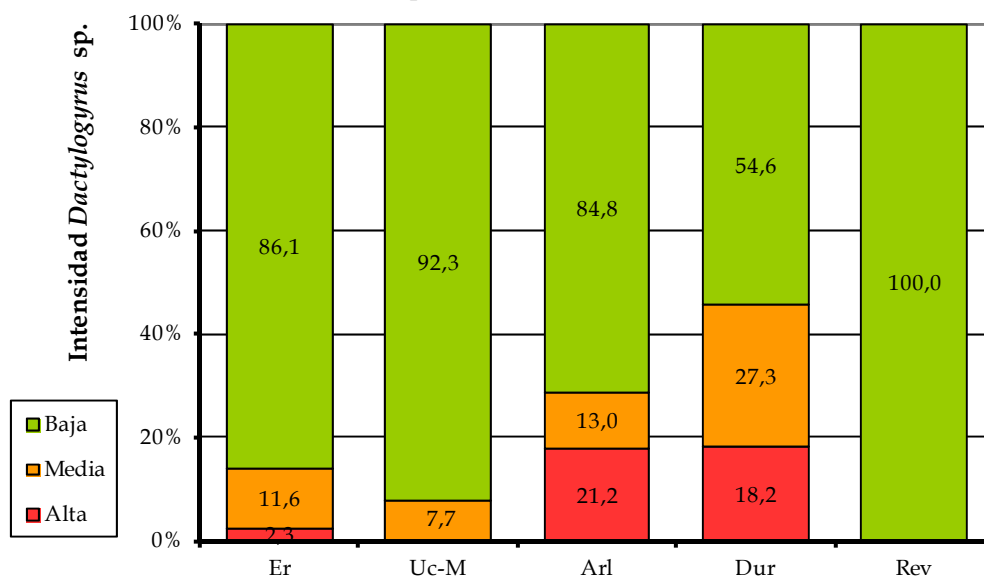


Figura 9.13. Intensidad de infestación por *Dactylogyrus* sp. para los distintos puntos de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,131$

### 9.3.3. Calidad del agua

Algunos de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos de calidad de agua parecen comportarse como factores de riesgo y/o protección en la presencia de *Dactylogyrus* sp., tanto en la globalidad de los puntos de muestreo como en el conjunto de los ríos analizados (Tabla 9.17). La temperatura (que a partir de 12°C duplica las probabilidades de parasitación) es, sin duda, la variable de mayor importancia, tanto si consideramos su asociación con la variable estacionalidad (discutida en el apartado 9.3.1) o su variación espacial a lo largo de los distintos tramos de un río (discutida en el apartado 9.3.2), coherentes con el análisis de esta variable en el Capítulo 2 (Tablas A2.3 y A2.4); como si consideramos su implicación directa en los procesos fisiológicos del parásito. En el segundo caso, recordemos que, al igual que ocurre en el resto de los ectoparásitos estudiados, al ocupar las superficies externas del cuerpo de los peces, sufren en mayor medida y de forma directa cualquier variación en la composición química del agua (Markov, 1961) y, como han comprobado algunos autores, la supervivencia, en el caso de muchas de sus especies, está afectada directamente por la temperatura del agua (Chubb, 1977; Esch y cols., 1990).

La temperatura del agua determina, además, la estación de desarrollo de cada una de las fases vitales de este tipo de parásitos (Chubb, 1979), así como la temperatura óptima de desarrollo de su ciclo vital (Bauer, 1953; Paperna, 1964c). Hasta un cierto grado, el aumento de la temperatura acelera la tasa de producción de huevos y el desarrollo embrionario de algunos dactylogyridos (como *D. vastator*), procesos que se detienen completamente a bajas temperaturas (Bykhovski, 1933; Layman, 1948, 1951). Así pues, en las estaciones cálidas este parásito se reproduce de forma vigorosa (Bauer, 1961), lo cual se refleja en un aumento de su incidencia (Chubb, 1977) e intensidad (Cone, 1995).

Consideramos que el resto de los parámetros de calidad de agua que se han mostrado como factores de riesgo en nuestro análisis, están claramente asociados al punto de

muestreo (ubicación) (ver Tablas del apartado 2.6.1 y Tablas A2.3 a A2.41), y su papel como factor de riesgo sólo es interpretable en ese contexto (**apartado 9.3.2**). En la mayoría de los casos, corresponden a valores de parámetros de calidad de agua que se presentan de forma preferente en los tramos medios de los ríos, o en alguno de los puntos señalados como de riesgo (*Uc-M, Er*).

Tabla 9.17. Papel de la calidad físico-química y microbiológica del agua como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *Dactylogyrus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Temperatura >12,4°C	Temperatura ≤12,4°C	<0,001	2,252 (1,506-3,368)
	22,25 (18,34-26,15)	11,27 (7,94-14,60)		
Río	Temperatura >12°C	Temperatura ≤12°C	0,039	2,342 (1,556-3,524)
	26,15 (21,67-30,62)	13,13 (9,29-16,97)		
Total	pH ≤8,4	pH >8,4	<0,001	18,160 (4,436-74,340)
	21,58 (18,34-24,81)	1,49 (0,00-3,55)		
Total	Dureza >140 mg/l	Dureza ≤140 mg/l	<0,001	5,093 (2,911-8,910)
	23,40 (19,75-27,05)	5,66 (2,88-8,44)		
Río	Nitritos >0,27 mg/l	Nitritos ≤0,27 mg/l	<0,001	2,627 (1,647-4,190)
	36,08 (26,53-45,64)	17,69 (14,56-20,82)		
Total	Fosfatos >0,5 mg/l	Fosfatos ≤0,5 mg/l	<0,001	2,322 (1,589-3,395)
	24,07 (19,58-28,55)	12,01 (8,95-15,07)		
Río	Fosfatos >0,5 mg/l	Fosfatos ≤0,5 mg/l	<0,001	3,005 (2,036-4,434)
	31,11 (25,59-36,63)	13,07 (9,75-16,38)		
Total	AT37 >450 ufc/ml	AT37 ≤450 ufc/ml	<0,001	2,981 (2,027-4,385)
	26,35 (21,62-31,07)	10,71 (7,85-13,58)		
Total	CT >8000 ufc/100ml	CT ≤8000 ufc/100ml	<0,001	5,110 (2,832-9,220)
	48,00 (34,15-61,85)	15,30 (12,69-17,91)		
Total	CF ≤180 ufc/100ml	CF >180 ufc/100ml	<0,001	3,011 (1,922-4,719)
	8,91 (5,70-12,12)	22,76 (19,00-26,51)		
Total	EF >215 ufc/100ml	EF ≤215 ufc/100ml	<0,001	3,625 (2,475-5,311)
	31,62 (25,67-37,58)	11,31 (8,66-13,97)		
Río	EF >80 ufc/100ml	EF ≤80 ufc/100ml	<0,001	2,227 (1,508-3,288)
	26,93 (22,10-31,77)	14,20 (10,52-17,89)		

\* Datos nulos, cálculos aproximados. <sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

## 10. *ERGASILUS SIEBOLDI*

### 10.1. Etiología

#### 10.1.1. Clasificación taxonómica

---

Desde un punto de vista taxonómico, se siguieron las recomendaciones propuestas por Kabata (1979, 1981) y Grabda (1991):

- Phylum Arthropoda Siebold y Stannius, 1845
- Subphylum Mandibulata Snodgrass, 1938
- Clase Crustacea Pennat, 1777
- Orden Copepoda H. Milne Edwards, 1840
- Suborden Poecilostomatoida Thorell, 1859
- Familia Ergasilidae Nordmann, 1832
- Género *Ergasilus* Nordmann, 1832
- Especie *Ergasilus sieboldi* Nordmann, 1832.

Existen aproximadamente identificadas 38.000 especies de crustáceos, 4.500 de las cuales son copépodos (Hoole y cols., 2001), 130 especies de ergasílicos (Margolis y Kabata, 1988) y dentro del Género *Ergasilus*, 65 son parásitas de peces de agua dulce (Kabata, 1979).

#### 10.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

El ciclo vital de los copépodos parásitos es directo, y su reproducción implica a sexos separados, para lo cual los machos se sirven de apéndices de anclaje que facilitan la cópula. Sin embargo, no adquieren su forma de vida parásita hasta la fase adulta de la hembra, en el momento de la reproducción (Hoole y cols., 2001).

En el caso del Género *Ergasilus*, los machos llevan siempre una vida planctónica, y las hembras pasan parte de sus ciclos vitales en el ambiente libre, donde crecen, maduran y se aparean (Kabata, 1970); después de la cópula, las hembras penetran en la cavidad branquial del huésped, donde se anclan a los filamentos mediante unas garras (Hoffman, 1988), y una vez allí, la hembra adulta ya apareada, portando los espermátóforos, pierde su capacidad para nadar, aunque se puede mover por la superficie branquial (Hoole y cols., 2001).

En *E. sieboldi*, los dos sacos ovígeros contienen 100-300 huevos (Figuras 10.2A y 10.3), cuyo desarrollo es dependiente de la temperatura, y en los cuales se desarrolla la primera fase naupliar, que eclosiona y se libera en el agua (Hoole y cols., 2001); posteriormente, pasará por etapas de seis nauplios y cinco copepoditos, y finalmente una etapa adulta (machos y hembras de vida libre) (Abdelhaim y cols., 1991). La diferenciación sexual es evidente en la cuarta etapa de copepodito (Zmerzlaya, 1972; Abdelhaim y cols., 1991). A 17,7-20,1°C, los huevos de *E. sieboldi* se convierten en adultos en 22 días (Zmerzlaya, 1972). Por lo tanto, se trata de un ciclo vital dependiente de la temperatura: en climas templados puede haber tres generaciones por año, con producción de huevos de marzo a noviembre (Hoole y cols., 2001),

mientras que en climas fríos se desarrollan dos generaciones por año, y los sacos ovígeros se producen en primavera (Zmerzlaya, 1972; Tuuha y cols., 1992). Durante el invierno no se producen infecciones, y las hembras hibernan sin desarrollar sacos ovígeros hasta que la temperatura no vuelve a ascender (Zmerzlaya, 1972).

### 10.1.3. Descripción morfológica

---

Los artrópodos parásitos han sido reconocidos por el hombre desde los tiempos de Aristóteles, y desde entonces se han descrito unas 2.000 especies, la mayoría de las cuales son copépodos (Lester y Roubal, 1995). Los crustáceos son principalmente acuáticos, y varias especies han desarrollado un modo de vida parásito, aunque el conocimiento sobre su biología es todavía limitado (Hoole y cols., 2001). Morfológicamente, son organismos con simetría bilateral, con el cuerpo segmentado, provistos de apéndices y cubiertos por un exoesqueleto, con mandíbulas y dos pares de antenas en la región cefálica; desde el punto de vista reproductivo, generalmente son dioicos (Álvarez-Pellitero, 1988). En muchas especies, los cinco pares de apéndices cefálicos (anténulas, antenas, mandíbulas y maxilas primarias y secundarias) están adaptados a un modo de vida parásito (Hoole y cols., 2001). La mayoría de los que tienen importancia para los peces ciprínidos son representantes de los órdenes Branchiura y Copepoda (Hoole y cols., 2001).

Los copépodos parásitos muestran una serie de modificaciones de la estructura corporal dependiendo de su grado de adaptación al parasitismo (Kabata, 1970) y que generalmente implican la desaparición de la segmentación y la simplificación o desaparición de las patas torácicas (Álvarez-Pellitero, 1988), estando a veces tan modificados que apenas se pueden reconocer como crustáceos mediante el estudio de sus formas larvianas (Eiras y cols., 2000). Los copépodos cyclopoides se reconocen por la estructura de sus partes bucales: la boca es una cavidad hueca, parcialmente cubierta por el labio superior, y equipada lateralmente por tres pares de apéndices bucales (Kabata, 1970).

Los miembros del Suborden Poecilostomatoida presentan un cuerpo metamerizado con un cefalotórax ovoide y un abdomen delgado terminado en una furca; el segundo par de antenas termina en una fuerte uña y los sacos ovígeros están formados por varias filas de huevos esféricos (Salcedo Pérez, 1994) (Figuras 10.1, 10.2A, 10.2B y 10.3).

Sin embargo, la modificación morfológica de los copépodos ergasilidos es menos marcada, asemejándose a los de vida libre en su segmentación, y es el órgano de anclaje de la hembra parásita (las segundas antenas, a2) el que muestra la adaptación, por lo que su morfología es utilizada para su identificación (Figuras 10.1 a 10.3) (Hoole y cols., 2001); estas largas antenas son usadas para el anclaje al hospedador, rodeando o perforando un filamento branquial (Lester y Roubal, 1995) mientras que sus apéndices natatorios no han sufrido modificaciones, y están dotados de sedas finamente pinnadas (Kabata, 1970). Sólo las hembras fertilizadas se comportan como organismos parásitos (Lester y Roubal, 1995).

Los individuos del Género *Ergasilus* tiene el cuerpo dividido en tres regiones: cefalotórax, tórax libre (5 segmentos, el quinto con las aberturas del oviducto) y abdomen (3 segmentos). Los apéndices cefálicos están formados por las anténulas (o primeras antenas, con 6 segmentos), segundas antenas fuertemente desarrolladas y prensiles (garras, 4 segmentos) y unas maxílulas reducidas. Poseen cinco pares de apéndices locomotores, los cuatro primeros birrámeos y el quinto reducido a una

papila (Hoffman, 1998) (Figuras 10.1, 10.2A, 10.2B y 10.3). Lo más característico del género, y que lo diferencia de otros géneros del grupo, es que las segundas antenas terminan en una larga espina curvada (Lester y Roubal, 1995).



Figura 10.1. Ejemplares de *E. sieboldi* (obtenidos de bordallos en río Arlanza) mostrando varios detalles de su anatomía (izquierda: dibujos en cámara clara; derecha: microscopía óptica).



Figura 10.2A. Ejemplar completo de hembra de *E. sieboldi* (obtenida de boga en río Arlanza) mostrando uno de los dos sacos ovígeros (microscopía óptica).

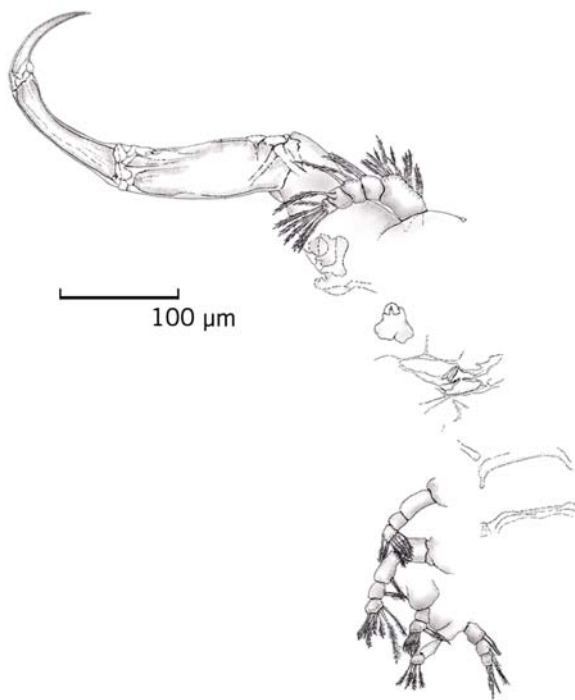


Figura 10.2B. Detalles morfológicos de la zona cefálica de la hembra de *E. sieboldi* (obtenida de boga en río Arlanza) de la Figura 10.2A: segundas antenas (en forma de garra), ojo nauplio, piezas bucales y apéndices torácicos (izquierda: dibujos en cámara clara; derecha: microscopía óptica).



200 μm



Figura 10.3. Visión general de un ejemplar hembra de *E. sieboldi*, en vista ventral, dorsal y lateral (obtenida de barbo en río Arlanza) (microscopía electrónica de barrido, SEM).

La hembra adulta de *E. sieboldi* tiene una longitud aproximada de 1,5 mm (Lester y Roubal, 1995), de 1 a 2 mm según Kabata (1979). Sus piezas bucales consisten en una mandíbula con dos segmentos (con un segmento terminal falcado), una primera maxila con dos sedas distales y una segunda maxila falcada con sedas dentiformes (Kabata, 1979) (Figura 10.4). En nuestro estudio, la identificación a nivel de especie de los copépodos encontrados en los ciprínidos parasitados se ha basado en la descripción de algunos de los caracteres diagnósticos realizada por Kabata (1979), especialmente en la morfología de la zona bucal (de tipo poecilostomatoide), así como en la característica morfología de las segundas antenas (a2).

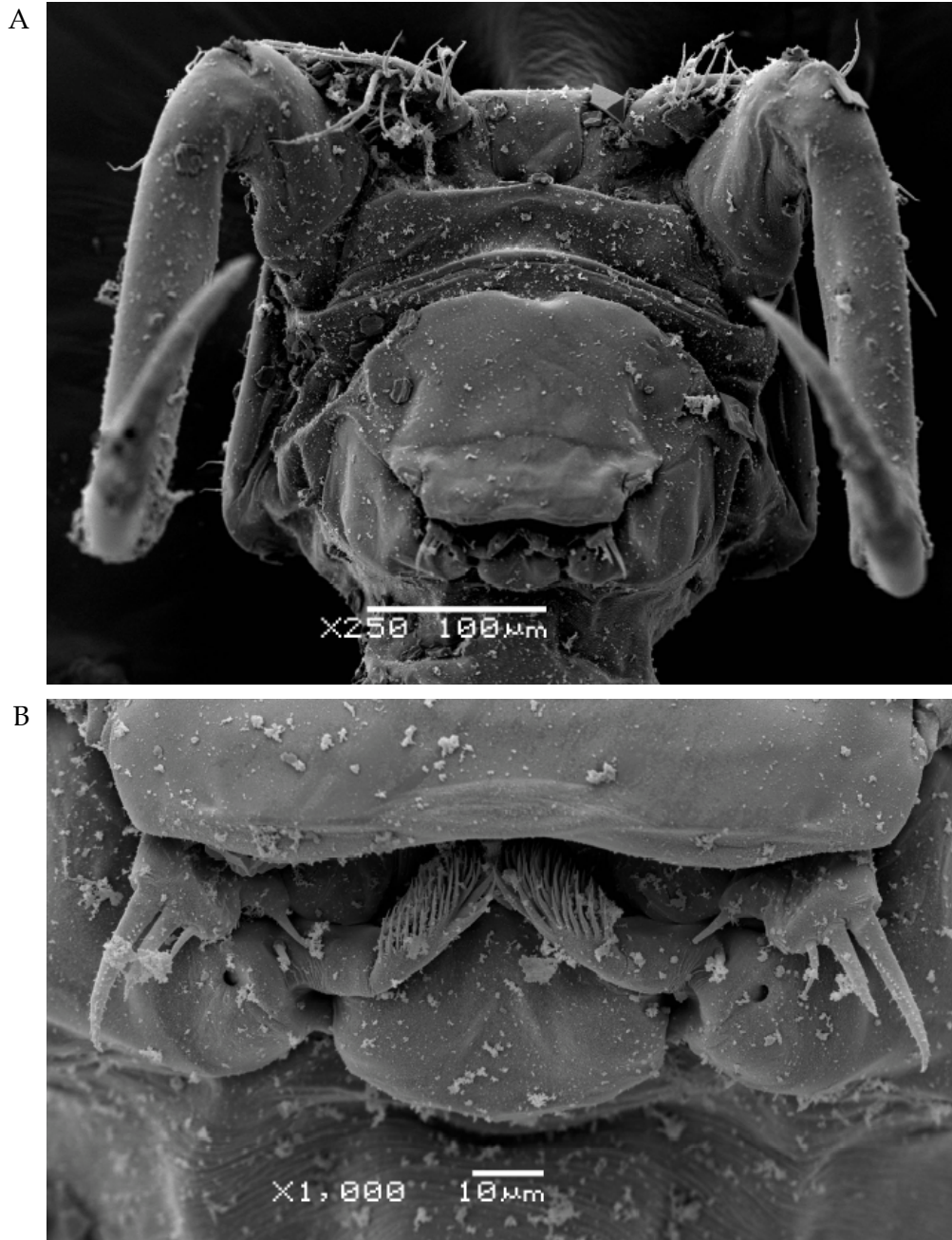


Figura 10.4. Detalles del cefalosoma de *E. sieboldi*, (obtenido de boga en río Arlanza): A) antenas y zona bucal con el labro recubriendo parcialmente mandíbulas y maxilas; B) ampliación de zona bucal: primeras maxilas con dos sedas distales (orientadas hacia el exterior) y segundas maxilas, con sedas dentiformes (hacia el interior) (microscopía electrónica de barrido, SEM).



El aparato alimentario del adulto aparece en la primera etapa de copepodito (Abdelhamim y cols., 1991) que, cuando se alimenta, contrae la musculatura antenal, aproximando su región oral a la superficie del filamento (Kabata, 1970). Su dieta está compuesta por mucus, tejido epitelial y sangre (Einszporn, 1964, 1965a, b), aunque todavía se discute si presenta o no digestión enzimática extrabucal (Halisch, 1940; Kabata, 1984). Durante la maduración sexual, los procesos uterinos que contienen oocitos llenan una gran parte del cefalotórax; los oviductos conducen al segmento genital para unirse con las glándulas cementarias (Lester y Roubal, 1995), y cada saco ovífero lleva más de 100 huevos (Kabata, 1979; Grabda, 1991).

En la Tabla 10.1 se muestran los resultados obtenidos con respecto a la longitud media de algunos caracteres morfológicos anotados a partir de 21 ejemplares de *E. sieboldi* aislados a lo largo del estudio en los diferentes ciprínidos parasitados: la longitud de las segundas antenas (826,7  $\mu\text{m}$ ) fue ligeramente mayor que la mitad de la longitud corporal total (1131  $\mu\text{m}$ ).

Tabla 10.1. Medidas corporales ( $\mu\text{m}$ ) de *E. sieboldi* en los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total ( $\mu\text{m}$ )	21	1130,96	184,19	757,57	1499,99
Cefalotórax ( $\mu\text{m}$ )	21	368,88	71,39	195,31	496,55
Abdomen ( $\mu\text{m}$ )	21	762,07	138,58	430,30	1013,50
Anchura máxima ( $\mu\text{m}$ )	19	372,66	63,82	234,38	472,32
Segundas antenas (a2) ( $\mu\text{m}$ )	19	826,68	109,56	601,35	1027,23

## 10.2. Factores dependientes del hospedador

### 10.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Existe un gran número de crustáceos que son parásitos de peces de agua dulce, salada y salobre (Eiras y cols., 2000); entre los copépodos, muchos son parásitos específicos de una única especie íctica (como *E. gibbus*, presente sólo en anguila europea) (Shulman, 1961).

Casi todos los miembros (aproximadamente dos tercios) de la Familia Ergasilidae son parásitos de peces, y muchos de ciprínidos, mostrando cada especie parásita una preferencia por un solo huésped. Algunos ejemplos de infestación a ciprínidos por ergasilidos incluyen *Neoergasilus japonicus* en las aletas del carpín, *Paraergasilus longidigitus* en las cavidades nasales de la brema y *Ergasilus briani* entre los filamentos branquiales de la tenca (Hoole y cols., 2001).

Dentro del Género *Ergasilus*, 33 especies son parásitas de teleósteos marinos, y 65 especies son parásitas de peces de agua dulce (Kabata, 1979). *Ergasilus sieboldi*, distribuido mundialmente, puede encontrarse infectando a un amplio rango de especies, incluyendo miembros de las Familias Salmonidae, Esocidae, Percidae, Siluridae, Cichlidae, Clupeidae y Cyprinidae (Hoole y cols., 2001).

En la antigua URSS, *E. sieboldi* infecta a más de 60 especies y subespecies de peces, siendo los principales hospedadores en esta región la tenca, el lucio, la acerina (*A. cernua*), la lucioperca y el siluro (Dogiel y cols., 1961; Zmerzlaya, 1972). Los ciprínidos y los salmónidos son los menos infectados (Abrosov y Bauer, 1959; Shulman, 1961). En general, en un contexto geográfico más amplio, y dentro de la

Familia Cyprinidae, la brema, la tenca y la carpa son los hospedadores más comunes (Hoole y cols., 2001).

Con la introducción de peces infectados, el parásito se ha extendido a muchas partes de Europa; así por ejemplo, en Alemania, 39 de 79 especies son hospedadoras de *E. sieboldi*, siendo los más importantes el lucio y la brema (Schäperclaus, 1954); también es común en peces de aguas continentales británicas (Abdelhalim y cols., 1991), desde que se hallara por primera vez en 1967, diseminándose posteriormente, debido a la translocación de peces hospedadores (Hoole y cols., 2001).

Tal y como podemos observar en las Tablas 10.2 y 10.3, a lo largo del estudio nuestros resultados muestran que sólo dos especies estaban parasitadas por *E. sieboldi*: el bordallo (8,33%) y, la boga (13,19%), presentando esta última un riesgo 10 veces mayor que el resto de especies analizadas de estar parasitada por este copépodo, principalmente en el punto *Arl* (Tabla 10.4). Aunque este no es el caso, muchos copépodos son parásitos de una sola especie de pez (Bykhovski, 1957). Dentro de los ergasíidos, su especificidad es muy variable, y se considera que, en comparación con otras familias de peces, los ciprínidos suelen estar infectados de forma poco severa por *E. sieboldi* (Abrosoy y Bauer, 1959; Shulman, 1961). A la hora de discutir nuestros resultados, y la preferencia de *E. sieboldi* por las bogas, queremos señalar la conveniencia de analizar, no sólo los factores dependientes del propio hospedador, sino también las condiciones ecológicas bajo las cuales éstas desarrollan su vida.

Según algunos autores (Thatcher y Boeger, 1983), *Ergasilus* sp. parece infectar principalmente a estos grandes peces, que tienden a ser portadores de un mayor número de parásitos. En este sentido, el mayor tamaño de las bogas respecto al resto de especies capturadas (excepto los barbos) (Tabla 3.4) podría ser un factor que debiéramos considerar. Además, y como ocurría en el caso de la parasitación por *Myxobolus* sp., su carácter gregario y su hacinamiento en la época reproductiva (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984) podrían incrementar las probabilidades de transmisión directa del parásito (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

Tabla 10.2. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* en las distintas especies piscícolas estudiadas estratificada según el tramo de muestreo

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-2,13)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,19)</b>	nc
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	13,19 (6,23-20,14)	<b>13,19</b> <b>(6,23-20,14)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	8,33 (0,00-23,97)	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-1,72)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	0,00 (0,00-28,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>2,83</b> <b>(1,31-4,35)</b>	<b>1,95</b> <b>(0,90-2,99)</b>	0,00 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	<0,00 <sup>RV</sup>	<0,00 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 10.3. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* en las distintas especies estratificada según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-7,58)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,09)</b>	nc
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,00-39,30)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	21,43 (10,68-32,18)	-	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	<b>13,19</b> <b>(6,23-20,14)</b>	0,00 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	20,00 (0,00-55,06)	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	-	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,39 <sup>RV</sup>
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-28,31)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	0,00 (0,0-5,30)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>13,27</b> <b>(6,55-19,98)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,76)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,67)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>1,95</b> <b>(0,90-2,99)</b>	<0,00 <sup>RV</sup>
<b>P</b>	0,02 <sup>RV</sup>	nc	nc	nc	nc	nc	<0,00 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 10.4. Papel de la especie como factor de riesgo asociado con la presencia de *E. sieboldi*

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>RV</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Arl	Boga	Resto especies	0,02	11,18 (1,39-89,86)
	21,43 (10,68-32,18)	2,22 (0,00-6,53)		

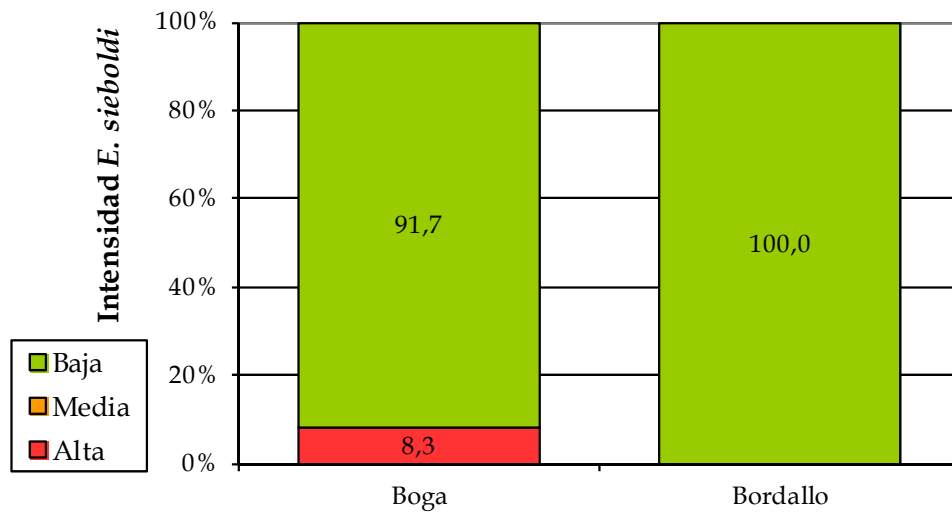
<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Finalmente, y lo que consideramos más importante, como se muestra en la Tabla 3.6, las bogas del punto de muestreo *Arl* han sido de una longitud significativamente inferior a las capturadas en el resto de puntos muestreados (*Er* y *Uc-M*), y probablemente también de una menor edad, no habiendo desarrollado plenamente su sistema inmune a la hora de controlar de forma eficiente la infección (inmunidad ligada a la edad) (Knaev, 1956; Bauer, 1961; Shulman, 1961), fenómeno observado ante la parasitación por diferentes especies de *Ergasilus*, como *E. centrarchidarum*, *E. lizae* y *E. auritus*.

Estas reacciones de defensa de los peces han sido estudiadas en algunos casos, y se ha comprobado que los pequeños copépodos son capaces de causar reacciones en los peces, como las callosidades nodulares producidas por *E. sieboldi* (Kabata, 1970). *E. labracis*, por ejemplo, provoca un aumento en el número de células mucosas, hiperplasia epitelial e infiltración de macrófagos, linfocitos y eosinófilos en los filamentos branquiales de la lubina (Paperna y Zwerner, 1981).

No se observó en ningún caso diferencia significativa alguna en la intensidad de parasitación entre las distintas especies consideradas en nuestro estudio (Figura 10.5).

Figura 10.5. Intensidad de parasitación por *E. sieboldi* según las especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,68$

### 10.2.2. Localización en el hospedador

Todos los crustáceos que parasitan peces son ectoparásitos; entre ellos, los copépodos, aunque presentan cierta capacidad para moverse por la superficie del huésped, generalmente se encuentran en la cavidad branquial y en el tegumento, pudiendo también localizarse en los orificios nasales y en la cavidad bucal (Eiras y cols., 2000).

En condiciones normales, los ergasíidos no parasitan la piel de una forma preferencial, aunque durante el trascurso de infecciones severas, se anclan a ésta y a las aletas u otros lugares donde la cubierta de escamas es reducida o está ausente, pudiendo cambiar de posición e incluso moverse a lo largo de los filamentos branquiales, llegando a nadar y a cambiar de un pez a otro (Kabata, 1970).

Los adultos del Género *Ergasilus* son parásitos característicos de los filamentos branquiales, ocasionalmente de los arcos branquiales u otras localizaciones externas (Hoffman, 1998), aunque cada especie parece tener un sitio preferido de anclaje dentro del hospedador (Hoole y cols., 2001). *Ergasilus sieboldi* parasita las branquias (Shulman, 1961) (Figuras 10.6 y 10.7), anclándose cerca de la base del filamento branquial y tiene preferencia (en orden decreciente) por los arcos branquiales 1, 2, 3 y 4 (Abrosoy y Bauer, 1959; Zmerzlaya, 1972), aunque ha sido encontrado en muchas ocasiones en la piel (Lester y Roubal, 1995), donde puede producir callosidades nodulares (Bauer, 1959). En ciertos lugares de anclaje, cerca de las aletas pares, mandíbulas, alrededor del ojo y en la zona perianal, también se han observado puntos hiperémicos producidos por el anclaje (Bauer, 1959). Ocasionalmente, también puede parasitar las cavidades nasales de algunos peces teleósteos (Kabata, 1970).

En nuestro estudio, no se observaron localizaciones aberrantes en el lugar del anclaje del parásito, hallándose el 100% de ellos en las branquias (Tabla 10.4 y Figuras 10.6 y 10.7).



Figura 10.6. Disposición de varias hembras de *E. sieboldi* ancladas a los filamentos branquiales del bordallo (procedente del río Arlanza) (microscopía óptica)



Figura 10.7. Ejemplares de *E. sieboldi* en los filamentos branquiales de barbo (arriba) y boga (abajo) (procedentes del río Arlanza) (microscopía óptica).

Tabla 10.4. Localización de *E. sieboldi* en los ciprínidos analizados

Especie	Piel		Branquias		Ambos		Total n
	n	%	n	%	n	%	
Barbo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Boga	0	0,00	12	100,00	0	0,00	12
Bordallo	0	0,00	1	100,00	0	0,00	1
Gobio	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Piscardo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Tenca	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>13</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>13</b>

### 10.2.3. Efectos sobre el hospedador

Aunque muchos de los síntomas de la parasitación no son específicos (Kabata, 1970), podemos mencionar varios. Así por ejemplo, en la infestación de las branquias tiene lugar una producción excesiva de mucus (Bauer, 1961). En aguas con poco contenido en oxígeno, los peces parasitados por *Ergasilus* sp. a menudo muestran signos de disnea y los ejemplares con branquias severamente infestadas se congregan cerca de los canales de entrada, en busca de mayores concentraciones de oxígeno. También son signos comunes de debilidad y la letargia (Kabata, 1970). En este sentido, Paperna (1975) observó que ejemplares de múgil infectados con *E. lizae* sufrían emaciación, mientras que Hogans (1989) indicó la presencia de natación errática, melanosis y anoxia en salmones atlánticos infectados con *E. labracis*.

Los efectos de las infecciones son principalmente mecánicas en su naturaleza, y dan lugar a la pérdida de condición, crecimiento reducido, daño mecánico y fallo osmorregulatorio (Hoole y cols., 2001). En episodios severos, la infección por copépodos afecta a los procesos respiratorios dañando el tejido branquial y provocando el deterioro de la condición del hospedador; en ocasiones pueden causar brotes epizooticos (Shulman, 1961). Kabata (1970) resume los efectos de *Ergasilus* sobre las branquias de los peces: oclusión completa o parcial del vaso eferente del filamento, destrucción del tejido-funda (*cupping tissue*) y los pliegues respiratorios e hipertrofia de respuesta de los tejidos afectados, a menudo causando la reducción de la superficie respiratoria

Los efectos de los ergasíidos sobre la piel pueden ser tan severos como los que se producen en las branquias, debido a la fuerte presión que tienen que ejercer con su anclaje para mantenerse en este tipo de superficies (Séller, 1939 citado por Dogiel y cols., 1961).

Dentro del género, *Ergasilus sieboldi* es considerado como el más patógeno, y se han registrado intensidades de hasta varios cientos por pez, que llevan a una seria patología e incluso a la muerte (Hoole y cols., 2001). En ciertos casos, las branquias también pueden ser destruidas por una infestación masiva; se ha observado que en ejemplares de tenca afectados por elevadas intensidades, puede causar pérdida severa de peso e incluso la muerte de los peces (Neuhaus, 1929); en dicha especie se produce un daño branquial extensivo y hemorragias severas con inflamación y exsanguinación, mientras los vasos sanguíneos de los filamentos branquiales son bloqueados, derivando en una atrofia de la zona apical (Dogiel y cols., 1961). Las dificultades respiratorias son probablemente las alteraciones metabólicas más obvias,

debido al daño branquial (Kabata, 1970). Cuando se anclan a las aletas, pueden producir extravasación e hiperemia de la zona afectada (Abrosov y Bauer, 1959).

Según Zmerzlaya (1972), las lesiones histopatológicas asociadas con este parásito son causadas generalmente por el sistema de anclaje y alimentación; se caracterizan por la presencia de hiperplasia branquial, necrosis de los tejidos, y reducción en el flujo sanguíneo, a menudo con problemas osmorregulatorios asociados (Hoole y cols., 2001). Son comunes las infecciones secundarias por hongos del Género *Saprolegnia* y numerosas bacterias oportunistas (Hoole y cols., 2001), tal y como se ha observado en algunas infestaciones en la brema (Schäperclaus, 1954) y en la tenca (Reichenbach-Klinke y Landolt, 1973). Igualmente, se ha observado que *E. sieboldi* puede inducir alteraciones en los procesos de formación y desarrollo de las células sanguíneas. Rackova (1954) observó una disminución del porcentaje (20%) de linfocitos y un incremento en la población monocitos, agranulocitos polimorfonucleares y neutrófilos, mientras que Layman (1957) menciona un aumento en el número de neutrófilos circulantes en poblaciones infectadas de tenca y leucisco, respectivamente.

#### **10.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Como resultado de su impacto en la acuicultura y en las poblaciones silvestres, los miembros de la Familia Ergasilidae tienen una relevancia particular para los ciprínidos (Hoole y cols., 2001) debido tanto a la drástica pérdida de peso en los peces infectados como a las mortalidades masivas que pueden provocar (Kabata, 1970).

Aunque las infecciones severas por *E. sieboldi* pueden causar la muerte, se reconoce que las infecciones subletales dan como resultado una condición física mermada (Grabda, 1991; Schäperclaus y cols., 1991). Así, por ejemplo, en poblaciones de tenca infectadas en los lagos de Alemania, se observó pérdida de peso, con una disminución en la masa muscular y el contenido graso, además de una disminución en el peso del hígado (Mann, 1960). Se ha observado, en el caso de la tenca y el corégono que la infección lleva asociada una reducción en el peso, la longitud total, el factor de condición y el contenido graso (Schäperclaus, 1954; Abrosov y Bauer, 1959; Kabata, 1970).

La actividad patógena del parásito afecta a la tasa de crecimiento y a la condición del hospedador, habiéndose descrito casos en los cuales la masiva infestación de coregónidos con *E. sieboldi* han dado como resultado una marcada disminución de la tasa de crecimiento de los peces, así como una pérdida en su peso medio (Lechler, 1935; Bauer, 1961; Kabata, 1970).

En algunas ocasiones, la influencia del parásito sobre la reproducción del hospedador ha sido determinada de forma indirecta. Así, se ha observado que en el caso de ejemplares hembra del corégono en el Lago Sebezhskiye (en el noreste de la antigua URSS), la fecundidad parecía estar afectada de forma adversa debido a la infección branquial producida por *E. sieboldi* (Kabata, 1970).

Se ha observado que las infecciones severas por *E. sieboldi* pueden causar la muerte (Grabda, 1991; Schäperclaus y cols., 1991), como en el caso de algunas poblaciones de tenca en seria declinación en Letonia, en las cuales la prevalencia era del 100%, con una intensidad media de 130; las branquias estaban a menudo dañadas y se observaban serias hemorragias (Shulman, 1961).

Algunos de los copépodos parásitos que afectan a los peces salvajes son de importancia comercial, mientras que otros causan problemas en curso actualmente en acuicultura, (Lester y Roubal, 1995), habiendo pocos piscicultores en el mundo que no

hayan sufrido consecuencias económicas negativas (Hoole y cols., 2001). En piscicultura, el impacto económico de dichos parásitos puede ser considerable, lo cual justifica la adopción de métodos profilácticos y terapéuticos en relación con ciertas especies (Pavanelli y cols., 1999).

Los copépodos ergasílicos causan epizootias comercialmente significativas en poblaciones de peces salvajes y cultivados, con las consiguientes pérdidas económicas en la industria pesquera (Kabata, 1970; Lester y Roubal, 1995).

### 10.2.5. Factores de riesgo intrínsecos

En el conjunto de los ciprínidos analizados, *E. sieboldi* ha mostrado una preferencia por los machos (3,3%), siendo éstos los más afectados (Tabla 10.5). Por una parte, los machos capturados han mostrado significativamente una mayor longitud que las hembras (Tabla 3.3) y, como algunos autores han señalado, el Género *Ergasilus* parece infectar principalmente a los peces de mayor tamaño, que tienden a ser portadores de un mayor número de parásitos (Thatcher y Boeger, 1983; Hoole y cols., 2001). Otros autores hacen referencia a la edad, señalando que *E. sieboldi* parece infectar principalmente a los peces mayores de dos años (Dogiel y cols., 1961). Además, el tamaño del hospedador y de su superficie respiratoria, son de los factores que pueden determinar los efectos de los copépodos parásitos sobre sus hospedadores (Schäperclaus, 1954).

Entre las poblaciones de ciprínidos ibéricos, además, los machos suelen ser más precoces para alcanzar la madurez sexual (Velasco y cols., 2005), y en algunas especies presentan un mayor gasto energético durante la época de freza (Encina y cols., 1991; Encina y Granado, 1997; Granado-Lorencio, 2002). Dicho estrés reproductivo va a hacer que los peces sean más susceptibles a la parasitación (Ginetsinskaya, 1961; Wurtsbaugh y Tapia, 1988; Dickerson y Dawe, 1995) y, por lo tanto, supone, en este caso, un mayor riesgo de parasitación por *E. sieboldi* entre la población de machos estudiados.

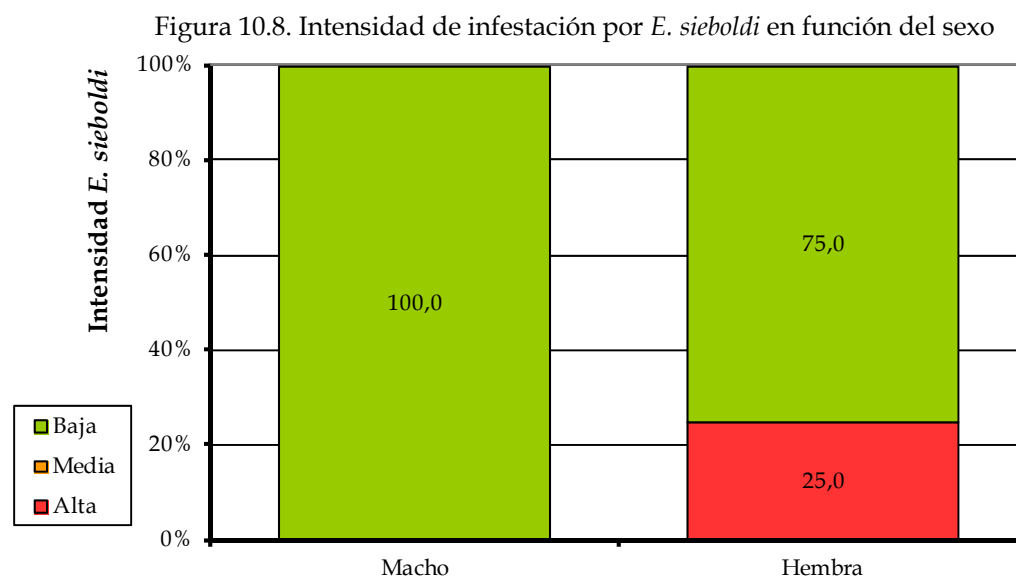
Tabla 10.5. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* según el sexo del hospedador estratificada según la especie

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-4,02)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,24)	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	15,25 (6,08-24,33)	10,71 (0,00-22,17)	13,79 (6,55-21,04)	0,57 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	33,33 (0,00-86,68)	10,00 (0,00-28,59)	0,10 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,55)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>3,35</b> <b>(1,20-5,49)</b>	<b>1,09</b> <b>(0,03-2,16)</b>	<b>2,05</b> <b>(0,95-3,15)</b>	0,05 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,00 <sup>RV</sup>	0,00 <sup>RV</sup>	<0,00 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable



Sin embargo, y al contrario de lo que ocurre con las prevalencias observadas, la intensidad de parasitación parece ser mayor (aunque sin diferencias significativas) en las hembras (Figura 10.8), entre las cuales un 25% mostraba una alta intensidad de parasitación, frente a un 0% en los machos.



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,11$

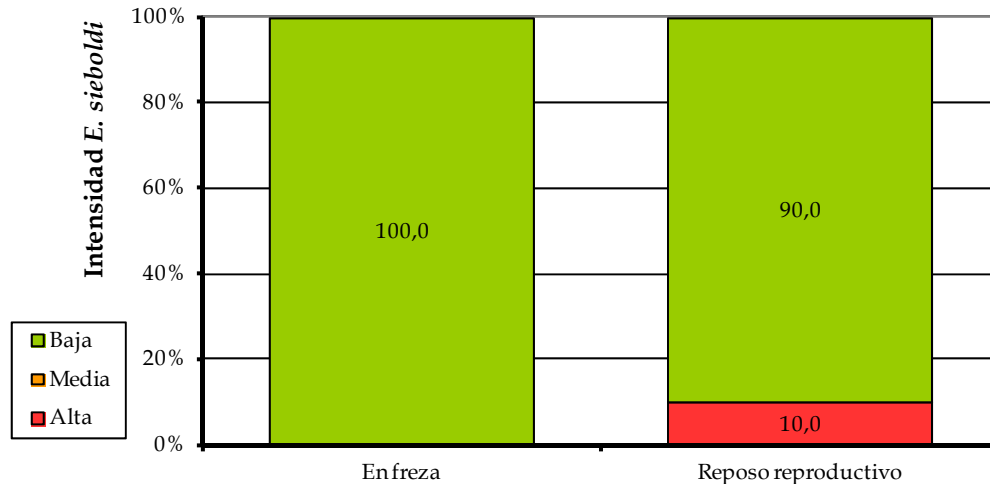
Debemos indicar que, al analizar la influencia del estado reproductivo (freza) del hospedador sobre la prevalencia (Tabla 10.6) e intensidad de parasitación (Figura 10.9), no se observaron diferencias significativas.

Tabla 10.6. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* según el estado reproductivo del hospedador estratificada según la especie

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-22,09)	0,00 (0,00-2,28)	0,00 (0,00-2,09)	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	13,64 (0,00-27,98)	13,04 (5,10-20,99)	13,19 (6,23-20,14)	0,943 <sup>x2</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	8,33 (0,00-23,97)	0,54 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-2,10)	0,00 (0,00-1,71)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,00 (0,00-2,23)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	0,00 (0,00-2,59)	nc
<b>Total</b>	<b>1,84</b> <b>(0,00-3,90)</b>	<b>1,62</b> <b>(0,62-2,61)</b>	<b>1,66</b> <b>(0,77-2,56)</b>	0,84 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	0,05 <sup>RV</sup>	<0,00 <sup>RV</sup>	0,02 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 10.9. Intensidad de infestación por *E. sieboldi* según el estado reproductivo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,46$

### 10.3. Factores dependientes del medio

#### 10.3.1. Estacionalidad

El verano es la estación del año en la que hemos observado un porcentaje significativamente mayor de ejemplares parasitados, tanto en el conjunto de la población estudiada (3,1%) (Tablas 10.7 y 10.8) como en el caso particular de las bogas, cuya prevalencia fue de un 25,00% en verano (frente a un 12,00% en primavera y un 2,94% en otoño) (Tabla 10.9). En el punto de muestreo *Arl*, en esta época las probabilidades de estar parasitado por *E. sieboldi* se triplican (Tabla 10.10). Nuestros resultados están de acuerdo con los obtenidos por otros autores, como Tuuha y cols. (1992), quienes comprobaron que la prevalencia de infección por *E. brianii* en rutilo y perca europea características de los lagos de Finlandia también era mayor en verano, hecho condicionado en gran medida por un aumento de la temperatura en esta zona; durante el invierno, por el contrario, no se producían infecciones por *E. sieboldi* (Zmerzlaya, 1972).

Además, en algunos casos, las altas temperaturas son un factor añadido al daño ejercido por los parásitos, como se ha observado con *E. sieboldi* en la parasitación de las branquias de las tencas, que acaban muriendo por asfixia (Dogiel y cols., 1961; Grabda, 1991; Lester y Roubal, 1995).

Tabla 10.7. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* en las distintas estaciones del año estratificada según la localización de los puntos de muestreo

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	1,57 (0,00-3,33)	0,00 (0,00-25,89)	1,49 (0,00-3,17)	0,58 <sup>RV</sup>
Verano	3,80 (1,36-6,23)	0,00 (0,00-5,30)	3,08 (1,10-5,06)	0,05 <sup>RV</sup>
Otoño	0,42 (0,00-1,23)	0,00 (0,00-5,93)	0,35 (0,00-1,02)	0,54 <sup>RV</sup>
Total	1,95 (0,90-2,99)	0,00 (0,00-2,59)	1,66 (0,77-2,56)	0,04 <sup>RV</sup>
p	0,02 <sup>RV</sup>	nc	0,02 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 10.8. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* en las distintas estaciones del año estratificada según el tramo de muestreo

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	0,00 (0,00-3,82)	2,63 (0,00-5,57)	1,57 (0,00-3,33)	0,08 <sup>RV</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	4,62 (1,67-7,56)	3,80 (1,36-6,23)	0,06 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,27)	0,67 (0,00-1,97)	0,42 (0,00-1,23)	0,33 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>2,83</b> <b>(1,31-4,35)</b>	<b>1,95</b> <b>(0,90-2,99)</b>	0,00 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,06 <sup>RV</sup>	0,02 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 10.9. Prevalencia de infección (%) por *E. sieboldi* en las distintas estaciones del año estratificada según las diferentes especies capturadas

Estación	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-4,02)	0,00 (0,00-7,22)	0,00 (0,00-2,09)	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	12,00 (0,00-24,74)	25,00 (10,00-40,00)	2,94 (0,00-8,62)	13,19 (6,23-20,14)	0,02 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	14,29 (0,00-40,21)	-	8,33 (0,00-23,97)	0,29 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	0,00 (0,00-2,59)	nc
<b>Total</b>	<b>1,49</b> <b>(0,00-3,17)</b>	<b>3,08</b> <b>(1,10-5,06)</b>	<b>0,35</b> <b>(0,00-1,02)</b>	<b>1,66</b> <b>(0,77-2,56)</b>	0,02 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,00 <sup>RV</sup>	<0,00 <sup>RV</sup>	0,51 <sup>RV</sup>	0,02 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 10.10. La estacionalidad como factor de riesgo/protección en la presencia de *E. sieboldi*

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>RV</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Arl	Verano	Resto estaciones	0,04	3,55 (1,01-12,45)
	21,43 (9,02-33,84)	7,14 (0,40-13,89)		

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

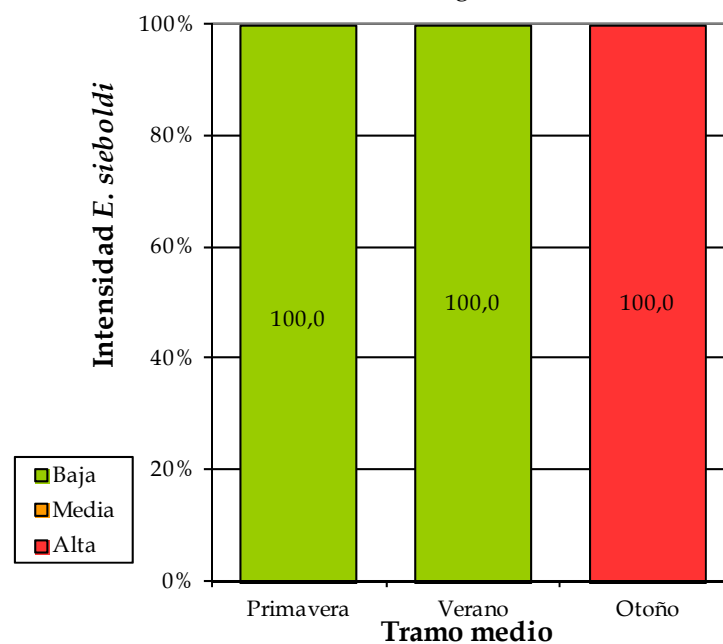
Por otra parte, en nuestras latitudes, las condiciones hidrológicas en esta época del año, caracterizadas por las sequías (Lozano-Rey, 1935; Granado-Lorencio, 1996, 2002; Doadrio, 1988; Encina y cols., 2006), afectan directamente al desarrollo del ciclo vital de los ciprínidos ibéricos (Lobón-Cerviá y Torres, 1983; Granado-Lorencio, 2002; Miñano y cols., 2003) y también al de los parásitos que les afectan, especialmente ectoparásitos (Dogiel y cols., 1961; Markov, 1961); en este sentido, este tipo de ambientes más estables, y con un menor flujo de agua, van a ser más propicios para ellos (Esch y cols., 1990).

Uno de los factores medioambientales que pueden determinar la severidad de los efectos de *E. sieboldi* sobre los peces es el oxígeno (Schäperclaus, 1954). En aguas con menor contenido en oxígeno, como las registradas en ciertos momentos de las épocas estivales (Tabla 2.6), los peces afectados por estos parásitos de branquias pueden llegar a mostrar signos de disnea (Kabata, 1970), siendo más vulnerables ante los bajos niveles de oxígeno disuelto durante los meses de verano (Hoole y cols., 2001).

A medida que transcurre el verano, y la temperatura del agua va bajando, se llega a una situación inversa a la que encontramos en el caso de *I. multifiliis* (Capítulo 5). Mientras que en este tipo de ciliados, hacia el otoño va disminuyendo la intensidad y va aumentando la prevalencia de parasitación, con *E. sieboldi* ocurre lo contrario, y en otoño es donde registramos la mayor intensidad de parasitación (Figuras 10.10 y 10.11). También aquí, podríamos pensar en que el otoño es la estación del año en la que se producen cambios más bruscos de temperatura, generando situaciones de estrés en los peces, a la vez que su capacidad de respuesta inmune disminuye (Reddy y Leatherland, 1998), aumentando así su susceptibilidad al parásito (Woo y cols., 1987).

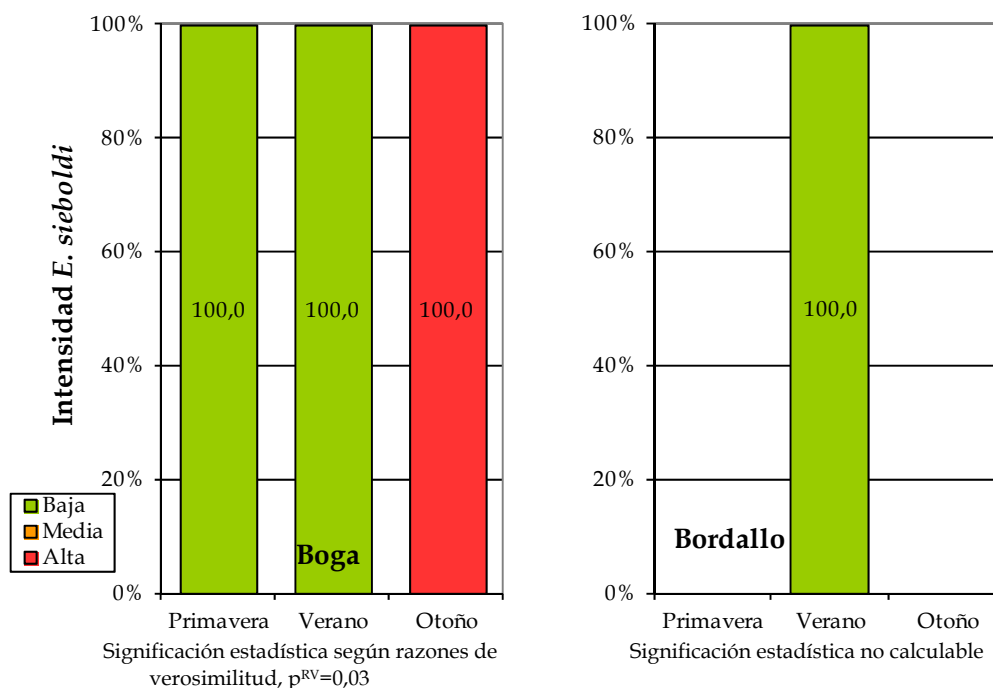
Otra explicación la podemos hallar en las peculiaridades del ciclo vital de este copépodo: durante el verano, los parásitos cargados de embriones en desarrollo van a liberar de 100 a 300 pequeños nauplios al agua (Hoole y cols., 2001), que posteriormente, después de pasar por varias fases larvarias, van a madurar sexualmente y se van a fijar al mismo o a otro pez hospedador al cabo de, aproximadamente, 22 días (a 17,7-20,1°C) (Zmerzlaya, 1972; Abdelhaim y cols., 1991). Este proceso va a ocurrir otra vez más en nuestras latitudes de climas templados, existiendo por lo tanto tres generaciones por año (Hoole y cols., 2001). Esta gran capacidad de repetir el ciclo durante la estación cálida va a suponer que, al final de la misma, llegado el otoño, la intensidad de parasitación aumente hasta alcanzar valores de alta intensidad observada en la totalidad de los ejemplares parasitados.

Figura 10.10. Intensidad de infestación por *E. sieboldi* en función de la estacionalidad estratificada según el tramo de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,03$

Figura 10.11. Intensidad de infestación por *E. sieboldi* para las distintas estaciones del año estratificada según las especies capturadas



Por otro lado, debido a que la severidad de los efectos de estos parásitos sobre su hospedador está directamente relacionada con la intensidad de infección (Hoole y cols., 2001), en el caso de *E. sieboldi* (Zmerzlaya, 1972), cuando su número excede de 100 parásitos en especies como la brema, el daño branquial puede ser suficiente para causar dificultad respiratoria y anoxia (Schäperclaus, 1954; Kabata, 1970).

En nuestro trabajo, si bien no hemos considerado la caracterización clínica de los peces afectados como un objetivo primordial del mismo, sí que hemos observado que cargas de *E. sieboldi* superiores a 80 individuos eran capaces de producir daño a nivel de las laminillas branquiales.

### 10.3.2. Ubicación

La prevalencia de parasitación por *E. sieboldi* en los tramos medios de los ríos (2,83%), frente a los tramos altos (0,00%), ha sido significativamente mayor (Tabla 10.2), lo que ha supuesto que el riesgo de parasitación también haya sido mayor para las especies que habitan en estas zonas (60 veces) (Tabla 10.11). Varias de las condiciones ambientales encontradas en ellas podrían explicar nuestros resultados. En primer lugar, hemos observado que la temperatura del agua ha sido más alta (Tabla 2.13), factor de carácter estacional que, como se ha explicado en el apartado anterior, tiene una gran influencia sobre el ciclo vital del parásito (Cummins, 1977; Hoole y cols., 2001).

Otro elemento ambiental que debemos considerar es el factor hidrológico. Las aguas, al aproximarse a estas zonas de llanura, van perdiendo velocidad (García de Jalón y González del Tánago, 1988) y, como hemos visto, van a favorecer el desarrollo de ciertos parásitos de ciclo directo. Al igual que ocurre con otros copépodos (*L. cyprinacea*), *E. sieboldi* tiene preferencia por aguas de curso lento (Dogiel y cols., 1961), ya que favorecen el desarrollo de las larvas planctónicas de vida libre (Schäperclaus y cols., 1991).

Tabla 10.11. Papel de la localización como factor de riesgo asociado globalmente con la presencia de *E. sieboldi*

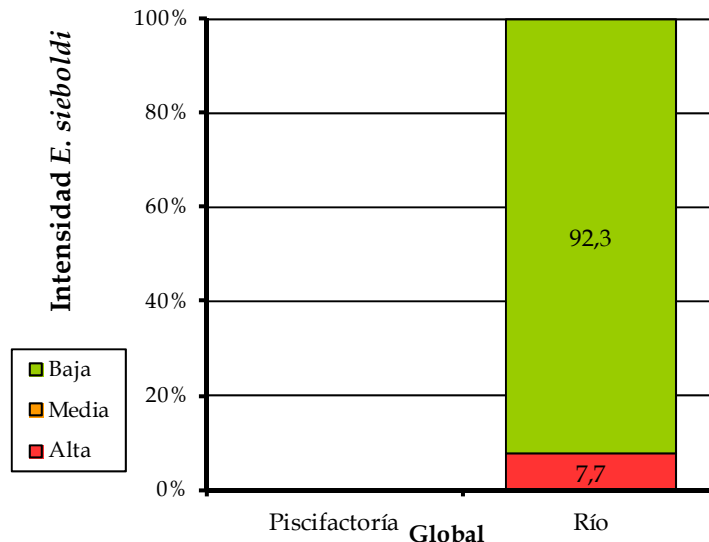
Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Tramo medio	Tramo alto	0,01	61,40* (0,12-3,10.10 <sup>4</sup> )
	2,83 (1,31-4,35)	0,00 (0,00-1,42)		

\* Datos nulos, cálculos aproximados; <sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Recordemos, además, que las comunidades de ciprínidos son más abundantes en estos tramos de los ríos (Encina y cols., 2006) y que una mayor abundancia favorece la transmisión directa entre unos ejemplares y otros (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

La diferente ubicación, en este caso, tampoco ha supuesto una mayor intensidad de parasitación, (Figura 10.12), ya que sólo se aisló el parásito en punto *Arl* correspondiente a un tramo medio.

Figura 10.12. Intensidad de infestación por *E. sieboldi* en función de las distintas localizaciones de los puntos de muestreo



Significación estadística no calculable

Cuando observamos los datos de forma más acotada, en función del punto de muestreo, se pone de manifiesto que, dentro de los tramos medios que hemos analizado en el punto anterior, existe un único punto, en el tramo medio del río Arlanza (*Arl*), donde hemos observado la presencia del parásito, con una prevalencia de 13,27% (Tabla 10.3). A la hora de discutir estos resultados, parece evidente que las características ambientales creadas por el hombre en este tramo fluvial, al convertirlo en una zona embalsada, favorecen el desarrollo del ciclo vital del parásito y su multiplicación. En primer lugar, estas zonas de corriente lenta anteriores a la presa, donde predominan remansos y pozas, son propicias para el desarrollo de comunidades de organismos de carácter planctónico (Ward y Standford, 1980; Granado-Lorencio y García Novo, 1986; Encina y cols., 2006), como los nauplios de *E. sieboldi*; además, la biomasa total de peces puede aumentar en esta zona (Martín Jiménez, 2006). Así que este caldo de cultivo que es el embalse, con gran número de fases larvianas de *E. sieboldi* en suspensión, es liberado sobre la zona posterior, aguas abajo (punto *Arl*), posibilitando la infección.

Coincidimos con otros autores (Dogiel y cols., 1961; Hoffman, 1976; Bulow y cols., 1979) al considerar que *E. sieboldi* infecta principalmente a peces que habitan en aguas de curso lento, siendo aquellos ejemplares que ocupan las zonas alejadas de la orilla los más severamente infectados (Abrosoy y Bauer, 1961) debido a la preferencia de las fases planctónicas de los parásitos por aguas abiertas (Schäperclaus y cols., 1991). Un ejemplo lo encontramos en la trucha arco iris que, mantenida en aguas de baja velocidad de corriente, es particularmente vulnerable a la parasitación por copépodos (Hoole y cols., 2001).

En segundo lugar, en este punto se modifica el patrón hidrológico de crecidas y estiajes propio de un río, y el estrés ambiental generado puede provocar ciertas variaciones en la condición somática y una asincronía en las estrategias vitales de las especies que habitan en él (Torralba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003;). Además, en este tipo de ambiente, con un menor volumen de agua y carácter confinado, los factores medioambientales están sujetos a cambios repentinos, que pueden producir condiciones desfavorables para los peces (Kabata, 1970). Estos cambios hidrológicos repentinos pueden, finalmente, acarrear un aumento en el estrés fisiológico del hospedador e incrementar la susceptibilidad a las infecciones parasitarias (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007). De manera que, cuando las circunstancias son favorables para la reproducción del parásito, éste se propaga muy rápidamente, produciéndose brotes de enfermedad (Bauer, 1961; Branson, 2000).

### **10.3.3. Calidad del agua**

---

En ningún caso nuestros resultados han mostrado influencia alguna de los parámetros de calidad físico-química y/o microbiológica del agua sobre la prevalencia e intensidad de parasitación. No obstante, algunos autores, como Tuuha y cols. (1992), sí han podido constatar que la presencia de algunos ectoparásitos como *E. sieboldi* en el rutilo y la perca europea era determinada, en gran parte, por la calidad del agua, siendo un parásito más abundante en lagos oligotróficos que eutróficos.

## 11. LERNAEA CYPRINACEA

### 11.1. Etiología

#### 11.1.1. Clasificación taxonómica

---

Al igual que en el capítulo anterior, para realizar la clasificación taxonómica de estos crustáceos, hemos utilizado las obras publicadas por Kabata (1979, 1981) y Grabda (1991):

- Phylum Arthropoda Siebold y Stannius, 1845
- Subphylum Mandibulata Snodgrass, 1938
- Clase Crustacea Pennat, 1777
- Orden Copepoda H. Milne Edwards, 1840
- Suborden Cyclopoida Sars, 1903
- Familia Lernaeidae Linnaeus, 1746
- Especie *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, 1746 (syn. *L. elegans* Leigh-Sharpe, 1925; *L. tentaculis quatuor* L., 1746; *L. esocina* Burmeister, 1835; *L. ranae* Stunkard y Cable, 1931; *L. carassii* Tidd, 1933; *Lernaeocera cyprinacea* Blainville, 1822; *Lernaeocera esocina* Burmeister, 1835; *Lernaeocera gasterostei* Bruhl, 1860).

Dentro de la Familia Lernaeidae, existen 9 géneros y 70 especies (Kabata, 1970), de las cuales más de 40 especies están incluidas en el Género *Lernaea* (Lester y Roubal, 1995).

#### 11.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

El ciclo vital de *L. cyprinacea* comienza con tres fases denominadas nauplio, todas ellas de vida libre (planctónicas), a las que siguen cinco fases de copepodito, ya parásitas de los peces (Lester y Roubal, 1995); dichos nauplios se transforman en copepoditos entre 4 y 16 días (Petrushevski y Shulman, 1961; Hoffman, 1998); entre 12-17 días (a 27°C), éstos se convierten en individuos adultos (Shields, 1978; Shariff y Sommerville, 1986b).

Las hembras pueden permanecer en el mismo pez o nadar hasta encontrar otro hospedador diferente (Lester y Roubal, 1995). La cópula tiene lugar en el huésped durante la cuarta fase de copepodito donde el macho posiblemente muere (Petrushevski y Shulman, 1961; Hoffman, 1998) mientras que, posteriormente, la hembra excava en la piel, sufre metamorfosis (desarrollando su órgano de fijación) y empieza a producir huevos (Lester y Roubal, 1995); después del anclaje de la hembra, los primeros nauplios pueden eclosionar en dos días (a >35°C). Al cabo de 1 a 3 días se produce un nuevo par de sacos ovíferos (Shields y Goode, 1978; Shariff y Sommerville, 1986b). En climas templados y fríos, la hembra probablemente hiberna como larva o adulto juvenil anclado al hospedador (Lester y Roubal, 1995; Hoffman, 1998).



### 11.1.3. Descripción morfológica

Las hembras de la Familia Lernaeidae introducen sus extremos anteriores en los tejidos de los hospedadores, profundizando hasta varios centímetros, donde se fijan mediante el desarrollo del órgano de anclaje al que le debe el género su nombre vulgar de *gusanos ancla* (Kabata, 1970). La taxonomía del grupo es compleja, siendo el tamaño y la forma del órgano de anclaje dos de las características morfológicas principales utilizadas para su diferenciación a nivel de especie; sin embargo, esta estructura muestra diferencias morfológicas dentro de la misma especie según las especies hospedadoras, el sitio de anclaje (Hoole y cols., 2001) e incluso según la resistencia que encuentren durante su desarrollo en el pez (Fryer, 1961; Thurston, 1969).

Sus fases larvarias, denominadas copepoditos (Figuras 11.1 y 11.2), se alimentan de la epidermis y la dermis de los peces (Shields y Tidd, 1974), mientras que las hembras metamorfoseadas ingieren restos de tejidos y eritrocitos (Khalifa y Post, 1976) liberados por el daño mecánico ejercido con sus piezas bucales y posiblemente por la secreción de enzimas digestivas (Shariff y Roberts, 1989).

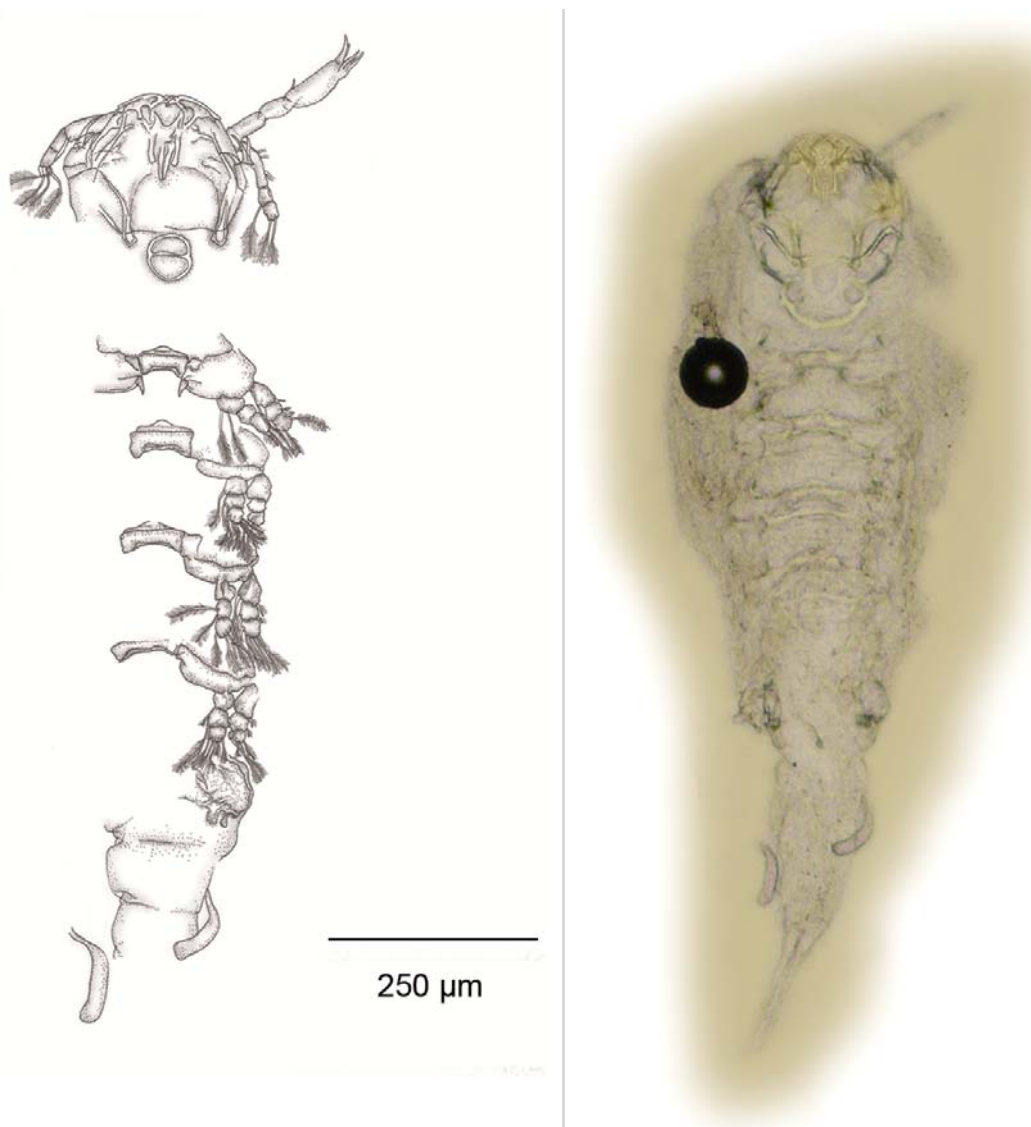


Figura 11.1. Detalles morfológicos de copepodito de *L. cyprinacea* (obtenido de barbo en río Eresma): primeras y segundas antenas, aparato bucal (mandíbulas, maxilas y maxilípedos), ojo nauplio y apéndices locomotores (izquierda: dibujo en cámara clara; derecha: microscopía óptica).

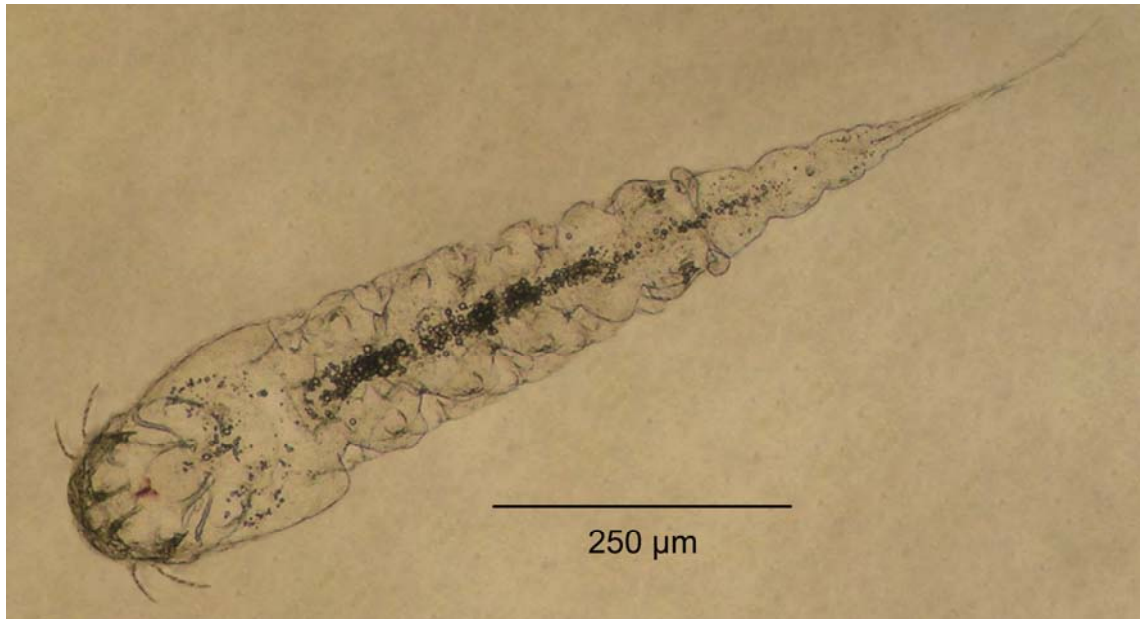


Figura 11.2. Detalles morfológicos de copepodito de *L. cyprinacea* (obtenido de barbo en río Eresma) (microscopía óptica).

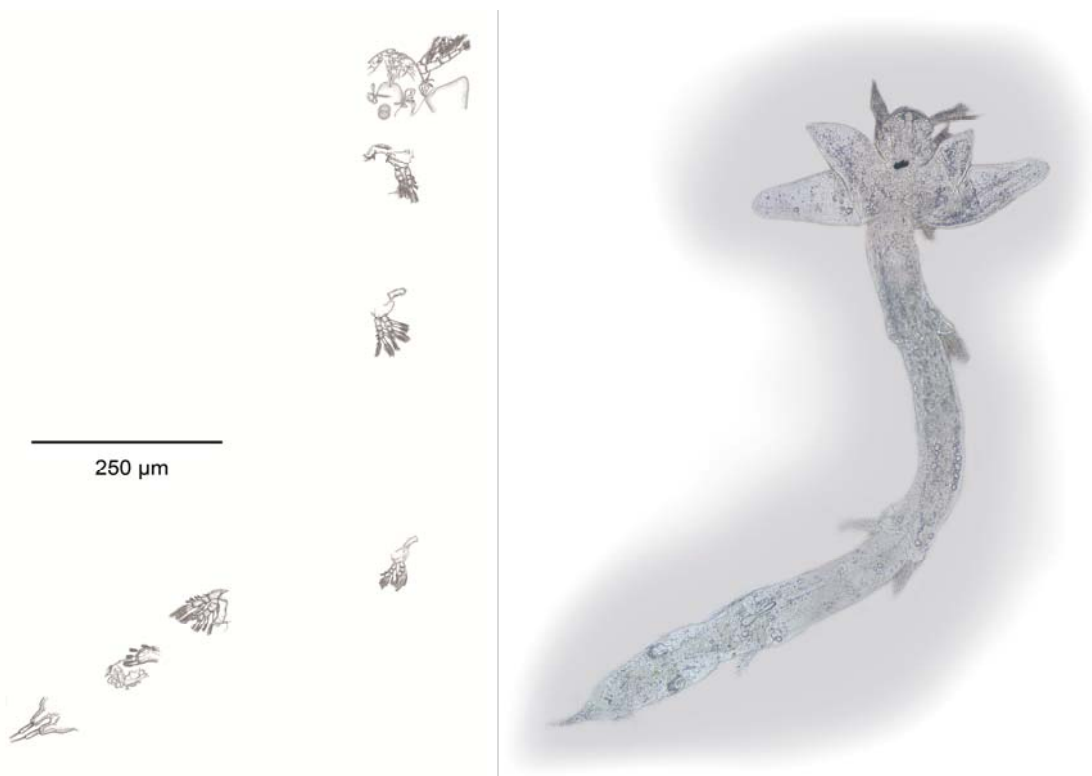


Figura 11.3. Hembra de *L. cyprinacea* en proceso de metamorfosis, mostrando detalles de su morfología: primeras y segundas antenas, aparato bucal (mandíbulas, maxilas y maxilípedos), ojo nauplio y apéndices locomotores (obtenida de boga en río Eresma) (izquierda: dibujo en cámara clara; derecha: microscopía óptica).

Dentro del Género *Lernaea*, la hembra adulta posee una cabeza a modo de protuberancia redondeada que se proyecta desde el margen anterior del cefalotórax, y posee un ojo dividido en tres partes; de los márgenes laterales del cefalotórax se ramifican uno o dos pares de anclas, simples o bifurcadas. Los apéndices cefálicos consisten en una primera antena casi cilíndrica, con 3 ó 4 segmentos; una segunda

antena bi- o trisegmentada, con las puntas provistas de fuertes garras; mandíbula a modo de garras; primera maxila nodular, con las puntas provistas de diminutas proyecciones cónicas; segunda maxila terminando en dos fuertes garras; y maxilípedos trisegmentados (Figura 11.3). El abdomen es corto, trisegmentado, redondeado, y termina en un par de ramas caudales pequeñas y segmentadas. Los apéndices locomotores consisten en cuatro pares de patas birrámeas (Figura 11.4), el primer par justo por detrás de la cabeza, y el quinto par de muñones justo detrás de la vulva (Figura 11.3). Los huevos tienen forma cónica alargada u ovoide, y se disponen en hilera dentro de los sacos ovígeros (Figura 11.5) (Hoffman, 1998).



Figura 11.4. Apéndice locomotor de *L. cyprinacea* (obtenido de barbo en río Ucero) (microscopía electrónica de barrido).

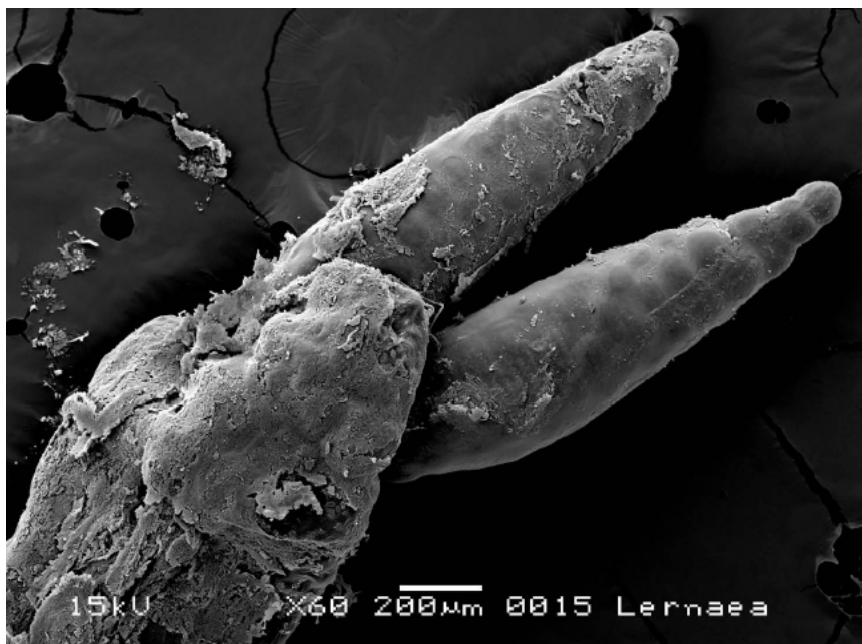


Figura 11.5. Región caudal de *L. cyprinacea* mostrando los sacos ovígeros desarrollados (obtenido de barbo en río Ucero) (microscopía electrónica de barrido).

*Lernaea cyprinacea*, considerada la especie tipo dentro de la Familia Lernaeidae, puede alcanzar los 12 cm de longitud (Hoole y cols., 2001). La hembra adulta tiene un órgano de anclaje bien desarrollado que consiste normalmente en una protuberancia dorsal bifurcada y una protuberancia ventral única (Figuras 11.6 y 11.7). *In situ*, este órgano de anclaje y parte del tronco están inmersos en el hospedador, mientras que la mayor parte del tronco y del abdomen se proyectan en el agua (Figuras 11.8-11.11) (Lester y Roubal, 1995).

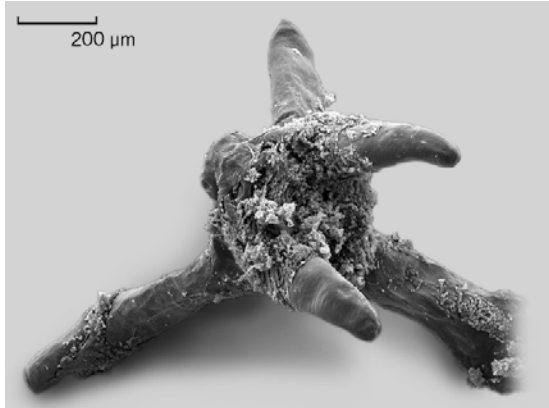
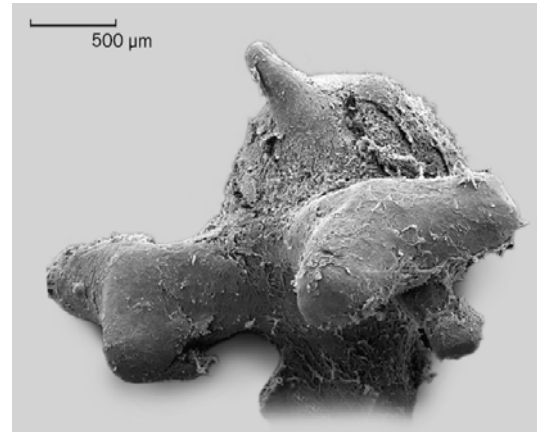


Figura 11.6. Región cefálica de *L. cyprinacea* mostrando las anclas en desarrollo (obtenidos de barbos en río Ucero) (microscopía electrónica de barrido).

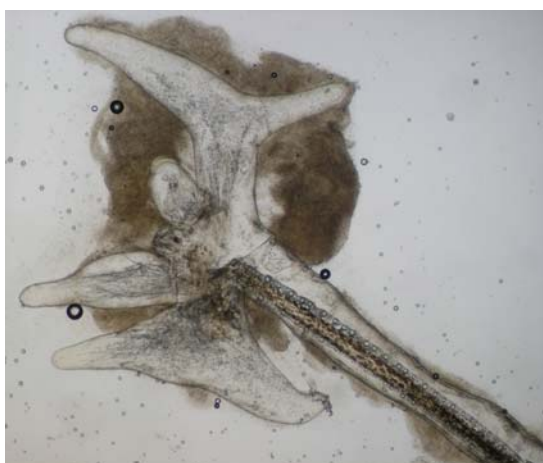


Figura 11.7. Hembra adulta de *L. cyprinacea* obtenida de boga en río Arlanza mostrando detalles de su anatomía interna: tubo digestivo (microscopía óptica).





Figura 11.8. *Lernaea cyprinacea* anclada en la base de la aleta dorsal de un barbo (río Arlanza).



Figura 11.9. *Lernaea cyprinacea* anclada en la base de la aleta pectoral de un barbo (río Arlanza).

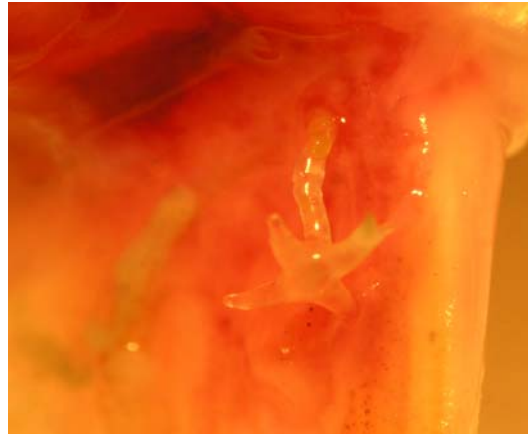


Figura 11.10. *Lernaea cyprinacea* anclada en la base de la aleta pelviana de un barbo (obtenido en el río Arlanza) (izquierda: vista general; derecha: detalle mostrando daño causado).



Figura 11.11. *Lernaea cyprinacea* anclada en la base de la aleta anal de un barbo (obtenido en el río Arlanza) (izquierda: vista general; derecha: detalle mostrando daño causado).

A lo largo del estudio se midieron un total de 20 ejemplares de *L. cyprinacea* aislados a partir de muestras de piel y branquias; se obtuvo una anchura y longitud total máxima de 1,2 cm (en la zona cefálica) y 4,6 cm, respectivamente, con una longitud

media de 1,76 cm (Tabla 11.1). Dichas medidas se encuentran dentro de la media obtenida por otros autores (1-2 cm) (Kabata, 1979).

Tabla 11.1. Medidas corporales de hembra adulta de *L. cyprinacea* en el conjunto de los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (cm)	20	1,76	0,98	0,83	4,60
Anchura máxima (cm)	20	0,50	0,25	0,25	1,20

La longitud media de los copepoditos fue de 0,7 mm (Tabla 11.2), lo cual es coherente con los valores medios de longitud registrados en hembras en estado de pre-metamorfosis (1,2-1,4 mm) (sin urópodo 0,9-1,1 mm) (Kabata, 1979).

Tabla 11.2. Medidas corporales de copepoditos de *L. cyprinacea* en el conjunto de los ciprínidos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (mm)	5	0,70	0,11	0,62	0,87

## 11.2. Factores dependientes del hospedador

### 11.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Con la excepción de algunas especies de *Lernaea* (*L. ranae*), presentes en los anfibios, los copépodos lernaeidos son característicos principalmente de peces dulceacuícolas (Kabata, 1970), aunque algunas especies, como *L. cyprinacea*, también han sido encontradas en renacuajos de Norteamérica (Tidd y Shields, 1963).

*Lernaea cyprinacea* tiene una distribución mundial, y un rango de hospedadores muy amplio, infectando a la mayoría de los peces de agua dulce, incluyendo unas 40 especies de ciprínidos, salmónidos, anguilas y peces gato (Hoole y cols., 2001). Este hecho notable, el de su distribución por los cinco continentes, puede ser atribuido, más que a un proceso natural, a la intervención del hombre. Según Kabata (1979), son susceptibles a la infección por este parásito los Cipriniformes, Acipenseriformes, Anguilliformes, Cyprinodontiformes, Gadiformes, Perciformes, Salmoniformes, Siluriformes y Gasterosteiformes. Según Petrushevski y Shulman (1961), *L. cyprinacea* está diseminada por toda la antigua URSS, aunque hasta esa fecha no se habían observado brotes epizooticos; en esta región, afecta principalmente a la carpa, el carpín y la tenca.

Algunos copépodos parásitos son específicos de una sola especie de pez (Bykhovski, 1957). Según Bauer (1991), *L. cyprinacea* podría ser específica del carpín dorado y el carpín, mientras que la especie *L. elegans*, muy parecida, es la que infectaría a un rango más amplio de hospedadores. Harding (1950), sin embargo, la considera como un sinónimo de *L. cyprinacea*.

En Japón, *L. cyprinacea* está presente no sólo en peces cultivados, como la carpa, el carpín dorado y la anguila japonesa, sino también en muchas poblaciones naturales (Kabata, 1970). En un acuario tropical de Malasia, 23 de las 58 especies de peces estaban infectadas por *L. cyprinacea* (Shariff y cols., 1986). En la antigua URSS, entre

otras especies, el poecílido *Gambusia affinis* es severamente parasitado por *L. cyprinacea* (Bauer, 1959).

En nuestro caso, en varios de los puntos de muestreo considerados, los barbos (12%) y, en menor medida las bogas (5%), son los que presentan una mayor prevalencia de parasitación (Tabla 11.3 y 11.4). En el caso de los barbos capturados en los tramos medios, el riesgo se multiplica por 6 veces (Tabla 11.5). Esta especie muestra una serie de particularidades, respecto al resto de especies analizadas, que podrían explicar nuestros resultados, como su mayor tamaño (Tabla 3.4) (García de Jalón y González del Tánago, 1988; Doadrio, 2002) y longevidad (Froese y Pauly, 2004), factores intrínsecos que serán discutidos posteriormente (**apartado 11.2.5**).

Tabla 11.3. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	P
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	12,23 (6,78-17,68)	<b>11,97</b> <b>(6,63-17,31)</b>	0,379 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	5,49 (0,81-10,18)	<b>5,49</b> <b>(0,81-10,18)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	1,16 (0,00-2,75)	<b>1,15</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,879 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	0,00 (0,00-28,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>5,23</b> <b>(3,19-7,27)</b>	<b>3,59</b> <b>(2,18-5,00)</b>	0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 11.4. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	7,69 (0,0-22,18)	0,00 (0,0-8,68)	16,36 (6,59-26,14)	18,42 (6,10-30,75)	0,00 (0,0-63,16)	-	<b>11,97</b> <b>(6,63-17,31)</b>	0,020 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,0-77,64)	0,00 (0,0-31,23)	0,00 (0,0-39,30)	0,00 (0,0-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	5,36 (0,0-11,25)	-	6,90 (0,0-9,81)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	<b>5,49</b> <b>(0,81-10,18)</b>	0,676 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,0-45,07)	0,00 (0,0-95,00)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,0-20,58)	0,00 (0,0-2,24)	10,00 (0,0-28,59)	5,56 (0,0-16,14)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>1,15</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,107 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,0-28,31)	-	-	-	0,00 (0,0-1,99)	0,00 (0,0-5,30)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>4,08</b> <b>(0,16-8,00)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,71)</b>	<b>11,21</b> <b>(5,24-17,19)</b>	<b>10,00</b> <b>(3,43-16,57)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>3,59</b> <b>(2,18-5,00)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>P</b>	0,704 <sup>RV</sup>	nc	0,477 <sup>RV</sup>	0,046 <sup>RV</sup>	nc	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 11.5. Papel de la especie de pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *L. cyprinacea*

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Tramo medio	Barbo	Resto especies	<0,001	6,231 (2,521-15,400)
	12,23 (6,78-17,68)	2,19 (0,58-3,79)		

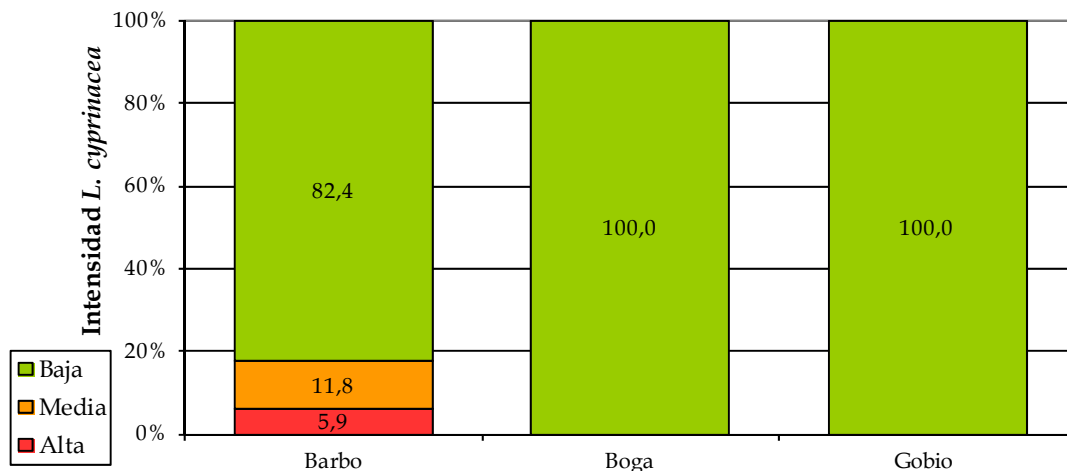
<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Además, ambas especies se agrupan corriente arriba durante la época de freza (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Doadrio, 2002), facilitando el contacto físico y favoreciendo de esta forma el contagio (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995). Sin embargo, no será hasta el verano, cuando este hecho se vea reflejado en una mayor prevalencia de parasitación (**apartado 11.3.1**).

No podemos olvidar tampoco que estas especies habitan preferentemente los tramos medios de nuestros ríos, cuyas condiciones ambientales (aguas más remansadas, de mayor temperatura, etc.), podrían estar favoreciendo la presencia de *L. cyprinacea*.

Sin embargo, en ningún caso se observaron intensidades significativas en ninguna de las especies capturadas, todas ellas en tramos medios de ríos (Figura 11.12).

Figura 11.12. Intensidad de parasitación por *L. cyprinacea* en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud, p<sup>RV</sup>=0,692

## 11.2.2. Localización en el hospedador

Los copepoditos de *L. cyprinacea* se encuentran generalmente anclados a las branquias de los peces (Haley y Winn, 1959; Khalifa y Post, 1976).

McNeil (1961) encontró que un tercio de las hembras pre-metamorfosadas de *L. cyprinacea* podían anclarse a las branquias o cavidades bucales de la trucha arco iris. En la tilapia y la anguila europea, sin embargo, los parásitos se encuentran principalmente en la cavidad bucal (Fryer, 1966; Ghittino, 1987).

Las hembras adultas de *L. cyprinacea* ocupan la piel y la cavidad bucal de especies como la anguila japonesa y el misgurno asiático (Nakai, 1927).



En los lagos el anclaje del parásito ocurre sobre toda la superficie corporal, mientras que en aguas de curso rápido suelen fijarse a la base de las aletas, lo que indica que su sitio de anclaje podría depender del flujo de agua sobre la superficie del pez (Shields y Tidd, 1974).

En ocasiones, puede anclarse profundamente en la cabeza y boca de los peces juveniles, produciendo deformaciones de ambas mandíbulas (Bauer, 1959). Algunos parásitos, en determinadas circunstancias, podrían penetrar en el interior de la cavidad corporal y dañar numerosos órganos, tal y como fue constatado por algunos autores quienes observaron la presencia de *L. cyprinacea* en el intestino, hígado e incluso cerebro en alevines de *Tilapia galilea* cultivados en Ghana (Paperna y Thurston, 1968).

Nuestros resultados muestran como sitios preferenciales de anclaje de hembras adultas de *L. cyprinacea* la base de la aleta dorsal (29,17% de los casos) (Figura 11.8), la piel (20,83%) y las branquias (16,67%), aunque en menor medida también se encontraron en la base de las aletas anal (Figura 11.11), pectoral (Figura 11.9) y pelviana (Figura 11.10) (Tabla 11.6).

Tabla 11.6. Localización de *L. cyprinacea* en el conjunto de ciprínidos analizados

	Piel		Base aleta dorsal		Base aleta pelviana		Base aleta anal		Base aleta pectoral		Branquias		Ambos (piel y branquias)		Total n
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%	
Barbo	3	17,65	5	29,41	0	0,00	1	5,88	1	5,88	4	23,53	3	17,65	17
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Boga	0	0,00	2	40,00	1	20,00	1	20,00	1	20,00	0	0,00	0	0,00	5
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	2	100,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	2
Piscardo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Tenca	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>5</b>	<b>20,83</b>	<b>7</b>	<b>29,17</b>	<b>1</b>	<b>4,17</b>	<b>2</b>	<b>8,33</b>	<b>2</b>	<b>8,33</b>	<b>4</b>	<b>16,67</b>	<b>3</b>	<b>12,50</b>	<b>24</b>

El sitio de anclaje, como ponen de manifiesto Shields y Tidd (1974) está determinado por el flujo de agua sobre la superficie del pez.

La especie de pez también puede influir en la localización de un parásito sobre su pez hospedador. En el caso del Género *Lernaea*, ésta se encuentra principalmente en la cavidad bucal de especies como la tilapia y la anguila europea (Fryer, 1966; Ghittino, 1987), mientras que en muchos ciprínidos los principales lugares de anclaje están situados en la base de las aletas (Hoole y cols., 2001).

### 11.2.3. Efectos sobre el hospedador

Uno de los primeros síntomas de infección es el cambio en el comportamiento de los peces afectados; en este sentido, Shariff y Roberts (1989) observaron una mayor inactividad y lentitud en la carpa cabezona parasitada severamente por *L. polymorpha*. También se ha descrito una producción excesiva de mucus a nivel branquial (Bauer, 1961).

Los copepoditos de *L. cyprinacea* pueden ocasionar daño tisular y necrosis del tejido branquial (Khalifa y Post, 1976). En el caso de las hembras en metamorfosis, la penetración está generalmente asociada con hemorragias puntuales, que aumentan hasta 5 mm según crece el parásito (Khalifa y Post, 1976). En el punto de anclaje, la

piel muestra una reacción inflamatoria típica, y posteriormente aparecen úlceras con bordes hinchados, de 3 a 5 mm de diámetro (Figuras 11.8 a 11.11), se desprenden trozos de tejido necrótico y las escamas se pierden (Musselius, 1967; Petrushevski y Shulman, 1961). El daño principal, sin embargo, es causado por el consumo de un volumen considerable de sangre por parte del parásito (Petrushevski y Shulman, 1961). También se puede observar necrosis muscular en el extremo anterior de los parásitos en penetración e infiltración de leucocitos, mientras que la sangre extravasada entre la cutícula del parásito y la capa epitelial puede llegar a gotear en el agua junto con restos celulares (Khalifa y Post, 1976; Shields y Goode, 1978; Berry y cols., 1991). *Lernaea cruciata* en la lubina blanca provoca una necrosis débil con infiltración de neutrófilos y macrófagos alrededor del ancla (Joy y Jones, 1973). En los momentos de mayor actividad de *L. cyprinacea* sobre el pez mosquito, entre otras especies de peces, además de destrucción de las aletas, se produce una hinchazón alrededor del punto de anclaje, con un aumento en la extravasación (Bauer, 1959). *Barbus altianalis* en el lago africano de Bangweulu, parasitado en su cavidad bucal por *L. barnimiana*, mostraba una boca con aspecto de retículo supurante, con procesos ulcerativos e inflamación generalizada (Fryer, 1968). *Lernaea cyprinacea* produce hinchazón y hematomas en el cuerpo del carpín; en el mismo punto de penetración, y alrededor de él, las escamas del hospedador son destruidas (Stolyarov, 1934, 1936); esta misma especie causa ulceración de la mandíbula inferior en la anguila en Japón (Nakai, 1927).

En algunos casos se ha llegado a observar cómo, anclada a la región de la cabeza y boca, *L. cyprinacea* puede producir giros y deformaciones de ambas mandíbulas (Bauer, 1959). En otras ocasiones, puede tener efecto sobre la reproducción de los peces (como *Gambusia affinis*), aunque sin ningún efecto aparente sobre las gónadas (Bauer, 1959). Se ha observado cómo *L. cyprinacea* en los ojos de la trucha causaba ceguera (Uzmann y Rayner, 1958), y en la carpa cabezona el órgano de anclaje en la cámara anterior del ojo causaba daño mecánico extenso y una respuesta inflamatoria severa (Shariff, 1981).

En la antigua URSS se ha comprobado que *L. cyprinacea* es causa de debilitación o emaciación de los peces al provocarles una pérdida significativa de peso (Goreglyad, 1955). Así, por ejemplo, las carpas cabezonas infectadas con *L. polymorpha* son significativamente más ligeras que las carpas no infectadas (Shariff y Sommerville, 1986c). Esto se ve reflejado en el estado de las vísceras (intestino vacío, hígado hiperémico, esplenomegalia, líquido ascítico en la cavidad peritoneal), como se ha visto en Polonia en las truchas parasitadas por *L. esocina*, con gran capacidad penetrante (Grabda, 1953). También se ha observado un efecto negativo, en condiciones de cultivo, sobre el crecimiento de la carpa común y herbívora infectadas por *L. polymorpha* (Faisal y cols., 1988) y de anguila infectada por *L. cyprinacea* (Ghittino, 1987).

La mortalidad del hospedador causada por las hembras adultas es generalmente el resultado de la destrucción física de los tejidos, o de infecciones secundarias (Lester y Roubal, 1995). Una alta mortalidad en pequeños ciprínidos, salmónidos y renacuajos ha sido frecuentemente asociada con infección por *L. cyprinacea* (Tidd y Shields, 1963; Khalifa y Post, 1976; Anónimo, 1980). Así por ejemplo, durante un brote de *L. cyprinacea* en un acuario de exhibición, una mortalidad total del 7-9% fue asociada con el parásito (Shariff y cols., 1986).

La necrosis de los tejidos puede causar lesiones serias que pueden ser infectadas de forma secundaria por bacterias y hongos (Petrushevski y Shulman, 1961), como ha

sido observado en las heridas causadas por *L. cyprinacea* en ciprínidos (Khalifa y Post, 1976). Se han observado, por ejemplo, grandes concentraciones del flagelado *Costia necatrix* y de *Saprolegnia* alrededor de las heridas causadas por el copépodo *L. cyprinacea* (Bauer, 1961); en el caso de las lesiones ulcerativas en la piel de la perca americana parasitada por *L. cruciata*, se comprobó el crecimiento de bacterias como *Aeromonas hydrophila* en las lesiones tempranas (Noga, 1986) y de *A. punctata* en las vísceras de la trucha parasitada por *L. esocina* (Grabda, 1953). En algunos casos, se ha comprobado que la infección secundaria por hongos invasores pertenecientes a las Saprolegniaceas sobre las heridas causadas por *Lernaea* sp. pueden tener un mayor efecto patógeno sobre los peces que los propios crustáceos parásitos (Kabata, 1970).

Para Schäperclaus (1954), entre los factores que determinan la severidad de este tipo de parásitos están el número de parásitos presentes en las branquias del pez, y los requerimientos alimentarios de los mismos. Casi cualquier crustáceo parásito, en número suficiente, podría producir una pérdida de condición manifiesta. Así por ejemplo, en algunos especímenes de anguila japonesa y misgurno asiático parasitados por *L. cyprinacea*, los parásitos son tan abundantes en la cavidad bucal que el pez es incapaz de ingerir alimento y está condenado a morir de inanición (Nakai, 1927). Los peces de especies como la carpa cabezona severamente infectados por *L. polymorpha* se vuelven lentos y mueren (Shariff y Roberts, 1989). Los copepoditos de *L. cyprinacea* causan daño mecánico en las branquias y, en caso de infestaciones masivas de pequeños ciprínidos, pueden causar la muerte (Khalifa y Post, 1976).

#### **11.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

---

Los lernaeidos son plagas comunes en peces de acuicultura de agua dulce, y las epizootias en peces cultivados van a menudo asociadas con episodios de alta mortalidad (Hoole y cols., 2001); se han descrito igualmente daños en peces procedentes de lagos naturales de origen antrópico (Anónimo, 1980; Berry y cols., 1991) y de acuarios comerciales ligados en muchos casos a especies de alto valor económico (Shariff y cols., 1986; Dempster y cols., 1988).

El Género *Lernaea* es probablemente el más importante desde el punto de vista de las pesquerías (Kabata, 1970). Así, se han diagnosticado infecciones severas por *L. carassi* (syn. *L. cyprinacea*) como responsables de importantes mortalidades (> 18 tm) en poblaciones de carpas en Ohio (Tidd, 1933). *Lernaea polymorpha* es un parásito de gran relevancia económica en el cultivo de la carpa cabezona y la carpa plateada en el sudeste asiático (Shariff y Sommerville, 1986a).

#### **11.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

---

Se ha comprobado a partir del análisis de nuestros resultados, que las hembras de los barbos han presentado una prevalencia significativamente mayor (20,34%) de parasitación por *L. cyprinacea* frente a los machos, con un 5,48% (Tabla 11.7), cuadruplicándose en su caso el riesgo de estar infectadas por dicho copépodo (Tabla 11.9). Al igual que en otros casos (**apartado 8.2.5**), podemos encontrar una posible explicación en un crecimiento más rápido de las hembras de esta especie, que alcanzan, además, mayores tallas y son más longevas que los machos (Lobón-Cerviá y Fernández-Delgado, 1984), factores de riesgo que se discutirán en los siguientes apartados.

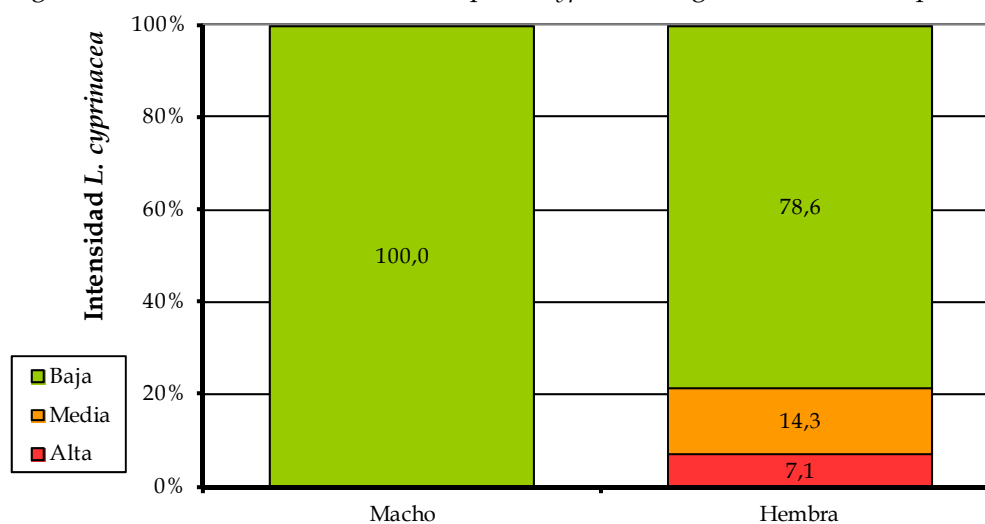
Tabla 11.7. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	5,48 (0,26-10,70)	20,34 (10,07-30,61)	12,12 (6,55-17,69)	0,009 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	6,78 (0,36-13,19)	3,57 (0,00-10,45)	5,75 (0,86-10,64)	0,532 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-25,89)	nc
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	1,69 (0,00-4,99)	0,86 (0,00-2,54)	0,243 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>2,97</b> <b>(0,94-5,00)</b>	<b>3,83</b> <b>(1,86-5,79)</b>	<b>3,46</b> <b>(2,04-4,89)</b>	0,562 <sup>x2</sup>
<b>P</b>	0,068 <sup>RV</sup>	<0,000 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

La intensidad de parasitación, sin embargo, no mostró diferencias significativas entre ambos sexos (Figura 11.14).

Figura 11.14. Intensidad de infestación por *L. cyprinacea* según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,226$

Aquellos ciprínidos capturados en la época de reposo reproductivo, respecto del total de la muestra analizada, fueron los que presentaron una mayor prevalencia (3,72% frente al 0,61% observado en la época de freza) por *L. cyprinacea* (Tabla 11.8). Ya que esta época corresponde al período comprendido entre finales del verano y principios de la primavera siguiente, y que las mayores prevalencias fueron observadas en este período (Tablas 11.10, 11.11 y 11.12), atribuimos estos resultados a las variaciones estacionales que se producen en el ciclo vital del parásito, discutidas en el apartado 11.3.1.

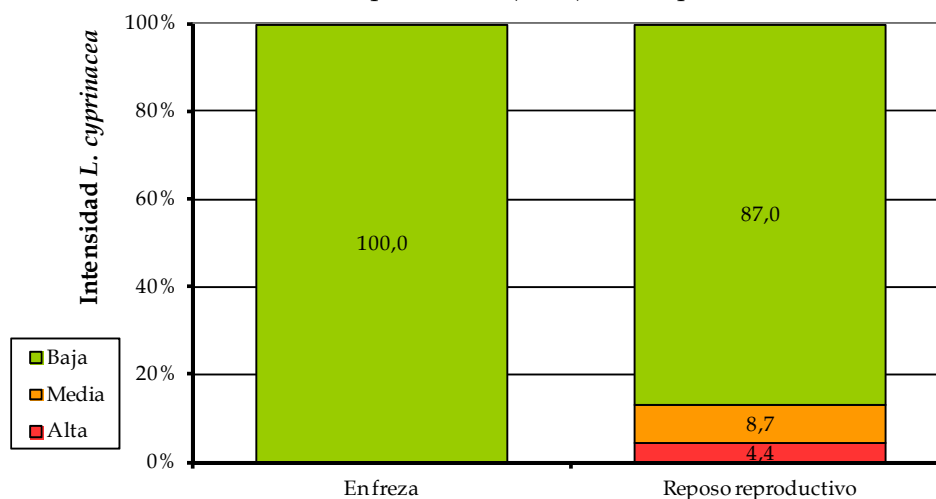
Tabla 11.8. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	8,33 (0,00-23,97)	12,31 (6,66-17,96)	11,97 (6,63-17,31)	0,685 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	0,00 (0,00-12,73)	7,25 (1,13-13,36)	5,49 (0,81-10,18)	0,091 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-22,09)	nc
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	1,42 (0,00-3,37)	1,15 (0,00-3,66)	0,358 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,00 (0,00-2,23)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	0,00 (0,00-2,59)	nc
<b>Total</b>	<b>0,61</b> <b>(0,00-1,81)</b>	<b>3,72</b> <b>(2,23-5,21)</b>	<b>3,07</b> <b>(1,86-4,28)</b>	0,041 <sup>x2</sup>
<b>P</b>	0,506 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Aunque la intensidad de parasitación aumentó ligeramente durante este período de reposo reproductivo (Figura 11.15), no lo hizo de una forma significativa.

Figura 11.15. Intensidad de infestación por *L. cyprinacea* según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,872$

El último de los factores considerados, la longitud, está íntimamente ligado con la edad del hospedador. En nuestro caso, aquellos ciprínidos de más de 13 cm presentaron una probabilidad 24 veces mayor de estar parasitados (Tabla 11.9). Tenemos que considerar varios aspectos, mencionados por algunos autores. En primer lugar, se ha constatado que, especialmente en los peces de hábitats naturales, la parasitofauna se hace mucho más diversa con la edad (Polyanski y Shulman, 1956). En el caso de *L. cyprinacea* y de otros copépodos parásitos, la explicación la podemos encontrar en el hecho de que los peces de mayor tamaño ocupan los ambientes de menor velocidad de corriente

(lénticos) (Harvey y Stewart, 1991) y de mayor profundidad (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Herrera y Fernández-Delgado, 1994), condición que podría estar favoreciendo el anclaje de los nauplios planctónicos del parásito (Hoffman, 1976; Bulow y cols., 1979; Schäperclaus y cols., 1991).

Tabla 11.9. Papel de las variables intrínsecas del pez como factor de riesgo asociado con la presencia de *L. cyprinacea* en distintas especies

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	> 13 cm	≤ 13 cm	<0,001	23,890 (5,570-102,400)
	8,43 (5,06-11,80)	0,384 (0,000-0,915)		
Barbos	Hembra	Macho	0,009	4,404 (1,339-14,490)
	20,34 (10,07-30,61)	5,48 (0,26-10,70)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Para algunos autores, como Schäperclaus (1954), el tamaño del hospedador y de su superficie respiratoria son dos de los factores que pueden determinar los efectos de dichos copépodos sobre sus hospedadores. Otro factor a considerar, por lo tanto, es el hecho de que los copépodos lernaeidos son particularmente patógenos para los peces más pequeños (Kabata, 1970; Lester y Roubal, 1995). Se ha encontrado *L. cyprinacea* haciendo presión con sus anclas en el intestino, hígado y cerebro de tilapia (Paperna y Thurston, 1968), deformaciones en las mandíbulas de peces juveniles (Bauer, 1959) e incluso sus copepoditos pueden causar daño mecánico en pequeños ciprínidos (Khalifa y Post, 1976). Aunque no se ha podido comprobar, no descartamos la hipótesis de que los pequeños ciprínidos (alevines y juveniles) que han sido parasitados durante la época estival hayan podido morir en los meses siguientes como consecuencia de las heridas producidas por el parásito, desapareciendo así de la población diana.

Sin embargo, van a ser los peces de mayor tamaño (>13 cm), tal y como ya hemos señalado, los que van a mostrar una mayor capacidad de resistencia frente al parásito, y por lo tanto las probabilidades de encontrar a éste en la superficie corporal del huésped van a ser mayores. Además, en el caso de *L. cyprinacea*, hay evidencias de inmunidad adquirida por parte del hospedador, ya que los peces que han sido infectados con anterioridad tienen un menor nivel de infestación y una supervivencia menor de los parásitos (Shariff y Sommerville, 1986c; Shariff y Roberts, 1989). Este hecho ha sido observado en el carpín dorado (Shields, 1978; Shields y Goode, 1978), en la carpa cabezona (Shariff, 1981), en especies de acuarios de exhibición (Shariff y cols., 1986) y en el gurami besucón (Woo y Shariff, 1990) frente a *L. cyprinacea*, así como en la perca americana frente a *L. cruciata* (Noga, 1986).

En este caso, las actividades dañinas de los copépodos sobre la superficie corporal siguen una respuesta uniforme: la reacción defensiva del epitelio y del tejido conectivo (Kabata, 1970), produciéndose un infiltrado mononuclear con contenido de células granulares eosinófilas (Noga, 1986), con fibrosis granulomatosa crónica altamente vascularizada, deposición de fibras de colágeno y encapsulación de los cuernos del parásito (Joy y Jones, 1973; Lester y Daniels, 1976; Khalifa y Post, 1976; Shields y Goode, 1978; Shariff, 1981; Berry y cols., 1991; Lester y Roubal, 1995).

Algunos autores (Shariff y Sommerville, 1986c) han observado que, en algunas especies como la carpa cabezona, los individuos infectados con *L. polymorpha* presentaban un menor índice de condición que aquellos no infectados, aunque este hecho no ha sido constatado en nuestro estudio.

## 11.3. Factores dependientes del medio

### 11.3.1. Estacionalidad

A partir de nuestros resultados, el verano se ha revelado como la estación del año durante la cual este parásito ha encontrado las condiciones más favorables para su desarrollo, aumentando, en general, las prevalencias observadas (Tablas 11.10, 11.11 y 11.12), y duplicándose el riesgo de parasitación de los ciprínidos capturados en los ríos muestreados (Tabla 11.13). Como ocurre con otros copépodos parásitos (*Ergasilus* sp.), se ha comprobado que en zonas de clima templado, y debido a que todo su ciclo vital está condicionado por la temperatura del agua (Lester y Roubal, 1995), *L. cyprinacea* se hace más común hacia finales del verano (Shields y Tidd, 1968), mientras que, cuando llega el invierno, las bajas temperaturas del agua hacen que los peces se liberen del parásito (Stolyarov, 1936).

Por otro lado, y al igual que ocurría con *E. sieboldi*, la sequía estival estaría creando las condiciones más favorables, de forma directa (régimen hidrológico) o indirecta (mayor hacinamiento de los potenciales peces hospedadores), en el desarrollo de *L. cyprinacea* (Dogiel y cols., 1961; Markov, 1961; Esch y cols., 1990).

Tabla 11.10. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	1,05 (0,00-3,33)	0,00 (0,00-25,89)	0,99 (0,00-2,37)	0,651 <sup>RV</sup>
Verano	5,91 (2,91-8,91)	0,00 (0,00-5,30)	4,79 (2,34-7,25)	0,014 <sup>RV</sup>
Otoño	3,33 (1,06-5,60)	0,00 (0,00-5,93)	2,77 (0,88-4,66)	0,082 <sup>RV</sup>
Total	3,59 (2,18-5,00)	0,00 (0,00-2,59)	3,07 (1,86-4,28)	0,006 <sup>RV</sup>
p	0,026 <sup>RV</sup>	nc	0,052 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 11.11. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	0,00 (0,00-3,82)	1,75 (0,00-4,16)	1,05 (0,00-3,33)	0,148 <sup>RV</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	7,18 (3,56-10,80)	5,91 (2,91-8,91)	0,017 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,27)	5,33 (1,74-8,93)	3,33 (1,06-5,60)	0,006 <sup>RV</sup>
Total	0,00 (0,00-1,42)	5,23 (3,19-7,27)	3,59 (2,18-5,00)	0,001 <sup>X2</sup>
p	nc	0,118 <sup>X2</sup>	0,026 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 11.12. Prevalencias de infección (%) por *L. cyprinacea* en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	3,45 (0,00-10,09)	13,70 (5,81-21,59)	15,00 (3,93-26,07)	<b>11,97</b> <b>(6,63-17,31)</b>	0,201 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	0,00 (0,00-11,29)	9,38 (0,00-19,47)	5,88 (0,00-13,79)	<b>5,49</b> <b>(0,81-10,18)</b>	0,165 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	2,08 (0,00-6,12)	1,52 (0,00-4,46)	0,00 (0,00-4,87)	<b>1,15</b> <b>(0,00-3,66)</b>	0,416 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,99</b> <b>(0,00-2,37)</b>	<b>4,79</b> <b>(2,34-7,25)</b>	<b>2,77</b> <b>(0,88-4,66)</b>	<b>3,07</b> <b>(1,86-4,28)</b>	0,052 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,825 <sup>RV</sup>	0,001 <sup>RV</sup>	<0,000 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

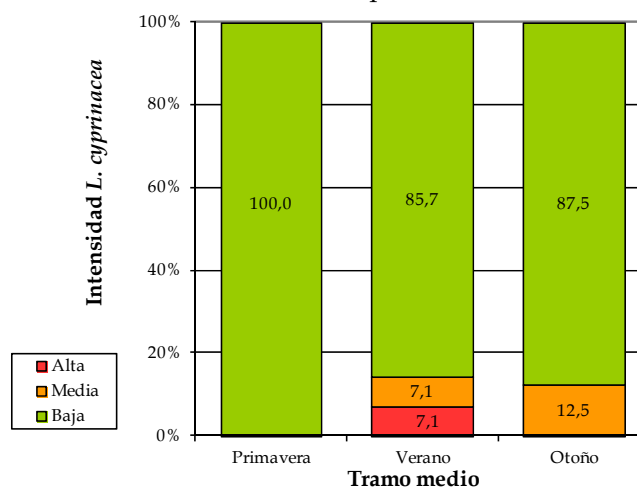
Tabla 11.13. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *L. cyprinacea*

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>X2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Río	Verano	Resto estaciones	0,026	2,643 (1,155-6,047)
	5,91 (2,91-8,91)	2,32 (0,90-3,74)		

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

Aunque, en general, durante el verano se apreció un aumento en la intensidad de parasitación por *L. cyprinacea*, tanto en el conjunto de los ríos estudiados (Figura 11.16) que corresponden exclusivamente con tramos medios, como entre la población de barbos (Figura 11.17), este incremento no fue significativo.

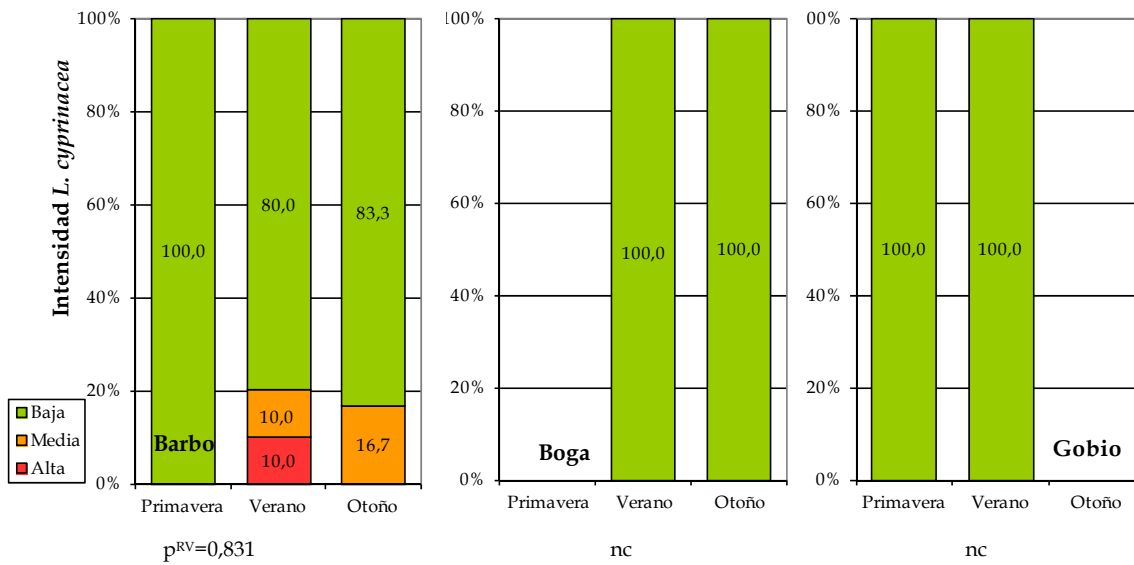
Figura 11.16. Intensidades de infestación por *L. cyprinacea* para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud, p<sup>RV</sup>=0,805



Figura 11.17. Intensidades de infestación por *L. cyprinacea* para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: Significación estadística no calculable

### 11.3.2. Ubicación

Los ciprínidos capturados en los tramos medios de los ríos muestreados presentan una mayor prevalencia de parasitación por *L. cyprinacea* (5,23% frente a 0,0% en los tramos altos) (Tabla 11.3). En primer lugar, y como factor más significativo, destacamos el régimen hidrológico: a medida que se aproximan a las llanuras, las aguas de los ríos pierden velocidad (García de Jalón y González del Tánago, 1988), factor que favorece el anclaje del parásito, como ponen de manifiesto algunos autores (Hoffman, 1976; Bulow y cols., 1979) al constatar que la prevalencia de *L. cyprinacea* es mayor en cursos de agua lentos que en arroyos de flujo más rápido. Además, como se expone en el capítulo anterior (**apartado 10.3.2**), el desarrollo de las larvas planctónicas, de vida libre, requiere la existencia de este tipo de ambientes (Schäperclaus y cols., 1991).

En segundo lugar, la temperatura del agua es mayor (Cummins, 1977), factor de carácter estacional que, como se ha explicado anteriormente, tiene una gran influencia sobre el ciclo vital de este tipo de crustáceos copépodos, posibilitando la realización de un mayor número de ciclos realizados por año, y por lo tanto aumentando sus probabilidades de multiplicación y dispersión (Hoole y cols., 2001).

Recordemos, además, que las comunidades de ciprínidos son más abundantes en estos tramos de los ríos (Encina y cols., 2006) y que una mayor abundancia podría estar favoreciendo la transmisión del ectoparásito entre unos ejemplares y otros (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995).

En ningún caso se observó una intensidad de parasitación significativamente mayor en ninguno de los ambientes muestreados (Figuras 11.18 y 11.19).

Figura 11.18. Intensidades de infestación por *L. cyprinacea* para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (piscifactoría vs río y tramo alto vs. tramo medio)

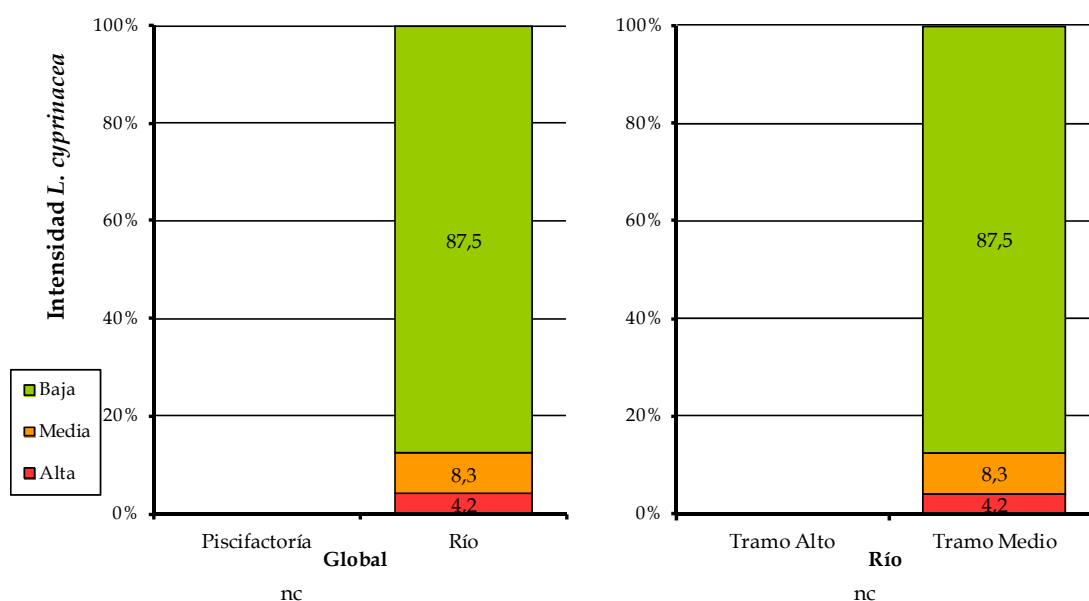
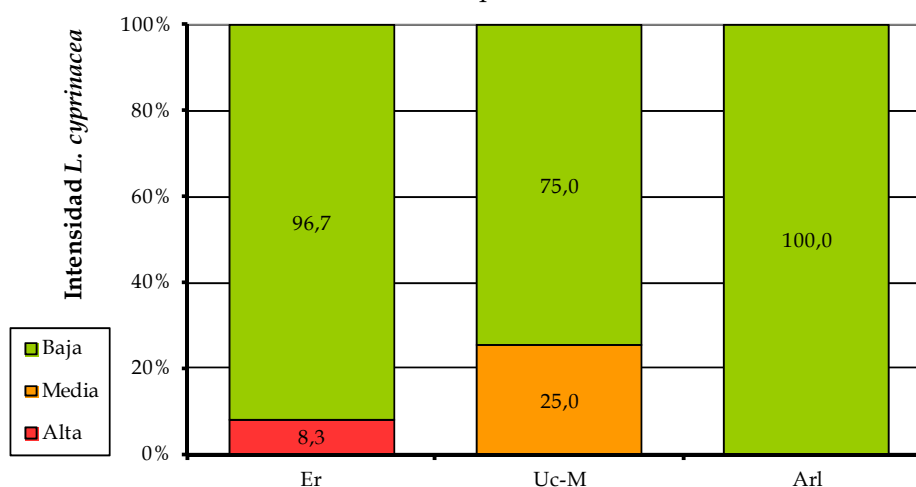


Figura 11.19. Intensidades de infestación por *L. cyprinacea* para los distintos puntos de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,197$

Como se pone de manifiesto a partir de los resultados obtenidos (Tabla 11.4), existen varias estaciones de muestreo en las cuales el parásito está presente: el punto *Arl* (prevalencia del 4,08%), *Er* (11,21%) y *Uc-M* (10,0%), existiendo diferencias significativas en las prevalencias de parasitación observadas entre todos ellos. En primer lugar, todos están considerados como tramos medios, factor discutido anteriormente. Sin embargo, el punto *Dur*, a pesar de estar situado en un tramo medio, no muestra ningún signo de la presencia del parásito. Por lo tanto, habría que considerar las peculiaridades ambientales de estos tres puntos muestreados y evaluar su posible influencia sobre la presencia de *L. cyprinacea*.

Las condiciones ambientales que caracterizan a este punto del tramo medio del río Arlanza (punto *Arl*) podrían tener una gran influencia sobre el desarrollo del ciclo del

parásito. En efecto, y al igual que ocurre con otros parásitos copépodos encontrados en este punto (*E. sieboldi*), la construcción de una presa en un tramo fluvial modifica sus características hidrológicas y favorece el desarrollo de las larvas planctónicas de este tipo de copépodos (Ward y Standford, 1980; Granado-Lorencio y García Novo, 1986). Al igual que en el **Capítulo 10**, *L. cyprinacea* infecta a peces que habitan en aguas de curso lento (Dogiel y cols., 1961; Hoffman, 1976; Bulow y cols., 1979), siendo los más severamente infectados aquellos que ocupan las zonas alejadas de las orillas (Abrosoy y Bauer, 1959) debido a la preferencia de las fases planctónicas de los parásitos por aguas abiertas (Schäperclaus y cols., 1991). Además, y ya que posiblemente exista una mayor densidad de peces (Martín Jiménez, 2006), se crea un caldo de cultivo ideal para el desarrollo de este tipo de parásitos, que serán liberados con la corriente hacia la zona posterior a la presa.

En este punto, y debido a la presencia de la presa, también se modifica el patrón de crecidas y estiajes, afectando así a la reproducción (Velasco y cols., 2005), y generando por lo tanto una situación de estrés ambiental (Torralba y cols., 1997; Miñano y cols., 2003). Los factores medioambientales creados en este tipo de ambientes, de carácter confinado, están sujetos a cambios repentinos que pueden producir condiciones desfavorables para los peces (Kabata, 1970), motivo por el cual los peces se ven sometidos a un estrés fisiológico y se vuelven más susceptibles a la infección (Lom y Dyková, 1992; Dickerson y Dawe, 1995; Loot y cols., 2007).

Estas condiciones de fuertes variaciones ambientales también se han observado, aunque en menor medida, en el tramo medio del río Eresma (punto de muestreo *Er*), en el cual las fuertes oscilaciones estacionales de caudal (Lozano-Rey, 1935; Granado-Lorencio, 1996; Doadrio, 1988) y las condiciones de sobrepoblación en las épocas estivales de sequía (Encina y cols., 2006) pueden también derivar en un estrés fisiológico del hospedador (Branson, 2000) y por lo tanto en una mayor susceptibilidad a la infección parasitaria (Bauer, 1961; Woo y cols., 1987; Reddy y Leatherland, 1998).

En el último caso, el del tramo medio del río Ucero (*Uc-M*), aunque también se pueden achacar factores hidrológicos como los mencionados en los párrafos anteriores, no se puede descartar la influencia de procesos de contaminación como posible explicación, coincidiendo con Hoole y cols. (2001), según los cuales la gran mayoría de las enfermedades producidas por el medio ambiente en los ciprínidos está causada, directa o indirectamente, por actividades de origen antropogénico. Existe, por lo tanto, una relación entre los factores dependientes del medio acuático y el estado de salud de los peces (Bucke, 1997; Roberts, 2001) debido a los cambios fisiológicos y bioquímicos que se producen en ellos (Gómez y cols., 1998), y donde estos parásitos de ciclo directo encuentran las condiciones favorables para su desarrollo (Bauer, 1961; Branson, 2000).

Aunque no se ha registrado su presencia en la piscifactoría muestreada (Tabla 11.10), no obstante y a medida que las operaciones de acuicultura se expanden, podemos anticipar problemas con este tipo de parásitos, debido a la dificultad para excluir a los copépodos del suministro de agua (Dick y Choudhury, 1995a). De hecho, los copépodos lernaeidos son plagas comunes en ciprínidos de acuicultura de agua dulce, y en menor grado de salmónidos y otros peces, y las epizootias van a menudo asociadas con una alta mortalidad (Lester y Roubal, 1995). En nuestro caso, el origen artesiano del agua de la piscifactoría y, en menor medida, los tratamientos antiparasitarios aplicados, son la posible explicación de nuestros resultados.

### 11.3.3. Calidad del agua

Algunos de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos estudiados, por encima de ciertos valores, se han mostrado como posibles factores de riesgo (Tabla 11.14). Cuando observamos dichos valores en detalle, vemos que son parámetros que sufren variaciones espaciales, entre los distintos puntos de muestreo, alcanzándose los mayores valores en los tramos medios de los ríos: amonio, nitritos, nitratos, fosfatos, aerobios totales a 37°C, coliformes fecales y estreptococos fecales (Tabla 2.13). Por lo tanto, la ubicación sería el factor de riesgo subyacente y el causante de estas diferencias en el riesgo de parasitación.

Aunque en el caso de las hembras de *Lernaea* sp., la osmolaridad de su hemolinfa es similar a la de su hospedador, con poca capacidad para osmorregular (Shields y Sperber, 1974) y son, por lo tanto, sensibles a los cambios de salinidad en el medio acuático, no hemos observado una influencia de la conductividad, o de sus variaciones espaciales y/o temporales, sobre la prevalencia de parasitación.

Tabla 11.14. Parámetros de calidad de agua como Factores de Riesgo/Protección en la presentación de *L. cyprinacea*

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Amonio >0,05 mg/l	Amonio ≤0,05 mg/l	<0,001	4,163 (1,758-9,859)
	6,11 (3,21-9,01)	1,54 (0,48-2,60)		
Total	Nitritos >0,03 mg/l	Nitritos ≤0,03 mg/l	<0,001	5,441 (1,842-16,070)
	5,22 (2,99-7,45)	1,00 (0,02-1,98)		
Total	Nitratos >6 mg/l	Nitratos ≤6 mg/l	<0,001	16,430 (3,835-70,370)
	6,75 (4,03-9,47)	0,439 (0,000-1,045)		
Tramo medio	Nitratos >6 mg/l	Nitratos ≤6 mg/l	<0,001	5,731 (1,330-24,700)
	7,14 (4,27-10,02)	1,32 (0,00-3,15)		
Tramo medio	Fosfatos >0,3 mg/l	Fosfatos ≤0,3 mg/l	0,011	8,364 (1,117-62,630)
	6,73 (4,07-9,38)	0,855 (0,000-2,523)		
Total	AT37 >490 ufc/ml	AT37 ≤490 ufc/ml	0,006	3,174 (1,342-7,510)
	5,18 (2,71-7,65)	1,69 (0,53-2,85)		
Total	CF >800 ufc/100ml	CF ≤800 ufc/100ml	<0,001	9,654 (3,336-27,940)
	6,15 (3,54-8,77)	0,870 (0,021-1,729)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado



## 12. NEMÁTODOS

### 12.1. Etiología

#### 12.1.1. Clasificación taxonómica

---

La clasificación propuesta está basada fundamentalmente en las claves publicadas por Chabaud (1974, 1975) y Hartwich (1974):

- Clase Secernentea (Phasmodia)
- Orden Spirurida Chitwood, 1933
- Suborden Spirurina Raillet, 1914
- Familia Rhabdochonidae Skryabin, 1946
- Género *Rhabdochona* Raillet, 1916

Los nemátodos de los peces están representados por 17 familias, de las cuales 5 son específicas de las especies teleósteas (Dick y Choudhury, 1995).

#### 12.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

Los ciclos vitales de los nemátodos implican varias fases larvarias, y requieren la transmisión secuencial a través de dos o tres especies diferentes de hospedadores. En el caso de aquellos que son parásitos de peces, puede implicar la transmisión, en ocasiones, a través de invertebrados de agua dulce y de varias especies piscícolas, siendo el hospedador final una especie piscívora (Hoole y cols., 2001). Pueden parasitar a sus hospedadores en estadio larvario o adulto, o incluso en ambos (Álvarez-Pellitero, 1988), de modo que pueden utilizar a los peces como hospedadores definitivos, intermedios o paraténicos (Dick y Choudhury, 1995).

Aunque existen muchos casos de viviparismo, la mayoría de los nemátodos son ovíparos, y los huevos generalmente están revestidos por una gruesa cutícula, frecuentemente desplegando apéndices filamentosos de forma y tamaño variados en función de los diferentes grupos taxonómicos (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964). Los huevos o las larvas producidos en el tubo digestivo o en los tejidos del hospedador definitivo (peces o animales homeotermos piscívoros) suelen alcanzar el medio acuático a menudo a través de las heces (Dick y Choudhury, 1995) para su desarrollo posterior; igualmente pueden entrar directamente en otro individuo de la misma especie de hospedador; o bien pasar parte de su ciclo vital en el cuerpo de un hospedador intermediario (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

Las larvas eclosionadas o los huevos (con larvas en su interior) son ingeridos por un hospedador intermedio (o una sucesión de hospedadores), donde tiene lugar el desarrollo, y la larva infectiva alcanza el hospedador definitivo, donde ocurre la madurez sexual, existiendo varias fases (incluyendo la etapa adulta), con las respectivas mudas (Dick y Choudhury, 1995).

Los hospedadores intermediarios son generalmente crustáceos inferiores (copépodos y anfípodos) en cuyos órganos internos y celoma se produce la morfogénesis o diferenciación larvaria (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

El ciclo vital de los Spiruridos transcurre, generalmente, con la intervención de un artrópodo como hospedador intermediario, en el hemocele del cual las larvas alcanzan el tercer estadio infectante (L3); una vez ingeridos por los peces, éstos se infectan alcanzando el desarrollo hasta el estadio adulto en el tracto digestivo; finalmente, las hembras adultas ponen huevos embrionados, que son expulsados al medio acuático junto con las heces (Álvarez-Pellitero, 1988; Dick y Choudhury, 1995).

### 12.1.3. Descripción morfológica

Los nemátodos son conocidos comúnmente como gusanos redondos, y son vermes alargados, con el cuerpo cilíndrico, de forma afilada en cada extremo y no presentan segmentación corporal (Álvarez-Pellitero, 1988; Hoole y cols., 2001); generalmente liso, aunque algunos géneros tienen espinas de color blanquecino-traslúcido (Dick y Choudhury, 1995), con una cavidad corporal principal y un saco dermomuscular cubierto con una cutícula bien desarrollada, en algunos casos con varias estructuras derivadas; en el extremo cefálico, la apertura oral se sitúa generalmente en posición terminal, normalmente rodeada por labios que llevan órganos de los sentidos (Figuras 12.1, 12.2 y 12.3) (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

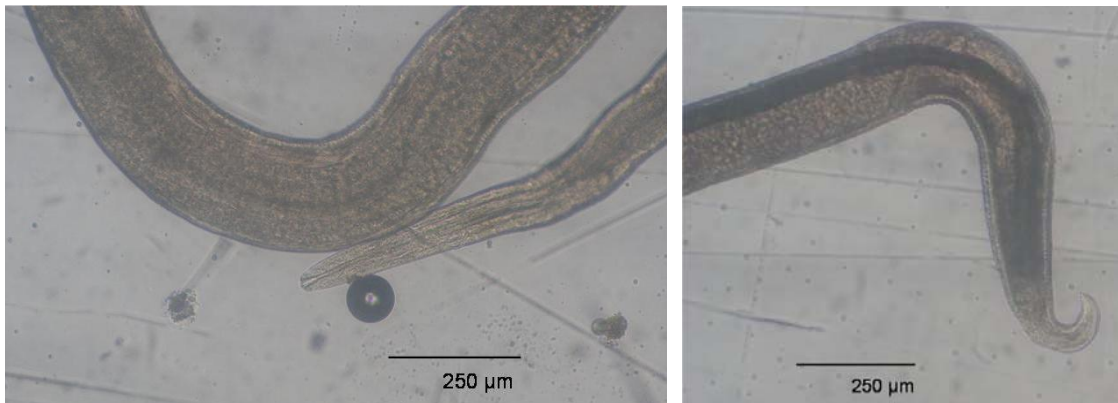


Figura 12.1. *Rhabdochona* sp. en el tubo digestivo de un barbo, con la apertura oral situada en posición terminal en la región cefálica (izquierda) y la caudal ligeramente curvada (derecha) (río Duratón) (microscopía óptica).

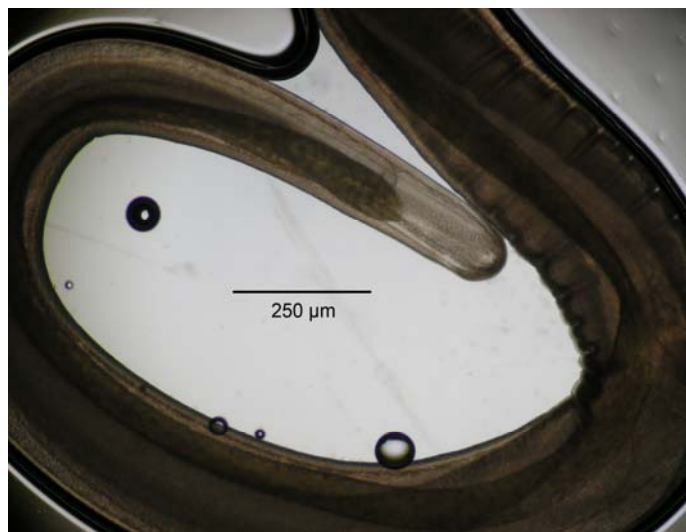


Figura 12.2. Nemátodo sin identificar en el tubo digestivo de un gobio (río Duratón) (microscopía óptica).

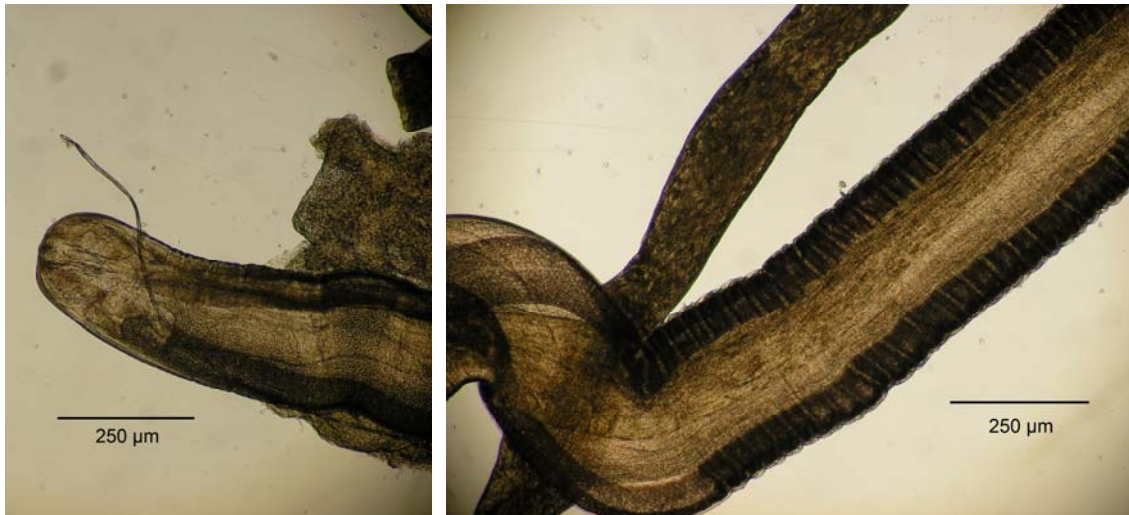


Figura 12.3. Nemátodo sin identificar en el tubo digestivo de un gobio (río Duratón) (microscopía óptica).

Los adultos son sexualmente dimórficos y después de la última muda presentan ya bien desarrollado el sistema reproductor (Dick y Choudhury, 1995); normalmente, los machos son más pequeños que las hembras (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

El aparato copulador del macho suele consistir en un par de órganos suplementarios para la cópula en el extremo caudal (Dick y Choudhury, 1995), formado por espículas quitinoides (normalmente dobles) (Figura 12.4) y gubernaculum, ventosa pre-anal, papilas caudales y otras estructuras asociadas (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

El sistema genital femenino consiste en dos ovarios tubulares, cada uno de los cuales termina en el útero, que se une a la vagina y se abre ventralmente en el poro genital o vulva (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964) (Figura 12.5), a través del cual los huevos/larvas son liberados (Dick y Choudhury, 1995).

El sistema digestivo está constituido por un estoma, esófago e intestino (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964), que se hace funcional cuando las larvas se establecen en los hospedadores intermedios adecuados (Dick y Choudhury, 1995). Probablemente los requerimientos nutricionales de los nemátodos de los peces sean los mismos de aquellos que parasitan a los animales homeotermos, basados fundamentalmente en aminoácidos, azúcares sencillos y lípidos, siendo esenciales el colesterol y las proteínas globulares (Dick y Choudhury, 1995).

Los machos presentan a menudo una cloaca, que recibe los conductos genitales y el tubo digestivo posterior; muchas especies (en la Subclase de los Fasmideos) contienen glándulas caudales especiales o fasmidios en la región de la cola (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

Los Spiruridos poseen una cavidad bucal con una apertura en forma de hendidura que es reforzada por collares y placas, o estructuras longitudinales tipo costillas o espículas, estructuras que son usadas a menudo en la sujeción al tubo digestivo del hospedador, y en la internalización de trozos de tejido del hospedador en la cavidad bucal (Dick y Choudhury, 1995); el esófago es cilíndrico, con una porción anterior muscular y otra posterior glandular (Álvarez-Pellitero, 1988) (Figura 12.6).

Las larvas del Suborden Spirurina presentan generalmente ganchos cefálicos o espinas y fasmidios inconspicuos (Álvarez-Pellitero, 1988).



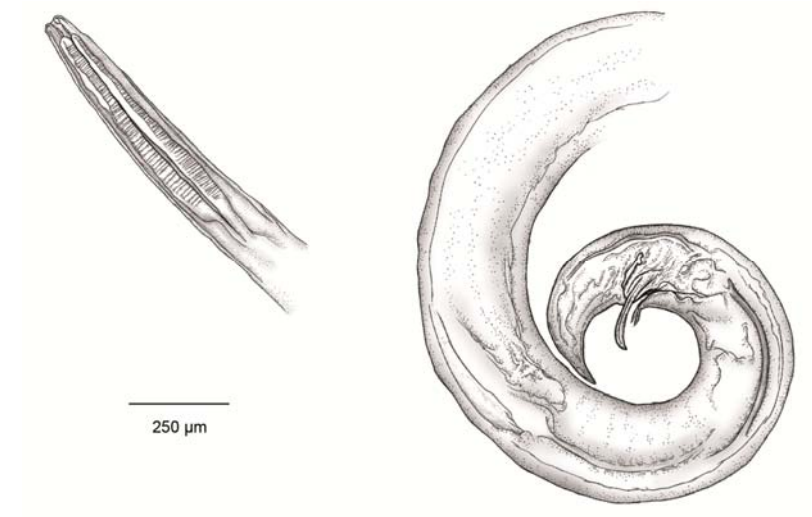


Figura 12.4. Ejemplar macho de *Rhabdochona* sp. en el tubo digestivo de un barbo, mostrando las dos espículas quitinoideas del aparato copulador (río Duratón) (arriba: dibujos en cámara clara; abajo: microscopía óptica).



Figura 12.5. Ejemplar hembra de *Rhabdochona* sp. en el tubo digestivo de un barbo, mostrando la vagina y el poro genital que se abre al exterior en la zona media del cuerpo (río Duratón) (izquierda: dibujos en cámara clara; derecha: microscopía óptica).

El Género *Rhabdochona* Raillet, 1916 fue encontrado únicamente en el tubo digestivo de los barbos del río Duratón (punto de muestreo *Dur*). Como características distintivas presenta una apertura bucal provisto de dos labios, con una cápsula oral a lo largo de cuyas paredes existen engrosamientos que terminan en dientes afilados en el extremo anterior (Figura 12.6); los machos presentan un extremo caudal cónico y curvado, con espículas desiguales (Figura 12.4); la vulva de las hembras se encuentra situada en la zona media del cuerpo (Figura 12.5) (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

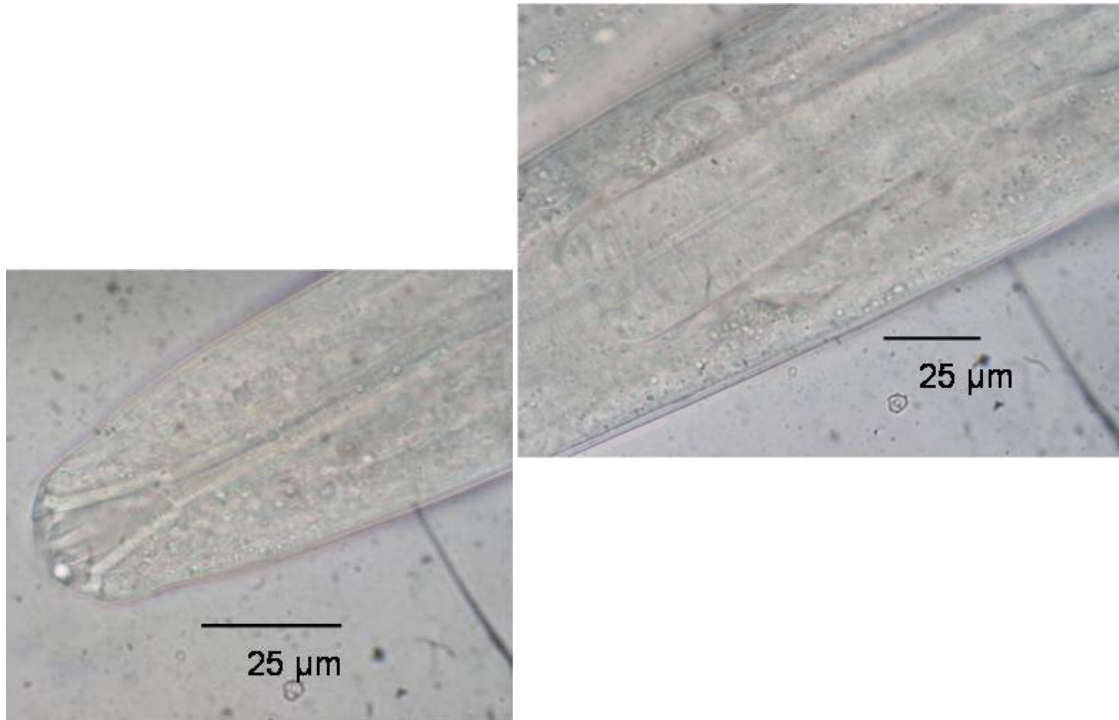


Figura 12.6. *Rhabdochona* sp. en el tubo digestivo de un barbo, mostrando, a la izquierda, los detalles de la cavidad bucal: estoma reforzado por espículas longitudinales quitinosas y primer tramo del esófago; a la derecha, detalles del tubo digestivo anterior (esófago) (río Duratón) (microscopía óptica).

## 12.2. Factores dependientes del hospedador

### 12.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los nemátodos de peces están distribuidos por todo el mundo, concentrándose aquellos de mayor importancia económica en el hemisferio norte, en su mayoría en el medio marino (Dick y Choudhury, 1995). Algunos de los grupos taxonómicos establecidos no presentan hospedadores específicos (Hoole y cols., 2001).

Los Spiruridos infectan a los peces principalmente en fase adulta y muestran cierta especificidad (Dick y Choudhury, 1995), pudiendo parasitar peces marinos y de agua dulce (Álvarez-Pellitero, 1988). Los ciprínidos pueden ser hospedadores finales o intermedios, dependiendo de la especie (Hoole y cols., 2001).

El barbo (prevalencia del 4,23%) y el gobio (5,17%) han sido las únicas especies de nuestro estudio en las cuales se ha detectado la presencia de nemátodos intestinales, cuyas prevalencias se muestran en las Tablas 12.1. y 12.2, respectivamente. Los

resultados observados podrían ser explicados a la vista de la preferencia de ambas especies por los tramos medios de los ríos (Velasco y cols., 2005), así como por sus hábitos alimenticios, marcadamente bentónicos y basados principalmente en el consumo de invertebrados (Docampo y Vega, 1990; Doadrio, 2002; Oscoz y cols., 2003). En este sentido, difieren de otras especies como la boga, cuya dieta tiene un marcado componente vegetariano (Doadrio, 2002) y, por lo tanto, está prácticamente libre de parásitos intestinales (Dogiel y cols., 1961) (Tablas 12.1 y 12.2), tal y como ha sido puesto de manifiesto a lo largo de nuestro estudio.

Tabla 12.1. Prevalencias de infección (%) por nemátodos en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	4,32 (0,94-7,70)	<b>4,23</b> <b>(0,97-7,53)</b>	0,609 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	0,00 (0,00-3,24)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	5,20 (1,89-8,51)	<b>5,17</b> <b>(1,88-8,46)</b>	0,744 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	0,00 (0,00-28,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>3,27</b> <b>(1,64-4,89)</b>	<b>3,17</b> <b>(1,83-4,50)</b>	0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,036 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

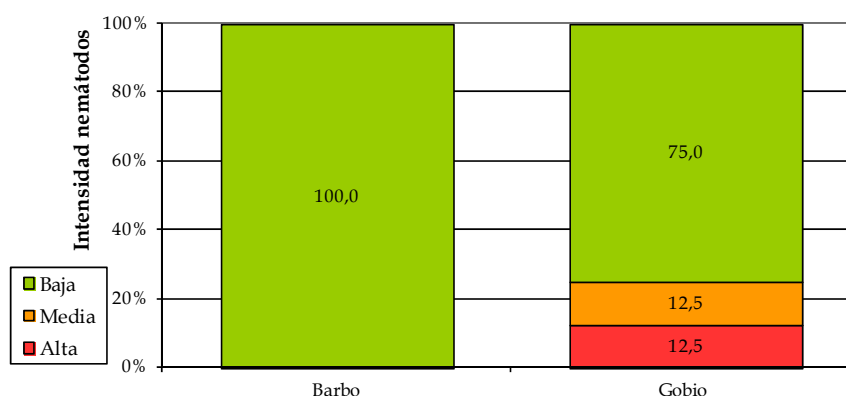
Tabla 12.2. Prevalencias de infección (%) por nemátodos en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,0-20,58)	12,12 (0,99-23,26)	0,00 (0,0-5,30)	5,26 (0,0-12,36)	0,00 (0,0-63,16)	-	<b>4,23</b> <b>(0,92-7,53)</b>	0,046 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,0-77,64)	0,00 (0,0-31,23)	0,00 (0,0-39,30)	0,00 (0,0-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,0-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	0,00 (0,0-5,21)	-	0,00 (0,0-9,81)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,0-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,0-45,07)	0,00 (0,0-95,00)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,0-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,0-20,58)	6,06 (1,99-10,13)	10,00 (0,0-28,59)	0,00 (0,0-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>5,17</b> <b>(1,88-8,46)</b>	0,409 <sup>RV</sup>
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,0-28,31)	-	-	-	0,00 (0,0-1,99)	0,00 (0,0-5,30)	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,43)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-3,01)</b>	<b>3,45</b> <b>(0,74-6,16)</b>	<b>0,93</b> <b>(0,0-2,76)</b>	<b>2,50</b> <b>(0,00-5,92)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-5,12)</b>	<b>3,17</b> <b>(1,83-4,50)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,458 <sup>RV</sup>	0,307 <sup>RV</sup>	0,386 <sup>RV</sup>	nc	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Aunque el gobio es la especie que ha mostrado una mayor intensidad de parasitación (alta en un 12,5% de los casos) (Figura 12.7), esta diferencia no ha sido significativa respecto a la otra especie parasitada, el barbo.

Figura 12.7. Intensidad de parasitación por nemátodos en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,289$

## 12.2.2. Localización en el hospedador

La localización más frecuente de los nemátodos es el tracto digestivo, aunque también se han descrito numerosos casos en forma de quistes afectando al músculo, en la superficie de algunos órganos (hígado y bazo), en la cavidad abdominal, además del corazón, los vasos sanguíneos, los ojos y las gónadas (Dick y Choudhury, 1995). Los Spiruridos adultos se localizan generalmente en el sistema digestivo, aunque en algunas ocasiones se pueden encontrar en la vejiga natatoria (Álvarez-Pellitero, 1988).

En los ciprínidos analizados en el presente trabajo, el 75% de los nemátodos se encontraban en la pared del tubo digestivo, y el resto en otras localizaciones aberrantes (como la superficie corporal e incluso las branquias) (Tabla 12.3).

Tabla 12.3. Localización de los nemátodos en los ciprínidos analizados

Especie	Tubo digestivo		Resto órganos		Total n
	n	%	n	%	
Barbo	4	57,14	3	42,86	7
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0
Boga	0	0,00	0	0,00	0
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	8	88,89	1	11,11	9
Piscardo	0	0,00	0	0,00	0
Tenca	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>12</b>	<b>75,00</b>	<b>4</b>	<b>25,00</b>	<b>16</b>

## 12.2.3. Efectos sobre el hospedador

Los nemátodos pueden dañar los órganos parasitados y afectar al estado de salud general, con emaciación y reducción en la tasa de crecimiento y fecundidad (Hoole y cols., 2001). La mayor parte de la literatura se refiere a efectos sobre el crecimiento y/o cambios en el comportamiento, aunque hay numerosos casos en los que se ha descrito una reducción en el tamaño de las gónadas y/o esterilidad, y mortalidad en escasas ocasiones (Dick y Choudhury, 1995).

Cuando están presentes en órganos como el corazón, la cavidad abdominal, el intestino o el hígado, se pueden observar hemorragias, inflamación, adherencias, edema, necrosis, encapsulación y/o formación de granulomas, con infiltración de linfocitos, granulocitos, macrófagos y fibrocitos/fibroblastos. Aunque existe una reacción celular clara, se desconoce si esta respuesta es específica del parásito, o si la extensión de la patología está relacionada con una infección primaria o numerosas reinfecciones (Dick y Choudhury, 1995).

Hasta la fecha, no se han constatado efectos patógenos importantes de los Spiruridos en sus peces hospedadores (Álvarez-Pellitero, 1988).

#### **12.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

Los nemátodos son considerados como los helmintos parásitos económicamente más importantes del mundo, y actualmente reciben más atención debido al declive en las capturas comerciales, y el aumento de la producción acuícola (Dick y Choudhury, 1995).

Algunos grupos (ascaroides, capillaridos y gnathostomátidos) son capaces de infectar a los humanos durante la fase larvaria (Dick y Choudhury, 1995), con implicaciones en la salud pública, especialmente en aquellos de origen marino (Hoole y cols., 2001).

La presencia de estas fases larvianas en la musculatura y el paquete vísceral de los peces es la que causa los mayores problemas económicos y un mayor impacto en la aceptación del pescado por parte del consumidor (Dick y Choudhury, 1995).

#### **12.2.5. Factores de riesgo intrínsecos**

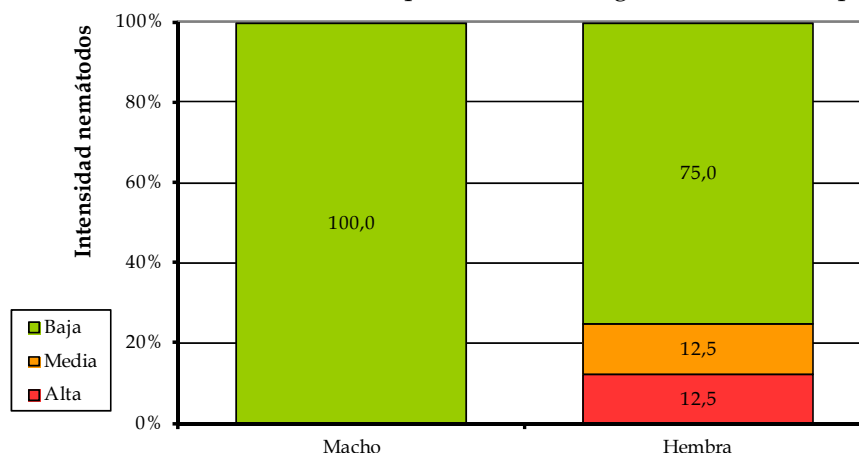
A partir del análisis de nuestros resultados, en ningún caso hemos observado diferencias significativas entre las prevalencias de infección (Tabla 12.4) y/o la intensidad de parasitación (Figura 12.8) en función del sexo de la población estudiada.

Tabla 12.4. Prevalencias de infección (%) por nemátodos según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	2,74 (0,00-6,48)	3,39 (0,00-8,01)	3,03 (0,11-5,95)	0,829 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-10,15)	0,00 (0,00-3,38)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-25,89)	nc
Gobio	5,26 (0,00-11,06)	10,17 (2,46-17,88)	7,76 (2,89-12,63)	0,319 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>1,96</b> <b>(0,24-3,47)</b>	<b>2,19</b> <b>(0,69-3,68)</b>	<b>2,05</b> <b>(0,95-3,15)</b>	0,774 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,244 <sup>RV</sup>	0,002 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 12.8. Intensidad de infestación por nemátodos según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,403$

Sin embargo, en el caso particular de los gobios muestreados, durante la freza hemos observado una mayor prevalencia de parasitación por nemátodos (12,12% frente a un 3,55% en la época de reposo reproductivo) (Tabla 12.5). Una posible influencia de la estacionalidad sobre el ciclo del propio parásito (Dogiel y cols., 1961; Dogiel, 1964; Chubb, 1977), de sus hospedadores intermedios (Dogiel y cols., 1961; Ginetsinskaya, 1961) y/o de los propios gobios (como hospedadores definitivos), podrían explicar nuestros resultados; debemos señalar también que esta especie presenta una alta fecundidad en este tipo de ambientes (Lobón-Cerviá y Torres, 1983; Froese y Pauly, 2004) y es durante la primavera cuando se concentra a un gran número de ejemplares (Encina y cols., 2006) que podrían favorecer la diseminación de los huevos, permitiendo así la realización completa de su ciclo vital.

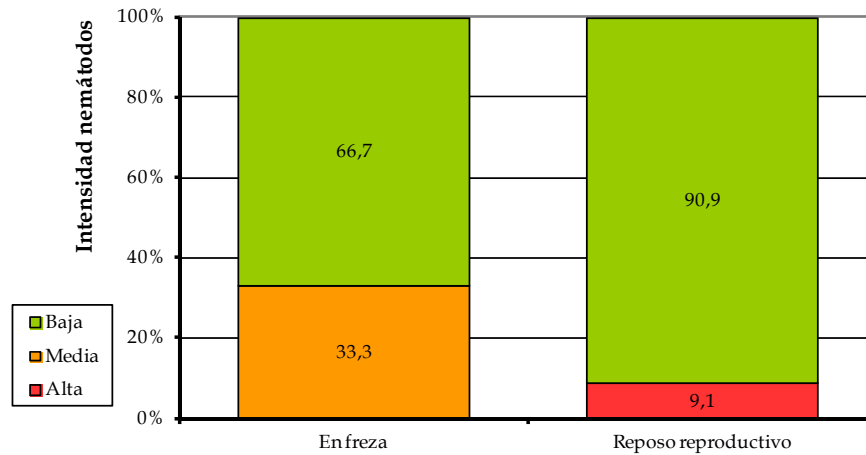
Tabla 12.5. Prevalencias de infección (%) por nemátodos según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-22,09)	4,62 (1,01-8,22)	<b>4,23</b> <b>(0,92-7,53)</b>	0,447 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	0,00 (0,00-12,73)	0,00 (0,00-4,25)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	12,12 (0,99-23,26)	3,55 (0,49-6,60)	<b>5,17</b> <b>(1,88-8,46)</b>	0,045 <sup>x2</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,00 (0,00-2,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,43)</b>	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>2,45</b> <b>(0,08-4,83)</b>	<b>1,79</b> <b>(0,74-2,84)</b>	<b>1,93</b> <b>(0,96-2,90)</b>	0,585 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	0,040 <sup>RV</sup>	0,010 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Es, sin embargo, en la etapa posterior a la reproducción cuando se ha producido un aumento en el nivel de parasitación de la población ciprinícola estudiada, con un 9,1% de los ejemplares infectados, mostrando una alta intensidad, aunque dicho incremento no ha sido estadísticamente significativo (Figura 12.9).

Figura 12.9. Intensidad de infestación por nemátodos según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,155$

## 12.3. Factores dependientes del medio

### 12.3.1. Estacionalidad

Aunque en ningún caso se ha encontrado una prevalencia de parasitación significativamente mayor en ninguna de las estaciones del año (Tablas 12.6 y 12.7), ni una influencia de la estacionalidad como posible factor de riesgo, nuestros resultados han puesto de manifiesto que la primavera (y en menor medida, el otoño) ha sido la época del año en la cual hemos encontrado una mayor prevalencia de infección, principalmente en el punto de muestreo *Dur* (Tabla A12.1) y entre la población de gobios, en cuyo caso este hecho sí es significativo (Tabla 12.8). Estos resultados están de acuerdo con los obtenidos por algunos autores, quienes han observado un aumento en la incidencia de ciertos parásitos con el aumento de la temperatura durante los meses cálidos (Chubb, 1977). En ocasiones, estas variaciones estacionales en la prevalencia de parasitación pueden ser explicadas por el carácter estacional del ciclo de los propios parásitos involucrados (Dogiel y cols., 1961; Dogiel, 1964; Chubb, 1977), cuyo desarrollo y reproducción, ajustados a los cambios de temperatura, se aceleran en la época estival (Dogiel y cols., 1961; Cattadori y cols., 2005).

Como se ha descrito de forma detallada en capítulos precedentes, la estacionalidad influye en el comportamiento gregario de los peces (Blaxter, 1970; Jacobsen, 1979), en su nivel de actividad (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y de Diego, 1988; Maia y cols., 2006), tipo de alimento (Encina, 1991; Granado, 1992; Magalhães, 1992, 1993; Collares-Pereira y cols., 1996; Granado y cols., 2000) y en su frecuencia de alimentación (mayor en los meses cálidos) (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y Rincón, 1994). En el caso del gubio, su alimentación está compuesta principalmente por macroinvertebrados bentónicos (Doadrio, 2002; Oscoz y cols., 2003), y el tipo de parasitofauna intestinal va a depender de la disponibilidad de invertebrados en las distintas estaciones (Ginetsinskaya, 1961).

Tabla 12.6. Prevalencias de infección (%) por nemátodos en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	3,14 (0,67-5,62)	0,00 (0,00-25,89)	<b>2,99</b> <b>(0,63-5,34)</b>	0,430 <sup>RV</sup>
Verano	1,27 (0,00-2,69)	0,00 (0,00-5,30)	<b>1,03</b> <b>(0,00-2,18)</b>	0,262 <sup>RV</sup>
Otoño	2,55 (0,54-4,57)	0,00 (0,00-5,93)	<b>2,11</b> <b>(0,44-3,79)</b>	0,129 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>3,17</b> <b>(1,83-4,40)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	<b>1,93</b> <b>(0,96-2,90)</b>	0,028 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,402 <sup>X2</sup>	nc	0,288 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 12.7. Prevalencias de infección (%) por nemátodos en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	0,00 (0,00-3,82)	5,26 (1,16-9,36)	<b>3,14</b> <b>(0,67-5,62)</b>	0,012 <sup>RV</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	1,54 (0,00-3,27)	<b>1,27</b> <b>(0,00-2,69)</b>	0,278 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,46)	4,00 (0,86-7,14)	<b>2,55</b> <b>(0,54-4,57)</b>	0,019 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>3,27</b> <b>(1,64-4,89)</b>	<b>3,17</b> <b>(1,83-4,40)</b>	0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,151 <sup>RV</sup>	0,402 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 12.8. Prevalencias de infección (%) por nemátodos en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	3,45 (0,00-10,09)	4,11 (0,00-8,66)	5,00 (0,00-11,75)	<b>4,23</b> <b>(0,92-7,53)</b>	0,949 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	0,00 (0,00-11,29)	0,00 (0,00-8,94)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	10,42 (1,77-19,06)	0,00 (0,00-4,44)	6,67 (0,35-12,98)	<b>5,17</b> <b>(1,88-8,46)</b>	0,009 <sup>RV</sup>
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,43)</b>	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>2,99</b> <b>(0,63-5,34)</b>	<b>1,03</b> <b>(0,00-2,18)</b>	<b>2,11</b> <b>(0,44-3,79)</b>	<b>1,93</b> <b>(0,96-2,90)</b>	0,288 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,068 <sup>RV</sup>	0,209 <sup>RV</sup>	0,024 <sup>RV</sup>	<0,000 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable



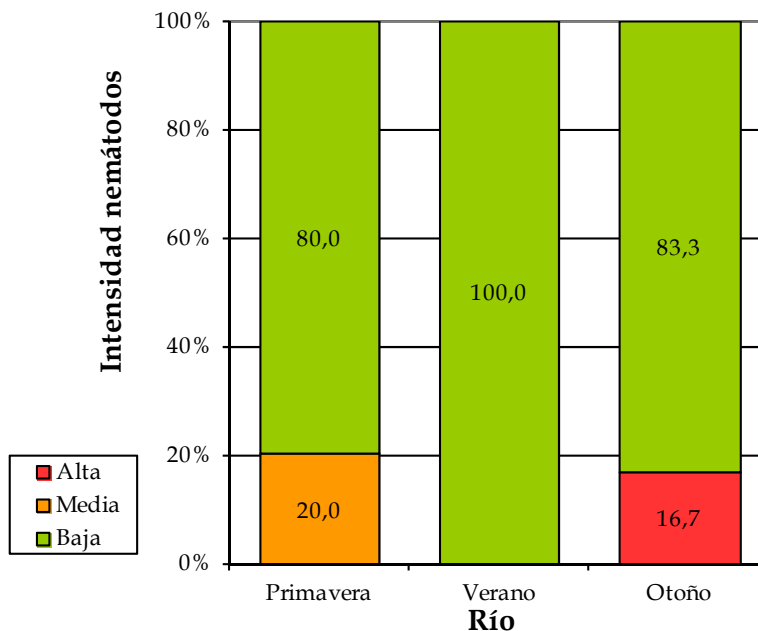
En este sentido, se ha comprobado que los ciclos anuales y las estaciones reproductivas de los parásitos están relacionados, no sólo con la temperatura, sino también con la hidrología y calidad del agua del hábitat, que tienen un efecto sobre las fluctuaciones estacionales en la abundancia del plancton y el bentos que les sirven como hospedadores intermedios, y por lo tanto sobre el ciclo vital de los propios parásitos (Bykhovski, 1936; Loot y cols., 2007).

A su vez, durante la primavera, en las migraciones reproductivas, los ciprínidos, que concentran a gran número de ejemplares (Encina y cols., 2006), van a diseminar los huevos de estos endoparásitos en las zonas de freza, lo que va a favorecer la infección de los hospedadores intermedios, los cuales a su vez van a ser ingeridos por los peces en freza (Bykhovski, 1957).

En definitiva, la explicación de estos resultados parece radicar en la importancia que tiene la época del año y la temperatura en algunas de las fases del ciclo de desarrollo del parásito (ciclo reproductivo indirecto), bien disminuyendo o favoreciendo la presencia de hospedadores intermedios (crustáceos, artrópodos y peces) y/o de hospedadores definitivos (aves, mamíferos y peces). La presencia o no de este tipo de hospedadores, el comportamiento y/o la actividad de los mismos y los hábitos alimenticios van a condicionar de una forma u otra el grado de infección de las poblaciones piscícolas (Reichenbach-Klinke, 1982; Byrne y cols., 2002).

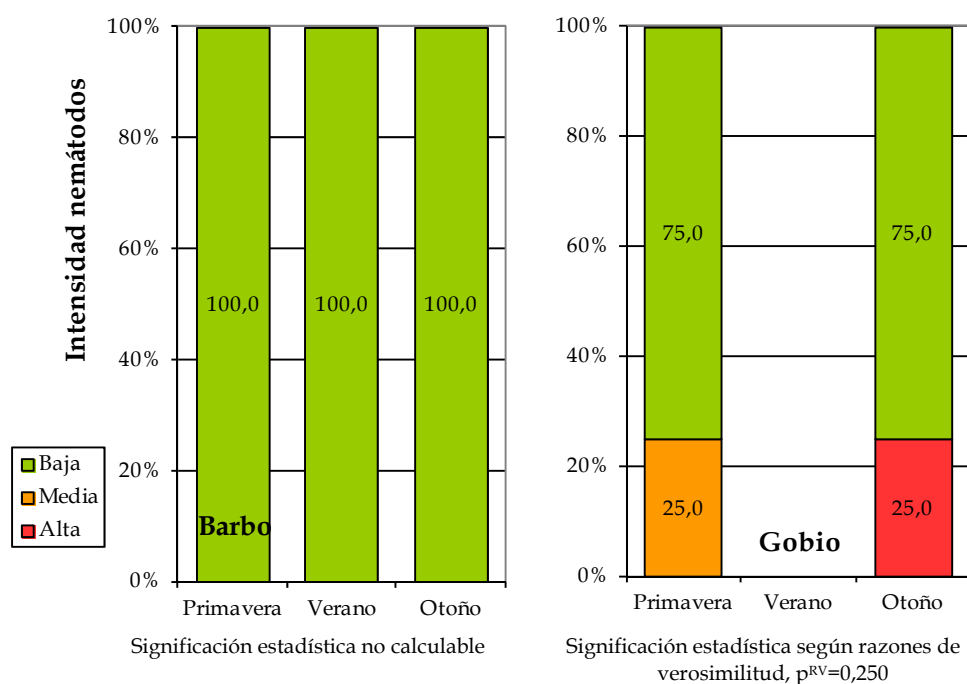
El otoño, y en menor medida la primavera, fueron las estaciones del año en las cuales aumentó ligeramente la intensidad de parasitación, tanto en los ríos (exclusivamente tramos medios) (Figura 12.10), como entre la población de gobios (Figura 12.11), si bien dichas variaciones no fueron significativas.

Figura 12.10. Intensidades de infestación por nemátodos para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,427$

Figura 12.11. Intensidades de infestación por nemátodos para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



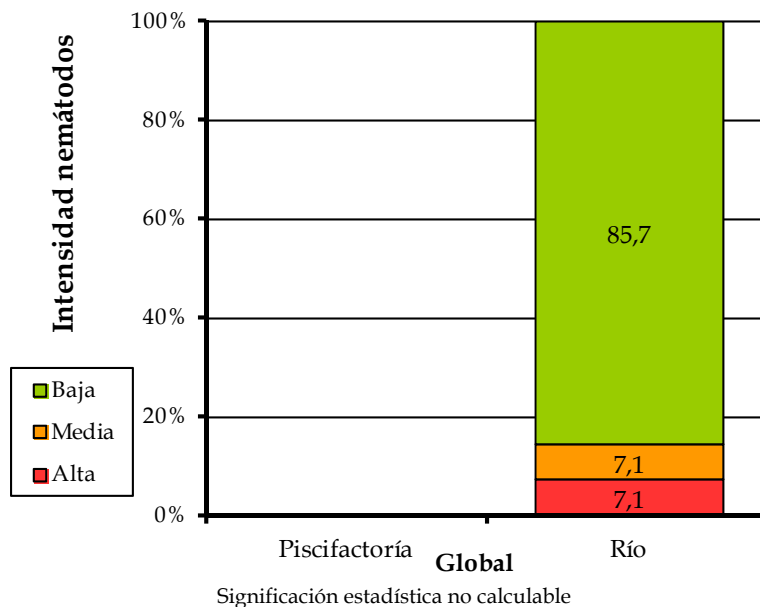
### 12.3.2. Ubicación

En los tramos medios de los ríos, la prevalencia de parasitación por nemátodos (3,27%) ha sido significativamente mayor que en los tramos superiores (0,0%) (Tabla 12.1), aunque en este caso la ubicación no se ha mostrado como un factor de riesgo. Como ya hemos expuesto detalladamente en capítulos anteriores, se ha comprobado que en los tramos medios se produce un cambio en las comunidades de macroinvertebrados (Vannote y cols., 1980), que se hacen más densas (Dudgeon, 1984; Edwards y Broker, 1984; Ward, 1986) y esto, sin duda, puede tener un efecto sobre la transmisión de aquellos parásitos con ciclo de vida indirecto. Es el caso de los nemátodos, cuyos ciclos vitales implican varias fases larvares, y requieren la transmisión secuencial a través de dos o tres especies de hospedadores (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964). Además, hay que tener en cuenta que en dichos tramos las comunidades de ciprínidos son más abundantes (Encina y cols., 2006) y diversas (Granado-Lorencio, 2000), favoreciendo así la diseminación de los huevos y consecuentemente la infección de los hospedadores intermedios (Bykhovski, 1957).

No podemos olvidar tampoco que, al igual que ocurre en otros casos ya mencionados (*I. multifiliis*, *Myxobolus* sp., *Dactylogyrus* sp., *E. sieboldi* y *L. cyprinacea*), en los tramos medios la temperatura del agua es mayor (Cummins, 1977), lo cual va a repercutir sobre los ciclos vitales de dichos parásitos, cuyas fases van a desarrollarse a una mayor velocidad.

Una vez más, no se observaron diferencias significativas en la intensidad de parasitación en función de la ubicación, y en el río se correspondió en su totalidad con puntos de tramos medios (Figura 12.12).

Figura 12.12. Intensidades de infestación por nemátodos para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

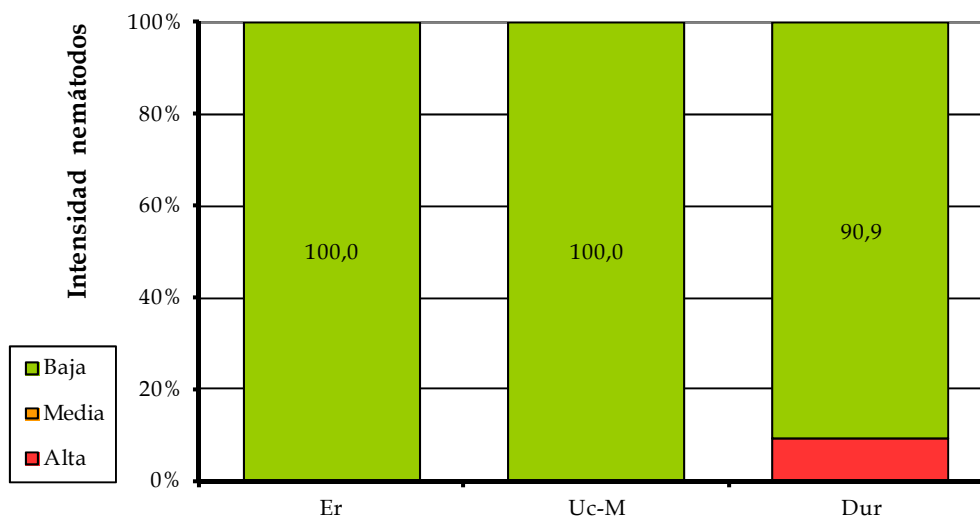


Los nemátodos sólo se han encontrado en tres de los siete puntos muestreados: *Dur*, *Er* y *Uc-M* (Tabla 12.2). Encontramos la explicación en una mayor presencia de gobios (y en menor medida, de barbos) capturados en estos puntos respecto al resto de especies estudiadas (Tabla 3.4), y por lo tanto estaríamos hablando de factores dependientes de hospedador, discutidos en apartados precedentes, aunque no descartamos la posible influencia de algunas características ambientales (discutidas en los párrafos siguientes) de ambos puntos de muestreo (alcalinidad, dureza y amonio) bien directa sobre las distintas fases del ciclo vital de los nemátodos, bien indirecta sobre sus hospedadores intermedios y/o definitivos.

Aunque no se ha podido comprobar en nuestro estudio, en algunos casos la presencia/ausencia de aves piscívoras en la zona de muestreo puede condicionar la presencia de parásitos intestinales (Chubb, 1979), debido a que éstas también actúan como hospedadores definitivos; y su expansión hacia otras zonas geográficas puede cambiar también el mapa de distribución de los parásitos. Así, por ejemplo, *Anguillicola crasus*, cuya distribución original estaba limitada a Asia, está causando ya problemas en anguilas en Europa (Dick y Choudhury, 1995). Otro ejemplo lo encontramos en los cultivos semi-intensivos de trucha arco iris en las praderas de Canadá, en los cuales se observó un aumento de larvas de *Contracaecum* sp. debido a un incremento de las poblaciones de aves ictiófagas (Dick y Choudhury, 1995).

Sin duda, es el punto de muestreo situado en el río Duratón (*Dur*) aquel en el cual se presentan las mayores intensidades de parasitación por nemátodos (alta en un 9,1% de los casos) (Figura 12.13). Atribuimos estos resultados a las circunstancias mencionadas en el apartado anterior, es decir, a una mayor abundancia de hospedadores intermedios y/o definitivos del parásito.

Figura 12.13. Intensidades de infestación por nemátodos para los distintos puntos de muestreo



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,109$

En la piscifactoría muestreada (*Pisc*) no se registró ningún caso de infección por nemátodos en las tencas cultivadas. Esto es debido a que, en las instalaciones acuícolas, la existencia de parásitos intestinales está limitada por las propias condiciones de cultivo que no permiten su presencia (Álvarez-Pellitero, 1988). Así, por ejemplo, hay pocas enfermedades documentadas causadas por nemátodos en acuicultura, aunque durante las últimas décadas *A. crassus* se ha convertido en un problema en anguilas cultivadas en Europa (Dick y Choudhury, 1995).

### 12.3.3. Calidad del agua

Nuestros datos ponen de manifiesto que valores de amonio por encima de 0,05 mg/l aumentan las probabilidades de parasitación por nemátodos en 5,6 veces en el conjunto de la población estudiada (Tabla 12.9), siendo significativamente mayor en los tramos medios de los ríos (Tabla A2.19) y en puntos como el *Uc-M* (Tabla A2.20). Nos inclinamos a pensar que los bajos niveles de oxígeno disuelto registrados en dichos lugares respecto al resto de puntos de muestreo (Tabla A2.20 y A2.50) podrían estar potenciando la toxicidad del amoníaco (Emerson y cols., 1975; Soderberg y cols., 1983; Hoole y cols., 2001), uno de cuyos efectos, tras la exposición a niveles crónicos subletales, es el de aumentar la susceptibilidad a las infecciones (Branson, 2000; Hoole y cols., 2001). Podría tratarse pues de un efecto conjunto de los bajos niveles de oxígeno y de altos niveles de amonio, reflejo de una contaminación puntual, lo que estaría creando las condiciones favorables para el desarrollo del ciclo vital de los nemátodos en estos puntos de muestreo.

Aunque no se ha revelado como un factor de riesgo en el análisis de nuestros datos, se han medido valores de nitritos disueltos en el agua muy elevados en el río Duratón (*Dur*), Eresma (*Er*) y el tramo medio del Ucero (*Uc-M*), siendo significativamente superiores al resto de puntos muestreados (Tabla A2.22 y A2.50). Recordemos que la exposición a estos niveles subletales puede aumentar la susceptibilidad a determinadas infecciones (Hanzon y Grizzle, 1985).

Como han señalado algunos autores (Möller, 1987; Khan y Thulin, 1991), se ha demostrado que el deterioro de la calidad del medio acuático puede intervenir

sobre las comunidades parasitarias, bien directamente sobre los estadios larvarios del parásito, bien de una forma indirecta sobre los hospedadores intermedios y/o definitivos, lo que podría condicionar el ciclo reproductivo y la transmisión de estos parásitos.

Finalmente, la influencia de algunos parámetros como la alcalinidad y la dureza como factores de riesgo, por encima de ciertos valores, se puede explicar por el hecho de presentar variaciones espaciales y su asociación con los tramos medios y los puntos de muestreo *Dur* y *Uc-M* (Tablas A2.15 a A2.18), discutidos en los apartados precedentes.

Tabla 12.9. Papel de la calidad físico-química del agua como factor de riesgo asociado con la presencia de nemátodos

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Alcalinidad >207 mg/l	Alcalinidad ≤207 mg/l	<0,001	19,230 (2,516-147,000)
	4,18 (2,04-6,32)	0,226 (0,000-0,669)		
Tramo medio	Alcalinidad >200 mg/l	Alcalinidad ≤200 mg/l	0,001	11,900 (1,551-91,280)
	5,51 (2,71-8,32)	0,488 (0,000-1,442)		
Tramo medio	Dureza >200 mg/l	Dureza ≤200 mg/l	<0,001	5,994 (1,337-26,870)
	5,33 (2,51-8,15)	0,930 (0,000-2,213)		
Total	Amonio >0,05 mg/l	Amonio ≤0,05 mg/l	0,001	5,599 (1,765-17,760)
	4,20 (1,77-6,63)	0,777 (0,018-1,535)		

<sup>x2</sup>Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

## 13. CARYOPHYLLAEUS SP.

### 13.1. Etiología

#### 13.1.1. Clasificación taxonómica

---

En el presente trabajo hemos utilizado la clasificación propuesta por de Kinkelin y cols. (1985), basada a su vez en la de Schmidt y Roberts (1977), con algunas modificaciones:

- Phylum Platyhelminthes
- Clase Cestoidea Rudolphi, 1808
- Subclase Cestodaria Monticelli, 1892
- Orden Caryophyllidea Ben. in Olsson, 1893
- Familia Caryophyllidae Leuckart, 1878
- Género *Caryophyllaeus* Müller, 1787

Aunque hay mucha controversia sobre su clasificación taxonómica, generalmente se acepta que, dentro de los cestodos, se encuentran establecidos 12 órdenes y 800 especies parásitas de los peces (Hoole y cols., 2001); dentro de la Familia Caryophyllidae, algunos Géneros, como *Caryophyllaeus* y *Khawia*, pueden causar enfermedad (Dick y Choudhury, 1995).

#### 13.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

En el ciclo vital de los cestodos de peces están implicados de 2 a 3 hospedadores uno de los cuales se considera definitivo (Hoole y cols., 2001); no presentan fases de resistencia, y son transferidos de forma pasiva (Dick y Choudhury, 1995), es decir, el ciclo vital completo está determinado por las relaciones alimentarias de sus hospedadores (Ginetsinskaya, 1961).

En aquellos miembros pertenecientes al Orden Caryophyllidea, los huevos expulsados con las heces descienden al fondo del medio acuático, y al cabo de 2 semanas están embrionados (Álvarez-Pellitero, 1988); estos coracidios, de corta vida e inmóviles, poseen envolturas modificadas para mantener la posición, aumentando así sus posibilidades de ser ingeridos por invertebrados. Cuando son ingeridos por los oligoquetos tubificidos bentónicos, eclosionan en su intestino, y pasan al hemocele, donde se transforman en procercoides (Dick y Choudhury, 1995), formas que adquieren capacidad infestante a los 15-20 días (Olsen, 1977). Aunque se desconoce qué factores pueden afectar a esta fase de desarrollo, se sabe que el espacio y los nutrientes son importantes (Shostak y cols., 1984).

Los parásitos pertenecientes a este grupo muestran una mayor especificidad por sus hospedadores invertebrados que los de otros órdenes (Dick y Choudhury, 1995), especificidad difícil de determinar, ya que muy pocos estudios han evaluado adecuadamente todas las rutas posibles de transmisión, y constantemente se están encontrando nuevos hospedadores para sus larvas (Hoffman, 1967; Margolis y Arthur, 1979), aunque ya se han descrito algunos de los posibles hospedadores

intermediarios de *C. brachycollis* (Kulakovskaya, 1962), *C. fimbriceps* (Kulakovskaya, 1962) y *C. laticeps* (Sekutowicz, 1932; Kennedy, 1969; Milbrink, 1975), todos ellos oligoquetos tubificidos.

Los peces se infectan ingiriendo al hospedador intermedio infectado ya que las larvas no pueden por ningún medio penetrar activamente en el hospedador (Ginetsinskaya, 1961).

La fase larvaria en el hospedador oligoqueto fue denominada por Mackiewicz (1972) como procercoide caudado, y los gusanos adultos en el pez hospedador como procercoides progenéticos; sin embargo, difiere de la terminología propuesta por Freeman (1973) de post-plerocercoide caudado y adulto acaudado, respectivamente.

Dentro del hospedador intermedio, el Género *Caryophyllaeus* presenta un desarrollo completo del aparato reproductor, alcanzando la madurez sexual en el tubo digestivo del pez, el cual es, de hecho, su segundo hospedador intermedio. Estos cestodos con un ciclo vital abreviado son considerados por Wisniewski (1930, 1932) como neoténicos, quien cree que han perdido su capacidad para migrar desde el tubo digestivo hacia la cavidad corporal del pez (Ginetsinskaya, 1961).

### 13.1.3. Descripción morfológica del adulto

---

Los platelmintos son vermes planos acelomados (Álvarez-Pellitero, 1988) cuya organización corporal, en el caso de un cestodo adulto, comprende un escolex con varias estructuras de adhesión al hospedador y un cuerpo en forma de cinta formado por una serie de segmentos (proglótides), cada uno provisto de un juego completo de órganos reproductores (Hoole y cols., 2001).

Su división en los diferentes órdenes está basada, entre otras variables, en la forma corporal. Así, los cariofilideos o *gusanos de cabeza de clavo*, carecen de segmentación y de tubo digestivo, y son monoicos; presentan un escolex con bordes festoneados y 1-3 pares de surcos suctores (Álvarez-Pellitero, 1988) (Figuras 13.1 y 13.2); sus requerimientos nutricionales, por lo tanto, los cubren mediante la ingestión de nutrientes a través de la superficie corporal (Hoole y cols., 2001).



Figura 13.1. Ejemplar adulto de *Caryophyllaeus* sp. extraído del tubo digestivo de un barbo (río Eresma) (tinción de carmín, lupa binocular).



Figura 13.2. Ejemplar adulto de *Caryophyllaeus* sp. extraído del tubo digestivo de un barbo (río Arlanza), mostrando detalles de su escolex (microscopía electrónica de barrido, SEM)

Las especies de *Caryophyllaeus* sp. difieren de las especies de *Khawia* sp., otro miembro de la familia, en la localización de las glándulas vitelógenas (vitellaria) y de los testículos, que en el caso de las primeras es medular. En peces ciprínidos, las más representativas son las siguientes: *C. fimbriceps* (32 mm de longitud y 2,3 mm de anchura), *C. laticeps* (hasta 30 mm de longitud y 1,5 mm de anchura), caracterizada por la forma de H que presenta el ovario y *C. fennica* con un ovario en forma de A (Hoole y cols., 2001).

En la Tabla 13.1 podemos observar la longitud media (32,06 mm) obtenida a partir de 33 ejemplares de cestodos estudiados; destacan los valores máximos alcanzados por alguno de ellos.

Tabla 13.1. Características morfométricas de los ejemplares de cestodos estudiados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total (mm)	33	32,06	9,60	15	60

## 13.2. Factores dependientes del hospedador

### 13.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los cestodos tienen una distribución cosmopolita, y todas las especies piscícolas pueden estar parasitadas tanto por la fase larvaria como por la fase adulta del parásito; la mayoría de las especies identificadas con una cierta relevancia económica se encuentran descritas en las regiones templadas, del norte, y zona ártica, donde



además se han observado las mayores intensidades de parasitación (Dick y Choudhury, 1995).

Los géneros pertenecientes al Orden Caryophyllidea están presentes únicamente en peces de agua dulce (Hoole y cols., 2001). De hecho el Género *Caryophyllaeus* se ha descrito principalmente asociado al sistema digestivo de especies Cipriniformes y Siluriformes de Eurasia y Norteamérica (Dick y Choudhury, 1995). En España se han citado varias especies de Cariofilideos en ciprínidos, como *C. laticeps* y *C. fennica* (Álvarez-Pellitero y cols., 1978; Pereira-Bueno, 1980).

Algunas especies como *C. brachycollis* se ha encontrado en leucisco y vimba en Bulgaria (Kakacheva-Avramova, 1973). *C. fennica* está diseminado entre los ciprínidos, parasitando de forma especial al rutilo (Hoole y cols., 2001).

*Caryophyllaeus fimbriceps* está presente de forma habitual en carpa, tenca, leucisco, barbo y, ocasionalmente, en la brema (Hoole y cols., 2001); en la antigua URSS, parasita a los ciprínidos cultivados y silvestres (Dubinina, 1949; Ivasik, 1952; Bauer y cols., 1961).

*Caryophyllaeus laticeps* es una especie específica de ciprínidos del Género *Abramis* (Bauer y cols., 1961), como la brema en la antigua URSS (Izyumova, 1958; Komarova, 1964), pero también en el rutilo (Hoole y cols., 2001; Komarova, 1964), en la carpa en Polonia (Wunder, 1939) y la antigua Yugoslavia (Kažić, 1970), en leucisco en Suiza (Zschokke, 1884), y en varias especies ciprínícolas de la antigua Checoslovaquia (Šrámek, 1901), Polonia (Ruszkowski, 1926) y España (cuenca del Duero y Sil) (Álvarez-Pellitero, 1978).

En nuestro estudio, el barbo ha sido la única especie, en el conjunto de la población analizada, en la cual se ha registrado la presencia de cestodos (14,8%), si bien su prevalencia ha variado significativamente dependiendo del punto de muestreo considerado (Tablas 13.2 y 13.3). Ya que ciertos parásitos pueden ser específicos, no sólo de un grupo particular de hospedadores, sino de un taxón entero, hay que mencionar que los cestodos del Género *Caryophyllaeus* están asociados con los peces de la Familia Cyprinidae y que, a la hora de evaluar dicha especificidad, es necesario dilucidar qué hospedador determina las condiciones de vida, sobre o dentro del mismo, así como las condiciones ecológicas bajo las que éste vive (Shulman, 1961).

La diferencia, respecto a otras especies, podría estar en la marcada tendencia detritívora (micrófaga) y bentónica de los hábitos alimenticios del barbo (Docampo y Vega, 1990; González Fernández, 1999; Doadrio, 2002), ya que es en ese detrito donde encontramos anélidos tubificidos, hospedadores intermedios de los cariofilideos (Dick y Choudhury, 1995). El carácter de la dieta, además, ejerce una influencia directa sobre la parasitofauna, pudiendo determinar la fisiología y los procesos químicos en las diferentes partes del canal alimentario (Markov, 1961).

A nivel comparativo exponemos el caso contrario. Aunque la alimentación en la boga es muy variada, ésta presenta un marcado componente vegetariano (Doadrio, 2002). En este sentido, los peces depredadores (como el barbo) y herbívoros (como la boga) difieren, hasta cierto punto, en el tipo de parasitofauna, de tal forma que estos últimos pueden estar completamente libres de parásitos intestinales, tal y como se ha comprobado en el caso de otras especies de boga, como *Chondrostoma nasus* (Dogiel y cols., 1961) o en nuestro caso en la boga del Duero (Tablas 13.2 y 13.3).

Tabla 13.2. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	100,00 (100,00-100,00)	12,95 (7,37-18,53)	<b>14,79</b> <b>(8,95-20,63)</b>	0,001 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	0,00 (0,00-3,24)	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-1,72)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	0,00 (0,00-28,31)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>1,47</b> <b>(0,00-3,12)</b>	<b>3,92</b> <b>(2,15-5,70)</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	0,095 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 13.3. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	46,15 (19,05-73,25)	18,18 (5,02-31,34)	5,45 (0,0-11,46)	7,89 (0,0-16,47)	100,00 (100,0-100,0)	-	<b>14,79</b> <b>(8,95-20,63)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,0-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,0-39,30)	0,00 (0,0-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,0-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	0,00 (0,0-5,21)	-	0,00 (0,0-9,81)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,0-3,24)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,0-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,0-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,0-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,0-20,58)	0,00 (0,00-2,24)	0,00 (0,0-25,89)	0,00 (0,0-15,33)	-	0,00 (0,0-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,0-28,31)	-	-	-	0,00 (0,0-1,99)	0,00 (0,0-5,30)	<b>0,00</b> <b>(0,0-1,43)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>6,12</b> <b>(47,34-66,94)</b>	<b>3,45</b> <b>(0,74-6,16)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,0-2,76)</b>	<b>3,75</b> <b>(0,0-7,91)</b>	<b>1,97</b> <b>(0,0-4,18)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	0,258 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	0,404 <sup>RV</sup>	0,204 <sup>RV</sup>	0,065 <sup>RV</sup>	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Debemos señalar que no hemos observado diferencias significativas con respecto a la intensidad de parasitación en ninguna de las especies piscícolas estudiadas (barbo) ni en función de los distintos tramos de muestreo analizados (Figuras 13.3 y 13.4).

Figura 13.3. Intensidad de parasitación por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas

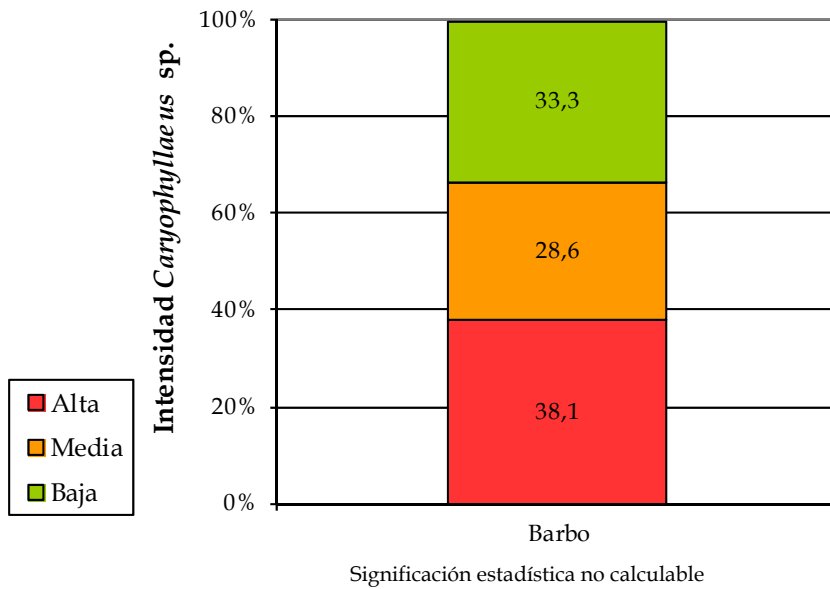
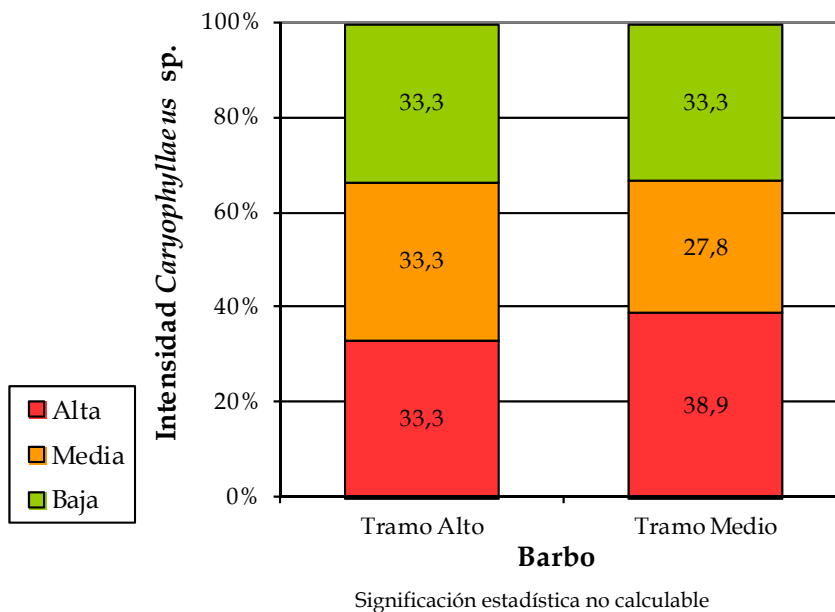


Figura 13.4. Intensidad de parasitación por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)



### 13.2.2. Localización en el hospedador

Como ya hemos señalado, las formas adultas de los cestodos del Orden Caryophyllidea han sido descritas por multitud de autores únicamente en el tracto digestivo de los peces (Álvarez-Pellitero, 1988; Dick y Choudhury, 1995). Estas observaciones coinciden con nuestros resultados puesto que en el 100% de los casos estudiados, los barbos parasitados contenían *Caryophyllaeus* sp. en el intestino (Tabla 13.4 y Figuras 13.5 y 13.6).

Tabla 13.4. Localización de los cestodos en los ciprínidos analizados

Especie	Tubo digestivo		Resto órganos		Total n
	n	%	n	%	
Barbo	21	100,00	0	0,00	21
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0
Boga	0	0,00	0	0,00	0
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	0	0,00	0	0,00	0
Piscardo	0	0,00	0	0,00	0
Tenca	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>21</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>21</b>



Figura 13.5. Barbo del río Arlanza mostrando la cavidad visceral y el tubo digestivo abierto, del cual se han extraído multitud de cestodos del Género *Caryophyllaeus*.



Figura 13.6. Barbo del río Ucero mostrando la cavidad visceral y el tubo digestivo, dentro del cual se observan algunos cestodos del Género *Caryophyllaeus*.

### 13.2.3. Efectos sobre el hospedador

---

En general, los cestodos presentes en el tubo digestivo de los peces pueden causar alteración o destrucción del tejido infectado, bloqueo mecánico y/o absorción de nutrientes a expensas del hospedador (Bauer, 1961), lo que puede provocar diferentes efectos de carácter fisiológico: alteraciones en los niveles de enzimas y hormonas, efectos sobre la nutrición, el crecimiento y la reproducción, disminución del índice de condición, deterioro del estado físico y mayor susceptibilidad al estrés ambiental (Dick y Choudhury, 1995).

Ya que la extensión del daño al tubo digestivo está relacionada con la morfología de los órganos de fijación del parásito, en el caso de las especies de cariofilideos, que poseen órganos de fijación bien desarrollados y especializados, pero que no son invasivos, los efectos patológicos son menores que en otros grupos (Mackiewicz, 1972). Sin embargo, se han observado signos clínicos, como emaciación y anemia (Scott y Grizzle, 1979), que pueden causar un descenso en el contenido de hemoglobina y en el recuento eritrocitario, así como cambios en la fórmula leucocitaria (Bauer, 1961).

Como es lógico, los efectos también van a depender de la intensidad de parasitación. Así por ejemplo, *C. fimbriceps*, cuando se encuentra en las carpas juveniles en un número de hasta 40 ejemplares por individuo, puede llegar a obstruir completamente el tubo digestivo (Ivasik, 1952).

### 13.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica

---

Las grandes mortalidades debidas a la infección por *Caryophyllaeus* sp. o *Khawia* sp. son poco frecuentes, teniendo lugar cuando nos encontramos con al menos 300 parásitos obstruyendo su tubo digestivo (Hoole y cols., 2001). Se ha observado en algunas lagunas dedicadas al cultivo de carpas que intensidades superiores a 100 parásitos puede provocar un deterioro de la condición de los peces asociado a una alta tasa de mortalidad, principalmente en animales de 0+ años (Petrushevski y Kogteva, 1954).

El gran tamaño y, por lo tanto, la naturaleza conspicua de estos parásitos, hace que tanto los pescadores como los piscicultores hayan podido observar una bajada en la condición de las poblaciones afectadas e incluso la muerte de las mismas, con la posterior pérdida de beneficio económico (Hoole y cols., 2001).

Se ha observado que algunas especies pertenecientes al Género *Caryophyllaeus*, como *C. fimbriceps*, constituyen un serio problema sanitario y económico en el cultivo de algunas especies ciprinícolas como la carpa, tanto en Europa como en Norteamérica (Lawler, 1970; Bauer y cols., 1973).

Incluso si no hay mortalidad, la presencia de ciertas especies de cestodos en la carne de los peces puede reducir notablemente su valor comercial, como ha ocurrido, por ejemplo, en las pesquerías de Nueva Zelanda, donde la gran incidencia de estos parásitos llegó a reducir la demanda y el número de capturas de barracuda (*Sphyraena* sp.) (Hoole y cols., 2001).

### 13.2.5. Factores de riesgo intrínsecos

Según algunos autores, como Mackiewicz (1972), el sexo podría constituir un factor importante en la tasa de incidencia y prevalencia de parasitación por cestodos cariofilideos.

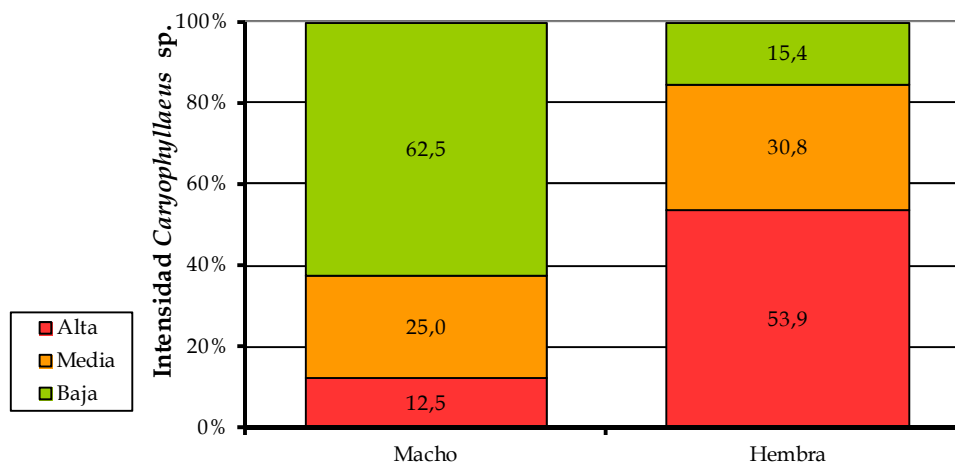
Aunque en nuestro estudio se ha observado que las hembras de los barbos presentan mayores valores, tanto de prevalencia (22,03% frente a un 10,96% en los machos) (Tabla 13.5) como de intensidad de parasitación (alta en un 53,9% de los casos frente a un 12,5% en los machos) (Figura 13.7), en ningún caso estas diferencias fueron significativas.

Tabla 13.5. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	10,96 (3,79-18,12)	22,03 (11,46-32,61)	15,91 (9,67-22,15)	0,084 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-10,15)	0,00 (0,00-3,38)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-25,89)	nc
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,55)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>2,97</b> <b>(0,94-5,00)</b>	<b>3,55</b> <b>(1,66-5,45)</b>	<b>3,31</b> <b>(1,92-4,70)</b>	0,687 <sup>x2</sup>
<b>p</b>	0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 13.7. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,053$

Si analizamos la condición somática de los barbos parasitados frente a la de los no parasitados, observamos que aquellos infectados por *Caryophyllaeus* sp. presentan una condición significativamente mayor que los no infectados (Tabla 13.6).

Tabla 13.6. Índice de condición de los barbos infectados y no infectados por *Caryophyllaeus* sp.

Estrato	IC en infectados	IC en no infectados	p <sup>MW</sup>
Barbos	2227,534 ± 1055,684	691,767 ± 582,724	<0,001

<sup>MW</sup> Significación estadística según prueba de Mann-Whitney

Al analizar estos datos, en primer lugar, tenemos que considerar que los valores obtenidos, lejos de permanecer constantes, pueden sufrir cambios estacionales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982), tal y como hemos observado en el conjunto de los ciprínidos analizados, cuya condición somática ha sido significativamente mayor durante la primavera (Tabla 3.2); y especialmente entre la población de barbos, cuya condición somática ha sido muy elevada en esta estación del año (Tabla 3.5). En segundo lugar, y dado que el índice de condición es un reflejo del debilitamiento de los peces (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Granado-Lorencio, 2002), es lógico pensar que aquellos ejemplares con una mejor condición somática podrían estar mostrando un comportamiento (incluido el alimentario) más activo, y que esta mayor actividad podría estar favoreciendo la parasitación por *Caryophyllaeus* sp. (Dubinina, 1949).

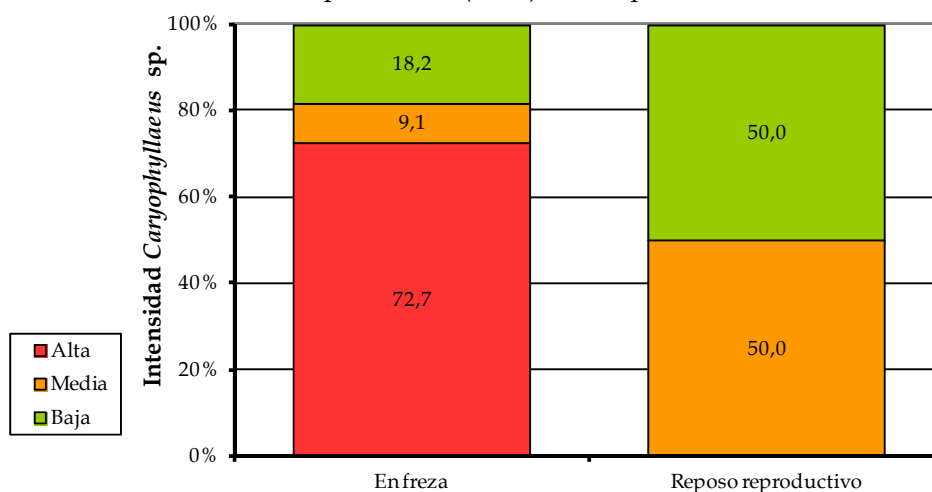
Por otra parte, durante el período de freza, los barbos han mostrado un nivel de parasitación por *Caryophyllaeus* sp. significativamente mayor, tanto en los valores de prevalencia (91,67% frente al 7,69% en reposo reproductivo) (Tabla 13.7) como en los de intensidad de parasitación (alta en un 72,7% en este período frente a un 0,0% en reposo) (Figura 13.8).

Tabla 13.7. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	91,67 (76,03-100,00)	7,69 (3,11-12,27)	14,79 (8,95,20,63)	0,000 <sup>x2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	0,00 (0,00-12,73)	0,00 (0,00-4,25)	0,00 (0,00-3,24)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-22,09)	nc
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-2,10)	0,00 (0,00-1,71)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,00 (0,00-2,31)	0,00 (0,00-1,43)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	0,00 (0,00-2,59)	nc
<b>Total</b>	<b>6,75</b> <b>(2,90-10,60)</b>	<b>1,63</b> <b>(0,63-2,63)</b>	<b>2,70</b> <b>(1,56-3,84)</b>	<b>&lt;0,001<sup>x2</sup></b>
<b>p</b>	<b>&lt;0,001<sup>RV</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>RV</sup></b>	<b>&lt;0,001<sup>RV</sup></b>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 13.8. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV} < 0,001$

Estamos de acuerdo con otros autores, quienes también han observado cómo durante las estaciones más cálidas, cuando muchas de las especies ciprinícolas entran en periodo de freza, se produce una mayor infección por endoparásitos del Género *Caryophyllaeus* (Mackiewicz, 1972; Chubb, 1982)

También se ha observado cómo algunas especies de cestodos han sincronizado su maduración con la freza algunas especies de peces de agua dulce, de forma que los huevos expulsados por los parásitos se concentran en aguas someras y cálidas, en áreas frecuentadas por los peces en sus etapas tempranas de desarrollo (Dick y Choudhury, 1995).

En ciertos casos, como en algunas lagunas de producción de carpas de la antigua URSS, se ha comprobado que las primeras infecciones con *C. fimbriceps* ocurren a partir del primer año de vida de los peces, cuando éstos empiezan a alimentarse de los tubificidos del bentos (Chubb, 1982); este mismo hecho se ha podido constatar en otras especies como la brema frente a las infección por *C. laticeps* (Anderson, 1976a).

Por otro lado, tampoco hemos observado ninguna tipo de relación entre la edad y/o el tamaño del hospedador y la infección por *Caryophyllaeus* sp.

### 13.3. Factores dependientes del medio

#### 13.3.1. Estacionalidad

La primavera ha sido la estación del año en la cual hemos encontrado una mayor prevalencia de parasitación por *Caryophyllaeus* sp. (7,46%), tanto en función de los diferentes puntos muestreados (Tablas 13.8, 13.9 y A13.1), como entre las especies piscícolas estudiadas (Tabla 13.10). Así, el riesgo de parasitación se ha multiplicado por 7 veces (Tabla 13.11). En nuestras latitudes, se puede señalar que el ciclo vital de estos endoparásitos, y la mayor prevalencia de sus estadios adultos en el intestino de los ciprínidos durante la primavera, es el resultado de su sincronización con el ciclo vital de los hospedadores (intermedios y definitivos) y la influencia directa de las condiciones ambientales, principalmente la temperatura.



Tabla 13.8. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	7,85 (4,04-11,67)	0,00 (0,00-25,89)	7,46 (3,83-11,10)	0,207 <sup>RV</sup>
Verano	1,69 (0,05-3,33)	0,00 (0,00-5,30)	1,37 (0,04-2,70)	0,195 <sup>RV</sup>
Otoño	0,85 (0,00-2,03)	0,00 (0,00-5,93)	0,70 (0,00-1,68)	0,383 <sup>RV</sup>
Total	1,51 (0,58-2,44)	0,00 (0,00-2,59)	2,70 (1,56-3,84)	0,009 <sup>RV</sup>
p	<0,001 <sup>X2</sup>	nc	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 13.9. Prevalencia de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	3,90 (0,00-8,22)	10,53 (4,89-16,16)	7,85 (4,04-11,67)	0,092 <sup>X2</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	2,05 (0,06-4,04)	1,69 (0,05-3,33)	0,209 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,46)	1,33 (0,00-3,17)	0,85 (0,00-2,03)	0,179 <sup>RV</sup>
Total	1,47 (0,00-3,12)	3,92 (2,15-5,70)	1,51 (0,58-2,44)	0,095 <sup>X2</sup>
p	0,052 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	<0,001 <sup>X2</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla 13.10. Prevalencias de infección (%) por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	51,72 (33,54-69,91)	5,48 (0,26-10,70)	5,00 (0,00-11,75)	14,79 (8,95-20,63)	<0,001 <sup>X2</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	0,00 (0,00-11,29)	0,00 (0,00-8,94)	0,00 (0,00-8,43)	0,00 (0,00-3,24)	nc
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	0,00 (0,00-22,09)	nc
Gobio	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	0,00 (0,00-1,40)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,31)	0,00 (0,00-1,43)	nc
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	0,00 (0,00-2,59)	nc
Total	7,46 (3,83-11,10)	1,37 (0,04-2,70)	0,70 (0,00-1,68)	2,70 (1,56-3,84)	<0,001 <sup>X2</sup>
p	<0,001 <sup>RV</sup>	0,081 <sup>RV</sup>	0,160 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 13.11. Papel de la estacionalidad como factor de riesgo asociado con la presencia de *Caryophyllaeus* sp. en distintas localizaciones

Estrato	Prevalencia (%)		p <sup>x2</sup>	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	Primavera	Resto estaciones	<0,001	7,661 (2,930-20,030)
	7,46 (3,83-11,10)	1,04 (0,21-1,87)		
Río	Primavera	Resto estaciones	<0,001	6,619 (2,528-17,330)
	7,85 (4,04-11,67)	1,27 (0,26-2,28)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado

En efecto, y como señalan algunos autores (Chubb, 1977), la incidencia de ciertos endoparásitos aumenta en muchos casos con el aumento de la temperatura durante los meses más cálidos. Además, y ya que un aumento de temperatura estimula la inmunidad de los peces (Mackiewicz, 1972) y que estos se alimentan de una forma más activa (Frost, 1943; Lobón-Cerviá y De Diego, 1988; Lobón-Cerviá y Rincón, 1994) sobre diferente tipo de invertebrados (Encina, 1991; Granado, 1992; Magalhães, 1992, 1993; Collares-Pereira y cols., 1996; Granado y cols., 2000), es un factor determinante en la dinámica de poblaciones (infección y supervivencia) de este tipo de parásitos dentro de los peces (Bauer, 1957; Kennedy, 1971; Anderson, 1974a, 1976a; Milbrinki, 1975; Chubb, 1982).

Cuando la temperatura vuelve a descender (Mackiewicz, 1972; Chubb, 1982), y los peces reducen el ritmo de alimentación (Granado-Lorenzo, 2002), se produce de forma paralela una disminución en la incidencia de este tipo de endoparásitos (Dogiel y cols., 2001), tal y como se ha observado en varias especies de ciprínidos infectados por *C. laticeps* en Polonia (Scheuring, 1929). También se ha observado en el caso de *C. laticeps* en la brema, cuya incidencia disminuye en dichas condiciones (Scheuring, 1929; Reinsone, 1955; Halvorsen, 1972; Anderson, 1974a,b; Milbrink, 1975; 1976a,b). En otras ocasiones, esto se puede deber a un cambio en el tipo de dieta, como en el caso de carpas infectadas por *C. fimbriceps* (Bauer, 1959a).

Y ya que las preferencias de alimento por parte de los peces ciprínidos también pueden variar en respuesta a las densidades de la presa, un cambio estacional en el tamaño de las poblaciones de invertebrados dentro del hábitat hace que también pueda cambiar su parasitofauna, como ocurre con la brema y *Caryophyllaeus* sp. (Anderson, 1976a).

Así pues, el papel de la estacionalidad en la infección va a depender de la disponibilidad de anélidos tubificidos infectados (Kulakovskaya y cols., 1965; Mackiewicz, 1972), que suele ocurrir durante los meses cálidos (Bauer, 1961), cuando las poblaciones de invertebrados alcanzan el pico máximo y se produce la liberación de huevos por parte de los cestodos adultos (Dick y Choudhury, 1995). Además, va a depender, entre otros factores, del grado en que los tubificidos son utilizados como alimento por los peces (Kulakovskaya y cols., 1965), que es mayor en este período (Wunder, 1939). Según Dick y Choudhury (1995), la mayor parte de las infecciones en los peces se producen durante el verano y principios del otoño, aunque en muchos países euroasiáticos se han constatado un aumento en la prevalencia e intensidad de parasitación en primavera y principios del verano (Chubb, 1982; Hoole y cols., 2001), coincidiendo con los períodos de máximo crecimiento, maduración (Dick y Choudhury, 1995) y producción de huevos por parte de los parásitos, todo ello estimulado por el aumento de la temperatura (Anderson, 1974a), influyendo así en la prevalencia e intensidad de parasitación (Chubb, 1982).

Tampoco podemos olvidar las condiciones en las cuales se encuentran los ciprínidos durante la época reproductiva, y que ya han sido discutidas en apartados anteriores. Posiblemente sea una combinación de ambos factores, en determinados momentos del ciclo vital de los ciprínidos de nuestra región, lo que propicie que los valores de prevalencia e intensidad de parasitación sean significativamente más elevados en esta época del año.

Aunque la intensidad de parasitación fue también bastante elevada durante la estación primaveral, los resultados obtenidos no han mostrado diferencias significativas (Figuras 13.9 y 13.10).

Figura 13.9. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

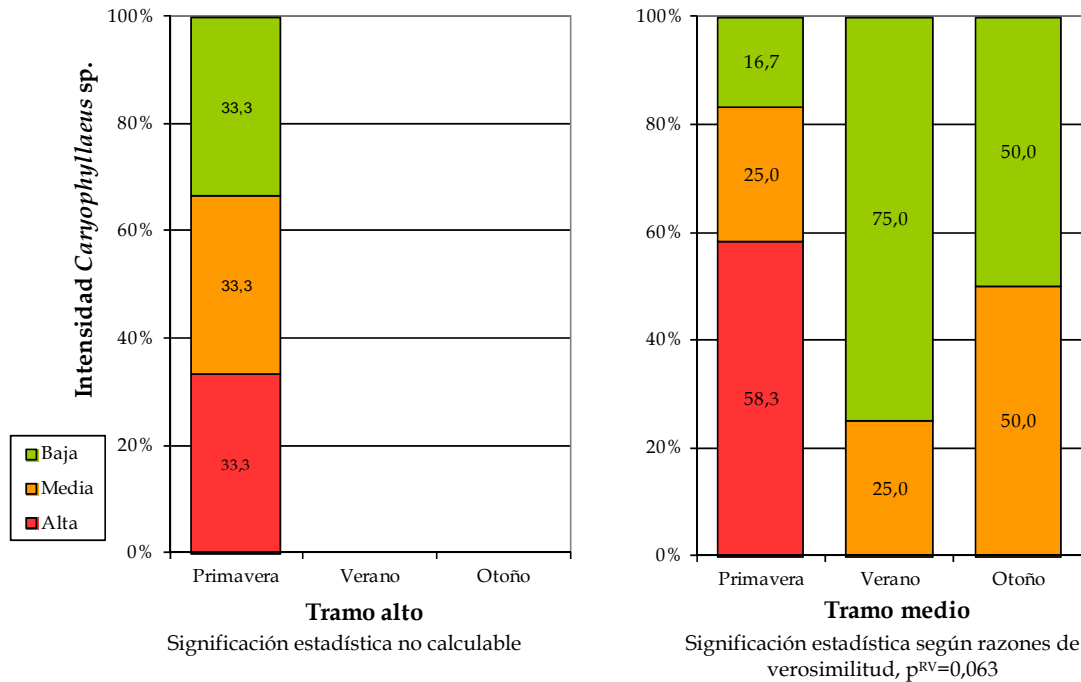
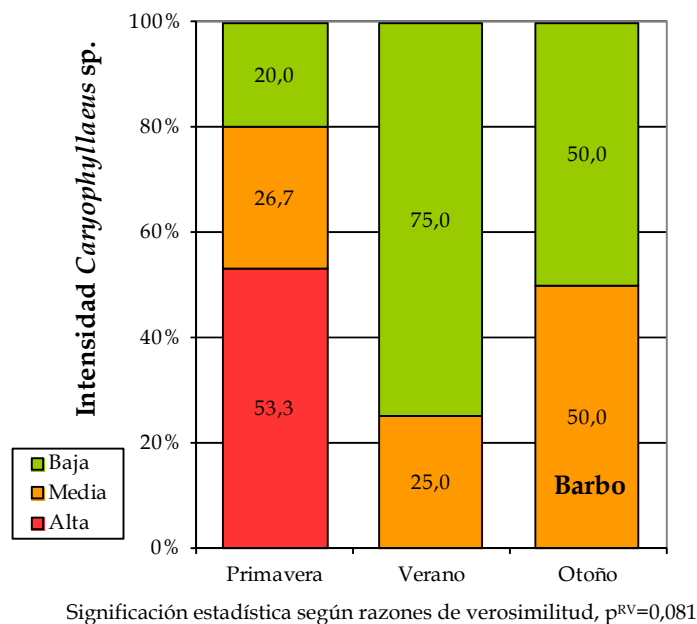


Figura 13.10. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



### 13.3.2. Ubicación

En relación a la ubicación preferencial del parásito, o lo que es lo mismo, la condiciones ambientales locales que favorecen que su ciclo vital se complete con éxito, nuestros resultados han puesto de manifiesto dos aspectos: en primer lugar, un incremento significativo en la prevalencia entre la población de barbos presentes en los tramos altos de los ríos (100,0%) respecto a los tramos medios (12,95%) (Tabla 13.2); aunque no así su intensidad, que no ha mostrado variaciones significativas (Figura 13.11). Atribuimos dichos resultados al hecho de que los ejemplares de barbo capturados en el río Revinuesa, único punto incluido en un tramo alto (*Rev*), estaban parasitados, y a que dicho muestreo coincidió con la época reproductiva de esta especie (Tabla 3.6).

En segundo lugar, el punto de muestreo *Arl* (posterior a la pequeña presa del río Arlanza), también parece ser un punto preferencial para la parasitación de los barbos por *Caryophyllaeus* sp., mostrando mayores prevalencias (46,15%) (Tabla 13.3) e intensidad (alta en un 100% de los casos) (Figura 13.12). Aunque no desestimamos la importancia del impacto de esta presa sobre las poblaciones piscícolas situadas aguas abajo, y que indirectamente las podría estar predisponiendo a la parasitación, atribuimos este aumento en la incidencia de *Caryophyllaeus* sp., principalmente, a las condiciones ambientales generadas en dicho punto. Como ya se ha señalado, estos tramos fluviales sufren la presencia y funcionamiento de las presas ya que, además de otras muchas consecuencias, reciben un mayor aporte de elementos pelágicos y partículas orgánicas en suspensión, que finalmente se depositan en el fondo del río (García de Jalón y González del Tánago, 1988), creando condiciones óptimas para el desarrollo de los tubificidos (EPA, 1982; Schenková y Helešic, 2006; Lin y Yo, 2008), principales hospedadores intermediarios del parásito (Dick y Choudhury, 1995).

Figura 13.11. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría y tramo alto vs. tramo medio)

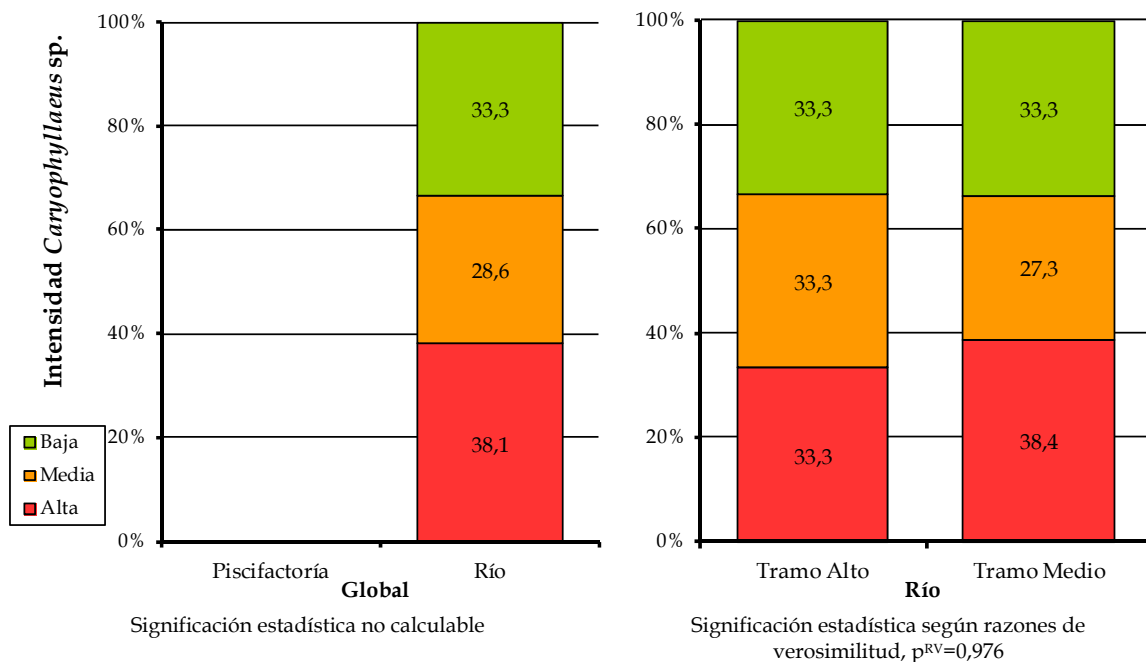
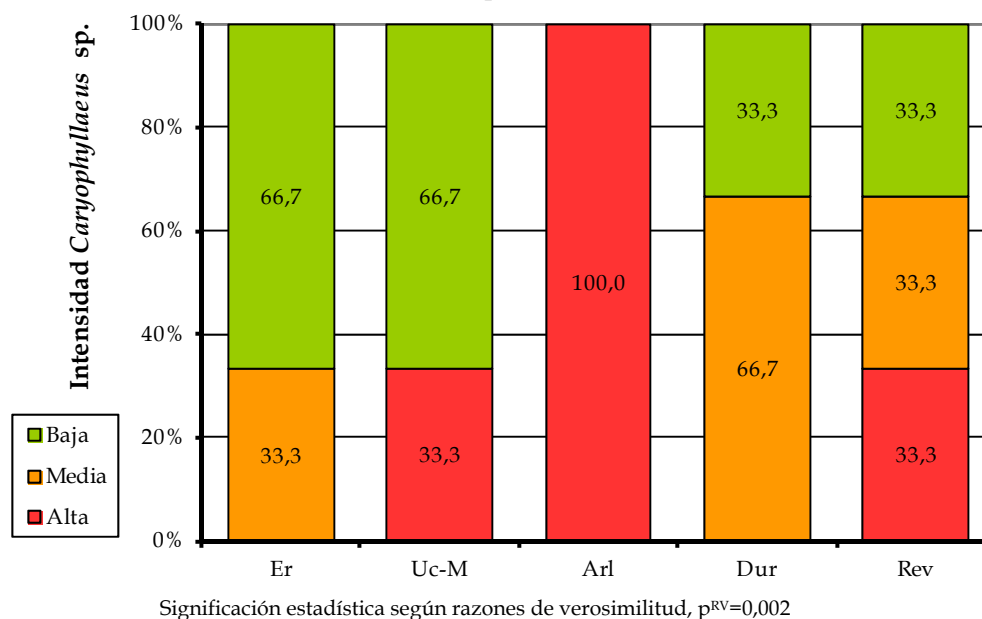


Figura 13.12. Intensidad de infestación por *Caryophyllaeus* sp. para los distintos puntos de muestreo



Aunque *Caryophyllaeus* sp. está totalmente ausente en la única piscifactoría muestreada (Figura 13.11), sin embargo, la literatura contiene abundantes ejemplos de problemas sanitarios creados por cestodos cariofilideos en el cultivo de ciprínidos. Se ha comprobado que en algunas lagunas de cría, donde los tubificidos están presentes, *C. fimbriceps* parasita a las carpas cultivadas (Wunder, 1939; Bauer, 1961), donde incluso se han llegado a registrar problemas graves de mortalidad entre los individuos más jóvenes (Ivasik, 1952).

### 13.3.3. Calidad del agua

Con respecto al estudio de los parámetros de calidad del agua como posibles factores de riesgo, hemos observado que existen dos parámetros indicadores de la calidad microbiológica del agua, los aerobios totales a 37°C (>490 ufc/ml) y los coliformes fecales (< 1.700 ufc/100ml), que podrían actuar como tales, al cuadruplicar las probabilidades de parasitación por *Caryophyllaeus* sp. (Tabla 13.12).

Tabla 13.12. Los parámetros de calidad de agua como Factores de Riesgo/Protección en la presencia de *Caryophyllaeus* sp.

Estrato	Prevalencia (%)		p	OR
	Expuestos	No expuestos		
Total	AT37 >490 ufc/ml	AT37 ≤490 ufc/ml	0,003 <sup>x2</sup>	3,929 (1,507-10,240)
	4,85 (2,46-7,25)	1,28 (0,26-2,30)		
Tramo medio	CF ≤1700 ufc/100ml	CF >1700 ufc/100ml	0,030 <sup>RV</sup>	3,785 (1,080-13,260)
	5,64 (2,87-8,41)	1,55 (0,00-3,30)		

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

En ambos casos, aunque no de forma significativa, estos valores los hemos encontrado principalmente en los ríos (frente a las piscifactorías) (Tabla 2.11b), en los

tramos altos de los ríos (Tabla 2.13) y en primavera (Tabla 2.12 y 2.14). Por lo tanto, su posible influencia como factores de riesgo esté reflejando variaciones espacio-temporales en las características ambientales.

En el primer caso, además, podemos interpretar el aumento en el recuento de aerobios mesófilos como un indicador directo del deterioro en la calidad del agua, lo cual según algunos autores, puede ir asociado a la proliferación de oligoquetos tubificidos, hospedadores intermedios del parásito (Lin y Yo, 2008).



## 14. HYSTEROMORPHA TRILOBA (METACERCARIAS)

### 15.1. Etiología

Existen dificultades en el diagnóstico de los trematodos digenéticos (Manter, 1957). En primer lugar, su gran diversidad estructural, tanto de las fases adultas (Dawes, 1946; Skrjabin y cols., 1964) como de las larvas (Dawes, 1946), no es sólo el resultado de la divergencia evolutiva, sino también de procesos de convergencia (Brooks y cols., 1985). En segundo lugar, en ocasiones, muchas de estas fases larvarias no pueden ser asignadas a especies, géneros o familias ya establecidos (Paperna, 1995). Por lo tanto, su correcta evaluación debe considerar también detalles morfológicos de todas las fases de su ciclo vital así como la identidad de sus hospedadores (Brooks y cols., 1985).

Las características de las ventosas y el tubo digestivo, y los sistemas reproductivo y excretor de las formas adultas se usan habitualmente como criterios de clasificación (Hoole y cols., 2001).

#### 14.1.1. Clasificación taxonómica

Como ya hemos señalado a lo largo del presente trabajo, hemos utilizado como criterios de clasificación aquellos propuestos por de Kinkelin y cols. (1985), basados a su vez en Schmidt y Roberts (1977), con ciertas modificaciones:

- Phylum Platyhelminthes Gegenbaur, 1859
- Clase Trematoda Rudolphi, 1808
- Subclase Digenea Carus, 1863
- Orden Strigeidida (La Rue, 1926), Sudarikov, 1959
- Familia Strigeidae Raillet, 1919
- Género *Hysteromorpha* Lutz, 1931
- Especie *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931 (syn. *Diplostomulum corti* Hughes, 1929; *Neascus musculicola* Waldenberg, 1860).

En 1943, Dawes determinó la presencia de 45 familias de digenéticos, el 43% de las cuales se encuentran en especies piscícolas europeas; más tarde Yamaguti (1971) reconoció 70 familias de parásitos presentes en la ictiofauna.

La Enfermedad del Punto Negro (*Blackspot Disease*) es un proceso patológico que afecta a los peces, caracterizada por el encapsulamiento de metacercarias en las capas superficiales de la piel y que provoca la acumulación de melanina (Cordero del Campillo y Rojo, 1999). En la formación de estos quistes están implicadas las metacercarias de especies de varios géneros (Hoffman, 1960; Wittrock y cols., 1991; Paperna, 1995): *Posthodiplostomum* (syn. *Neascus*), *Apophallus* sp. (Hoole y cols., 2001), *Uvulifer*, *Crassiphiala*, *Ornithodiplostomum*, *Cryptocotyle*, *Haplorchis* (Paperna, 1960) e *Hysteromorpha* (Huggins, 1953).

Entre estos géneros, los agentes causales de mayor importancia son, entre otros: *Posthodiplostomum cuticola* (Familia Diplostomatidae, en la piel de ciprínidos de Europa y América del Norte), *Neodiplostomum perlatum* (Familia Diplostomatidae, en la piel y aletas de las carpas), *Cryptocotyle lingua* (Familia Heterophyidae, en numerosas peces



marinos del Atlántico norte) (Cordero del Campillo y Rojo, 1999) y *H. triloba* (en la musculatura de varias especies continentales) (Hugghins, 1953; Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964; Hoffman, 1960, 1998), cuya presencia en los ciprínidos estudiados se analiza con detalle en el presente capítulo.

### 14.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

El ciclo vital de las especies digenéticas que afectan a los peces es heteroxeno, es decir, comprende, al menos, dos hospedadores (en algunos casos se han descrito hasta tres); generalmente la fase adulta es parásita de organismos vertebrados (Paperna, 1995).

En algunas familias de digenéticos, el desarrollo embrionario de los huevos es dependiente de la temperatura y sólo comienza después de su evacuación desde el hospedador definitivo (Bauer y cols., 1964; Dönges, 1974; Finkelman, 1988).

Durante el desarrollo del ciclo vital del parásito, en el que a menudo los peces se encuentran implicados, la presencia de determinados hospedadores intermediarios, como el caracol acuático, supone el factor limitante más importante para su dispersión, sirviendo no sólo como fuente de alimento y lugar de reproducción del parásito, sino también como medio de transporte (Lockyer y cols., 2004). Los más importantes están constituidos por especies de gasterópodos prosobranquios marinos y dulceacuícolas, cuya especificidad como hospedadores intermediarios parece ser muy estricta (Paperna, 1995). En el caso de *H. triloba*, el molusco *Gyraulus hirsutus* es uno de hospedadores implicados más importantes (Hugghins, 1954b; Hoffman, 1960).

Cuando se forman los miracidios (formas de vida libre), éstos alcanzan el molusco hospedador, penetran en él, y sufren un proceso de metamorfosis para formar esporocistos madre (Wright, 1971; Paperna, 1995); en algunos casos, pueden hibernar en el molusco hospedador (Bauer y cols., 1964; Dönges, 1964; Kamenskii, 1971).

Dentro de los moluscos se produce una nueva generación de esporocistos o redias, que migran y se sitúan en el hepatopáncreas del molusco (Paperna, 1995), donde continúa su desarrollo larvario (Khalil, 1937; Dawes, 1946; Pearson, 1968; Dönges, 1974; Fares y Maillard, 1974; van den Broek y de Jong, 1979; Finkelman, 1988). El esporocisto inicial muere y los esporocistos hijos son liberados; las redias hijas escapan a través de un poro para producir varias generaciones de descendientes, alternando las generaciones de redias y de cercarias hijas (Wright, 1971; Paperna, 1995).

Las cercarias formadas emergen y son liberadas al medio desde el caracol hospedador (Paperna, 1995) localizando e invadiendo el organismo del pez (Hoole y cols., 2001), a través de la piel y/o las branquias desde donde puede (Höglund, 1991; Sommerville e Iqbal, 1991), migrar hacia los tejidos diana (Hoffman, 1998) desarrollándose para formar metacercarias que pueden estar enquistadas o no (Wright, 1971; Paperna, 1995). El tiempo de transformación depende, en algunos casos, de la especie de hospedador (Chubb, 1979).

Por lo tanto, las medidas de lucha y control contra este tipo de parasitosis implica necesariamente la eliminación de estos moluscos mediante barreras físicas o sustancias químicas (Cordero del Campillo y Rojo, 1999).

En otros casos, cuando el pez ingiere al molusco hospedador, las larvas se enquistan en sus tejidos como metacercarias, y los puntos negros se desarrollan a un ritmo que depende de la temperatura del agua (Hoole y cols., 2001). En algunas ocasiones, se ha

observado que sobreviven a la estación fría hibernando en los peces (Fischthal, 1949; Bauer y cols., 1964; Dönges, 1964; Chubb, 1979). Cuando los peces migran largas distancias, transportan con ellos a las metacercarias, permitiendo una mayor diseminación del parásito (Kamenskii, 1971).

Finalmente, cuando el hospedador paraténico es devorado por el hospedador definitivo, las metacercarias se desarrollan hasta el estadio adulto (van Cleave y Mueller, 1934; Ginetsinskaya, 1958; Køie, 1979a,b), hecho que se puede ver favorecido por la mayor visibilidad del pez cubierto de puntos negros (Hoole y cols., 2001).

La mayoría de los digenéticos que se enquistan como metacercarias en los peces alcanzan la madurez en aves piscívoras (Paperna, 1995), que pueden también diseminar los huevos del parásito largas distancias (Kamenskii, 1971). Cuando el pez es ingerido por un ave piscívora, los procesos digestivos favorecen la liberación de la metacercaria enquistada, que se ancla entonces a la pared digestiva del hospedador final (Hoole y cols., 2001).

En el ciclo vital de *H. triloba*, los hospedadores finales suelen ser algunas aves como las garzas y cormoranes (Chandler y Rausch, 1948; Hugghins, 1954a,b, 1959; Hoffman, 1960; Bhykovskaya-Pavlosvskaya y cols., 1964; Dubois, 1969; Monteiro y cols., 2011), aunque también pueden comportarse como tales algunas especies de mamíferos, reptiles y otros peces (Hoffman, 1998).

Por lo tanto, otra de las medidas de control de esta parasitosis es la de evitar la entrada de este tipo de aves piscívoras o de mamíferos a las instalaciones piscícolas, interrumpiendo así el ciclo vital del parásito (Cordero del Campillo y Rojo, 1999).

### **14.1.3. Descripción morfológica del adulto**

---

Los formas parasitarias pertenecientes al Grupo Prosostomata normalmente poseen una ventosa alrededor de la boca anteroventral, y una ventosa adicional ventral (acetabulum), ambas utilizadas como órganos de anclaje y locomoción (Paperna, 1995).

Internamente, su cuerpo comprende un sistema digestivo (provisto de dos ciegos intestinales), reproductivo, excretor (células flamíferas) y nervioso. La mayoría son hermafroditas y presentan fecundación cruzada; a través del útero, los huevos, de forma oval y operculados (Paperna, 1995), son evacuados por la abertura genital al exterior (Dawes, 1946; Yamaguti, 1958).

En la Familia Strigeidae, el cuerpo está dividido en secciones, con la parte anterior de forma tubular; el órgano de Brandes sobresale en forma de dos lóbulos en la parte anterior del cuerpo (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

### **14.1.4. Descripción morfológica de las larvas metacercarias**

---

La mayoría de las metacercarias, se enquistan en el tejido del hospedador (Hoffman, 1998), donde son recubiertas por una pared de matriz granular no-celular (mucopolisacáridos), y posteriormente por una pared formada a partir de materiales del hospedador (Halton y Johnston, 1982; Faliex, 1991; Walker y Wittrock, 1992); esta superficie tegumentaria forma proyecciones a modo de microvellosidades (Køie, 1981), lo que sugiere una absorción activa de nutrientes (Køie, 1985).

Aunque se conoce poco acerca de su nutrición y metabolismo (Paperna, 1995), se sabe que la energía requerida para su actividad deriva, aparentemente, de fuentes endógenas; sin embargo, las células del tubo digestivo muestran ya las características estructurales de un epitelio con actividad metabólica y enzimática (Erasmus, 1977). Los productos de excreción se almacenan en el intestino y la vesícula excretora (Køie, 1985).

Las metacercarias de los Strigeidos normalmente pueden ser reconocidas por sus ventosas, aunque en algunas formas juveniles, éstas no siempre son aparentes (Hoffman, 1998). El cuerpo es corto y sólido, oval o piriforme, expandido en sentido anterior y cóncavo en la parte central, a veces con diferenciación en secciones; los laterales de la ventosa oral a veces presentan dos pseudoventosas rodeadas de numerosas glándulas; el órgano de Brandes se encuentra por debajo de la ventosa ventral, acompañado de pequeños grupos de glándulas genitales. *H. triloba* muestra dos regiones corporales definidas (Hughes, 1929; Hoffman, 1960) y un perfil ligeramente trilobulado; las ventosas oral y ventral son de igual tamaño (Bhykovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964); el órgano de anclaje trilobulado, en posición media entre parte anterior y posterior, es alargado (Hoffman y Hundley, 1957), y en estado extendido tiene forma de embudo de 0,430 mm de diámetro (según Hawkins, 1932, citado por Chandler y Rausch, 1948) (Figura 14.1).

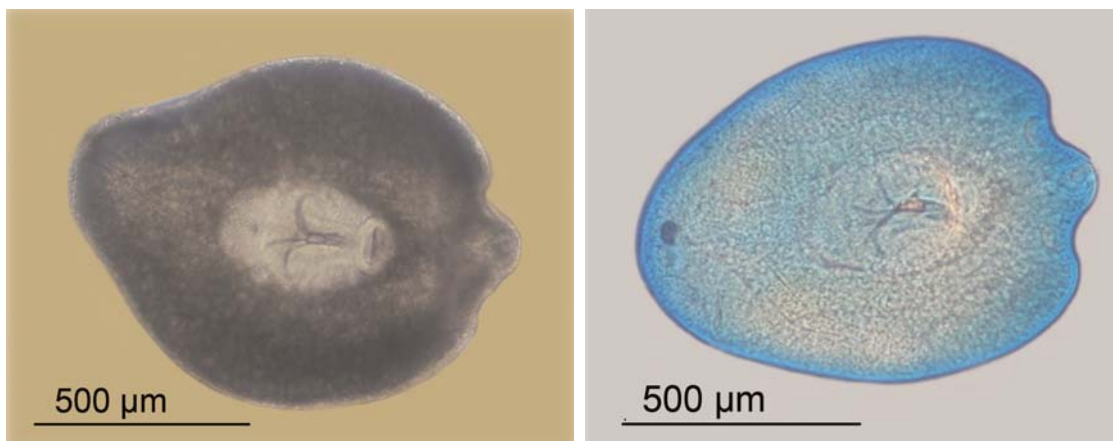


Figura 14.1. Metacercarias libres (no enquistadas) de *H. triloba* mostrando detalles de su morfología externa: ventosas oral y ventral, pseudoventosas laterales y órgano de anclaje (*holdfast*) trilobulado en la zona media. (imagen de la derecha teñida con lactofenol blue) (microscopía óptica).

Las dimensiones tomadas a partir de metacercarias de *H. triloba* varían en función de las descripciones realizadas por diferentes autores: 1.000 µm (Ciurea, 1930; Huggins, 1953); 1.520 x 450 µm (Huggins, 1954b); 810 x 475 µm (Hughes, 1929); 500-600 µm (Bhykovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964); 700-880 x 400-350 µm (Hughes, 1929, en especímenes fijados). Las medidas tomadas de los diferentes órganos a partir de especímenes fijados, son las siguientes: ventosa oral de 62-72 µm; faringe de 40-53 µm x 26-38 µm; esófago de 15-21 µm; ventosa ventral de 73-86 µm (Hughes, 1929).

Los quistes de esta especie tienen las siguientes dimensiones: entre 990-1.320 x 830-1160 µm (Hoffman, 1960) y 600-1300 x 600-1.090 µm (Bhykovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964).

En nuestro estudio, sólo hemos podido tomar la longitud de algunos quistes de *H. triloba*, procedentes de cinco especímenes de piscardo (Figura 14.2) y tres ejemplares de boga (Tabla 14.1).



Figura 14.2. Puntos negros provocados por el enquistamiento de las metacercarias de *H. triloba* en la superficie corporal de un piscardo (río Arlanza).

Tabla 14.1. Longitud total ( $\mu\text{m}$ ) de los quistes de metacercarias de *H. triloba* en los ciprínidos capturados

Estrato	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Piscardo	5	830,00	152,48	600	950
Boga	3	1.016,67	160,73	900	1.200

## 14.2. Factores dependientes del hospedador

### 14.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Según Manter (1957), las especies digenéticas de los peces son específicos de hospedador, ya que la mayoría han sido encontrados en una especie única, en un mismo género o bien en géneros relacionados. En Norteamérica (Hoffman, 1967), África (Khalil, 1971) e Israel (Paperna, 1964d,e; Fischthal, 1980), los datos indican, sin embargo, que entre el 12% y el 39% de las especies identificadas son generalistas, infectando al menos dos hospedadores pertenecientes a diferentes familias ícticas. La especificidad a nivel de género es incluso menos marcada (Paperna, 1995), ya que muy pocos géneros muestran predilección por un taxón particular de hospedador (Tubanguí, 1931; Paperna, 1964d; Khalil, 1971).

Con respecto a las metacercarias, la mayoría tiene capacidad para invadir un amplio rango de hospedadores; algunas de éstas, sin embargo, muestran preferencias por ciertas especies piscícolas tanto marinas como continentales, incluidos los ciprínidos (Paperna, 1995; Álvarez-Pellitero, 1988).

En las aguas continentales templadas del hemisferio norte, las infecciones provocadas por metacercarias de digenéticos estrigeidos son particularmente comunes (Hoffman, 1960; Paperna, 1995). *H. triloba* fue descrito originariamente en Europa, y posteriormente en Norteamérica (Huggins, 1954) donde constituye en la actualidad una de las infecciones más comunes que afectan a la musculatura de las especies de interés comercial (Huggins, 1959; Hoffman, 1960).

Las especies piscícolas que se pueden comportar como hospedadores intermediarios son los peces gato (Familias Siluridae, *Ameiurus* spp. e Ictaluridae, *Ictalurus* spp., *I. melas*), perciformes (*Morone chrysops*), ciprínidos (especies del Género *Abramis*, *Leuciscus*, *Hyborhynchus notatus*, *Idus idus*, *Tinca tinca*, *Notemigonus crysoleucas*),

poecílicos (*Poecilia vivipara*) y catostómidos (*Catostomus* spp., *C. commersoni*) (Huggins, 1954; Hoffman, 1960; Forstie y Holloway, 1984; Hoffman, 1998). En la antigua URSS, parasita principalmente a los peces de la Familia Cyprinidae (Bhykovskaya-Pavlosvskaya y cols., 1964).

A lo largo del periodo de estudio se observó la presencia de puntos negros característicos en la superficie corporal producidos por metacercarias de *H. triloba* en dos de las especies ciprinícolas estudiadas: la boga (prevalencia del 4,4%) y el piscardo (66,67%) (Tablas 14.2 y 14.3).

Tabla 14.2. Prevalencia de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-2,13)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,09)</b>	nc
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-8,43)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	-	4,40 (0,18-8,61)	<b>4,40</b> <b>(0,18-8,61)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-1,72)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,49)	66,67 (35,87-97,47)	<b>2,88</b> <b>(0,61-5,16)</b>	<0,001 <sup>x2</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>2,18</b> <b>(0,84-3,51)</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	0,006 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	0,006 <sup>RV</sup>	

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 14.3. Prevalencia de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-7,58)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,09)</b>	nc
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	0,00 (0,00-39,30)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
<b>Boga</b>	7,14 (0,40-13,89)	-	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	<b>4,00</b> <b>(4,40-8,61)</b>	0,135 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	66,67 (35,87-97,47)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	0,00 (0,00-5,30)	<b>2,88</b> <b>(0,61-5,16)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>10,20</b> <b>(84,21-16,20)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,76)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,67)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	<0,001 <sup>RV</sup>	nc	nc	nc	nc	nc	0,006 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

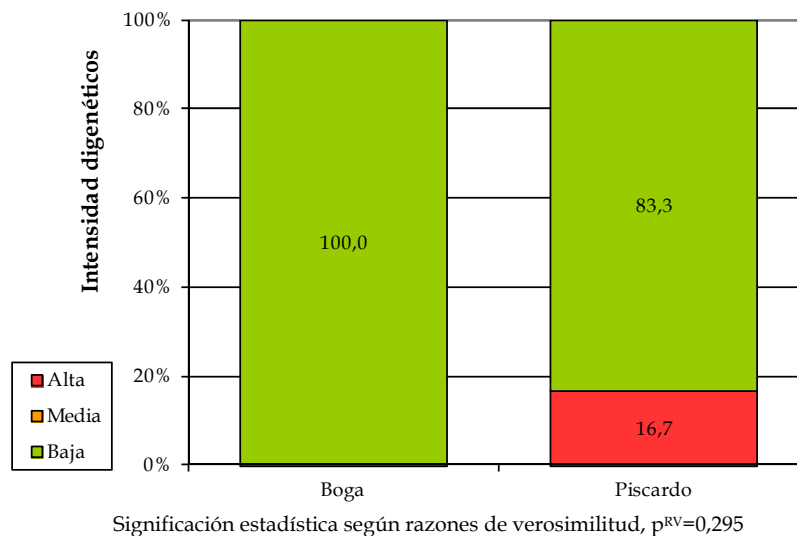
En el caso de que se trate de una muestra de especificidad hacia dos especies de una misma familia, es conveniente tener en cuenta que ésta, una vez más, puede depender de factores como el grado de adaptación morfológica o fisiológica de este parásito (en este caso, de las fases de redia y/o metacercaria) al microambiente creado por el

hospedador, de su capacidad para vencer los mecanismos defensivos, de la estabilidad del ambiente, de la fase del ciclo vital en la que se encuentre (Shulman, 1961) o de la forma de penetración; al contrario de lo que ocurre con otro tipo de parásitos, la forma de penetración activa de las cercarias hace que sean más específicas y por lo tanto que presenten un rango de hospedadores menor (Bykhovski, 1957).

Cuando revisamos las características biológicas y/o ecológicas de ambas especies, no observamos ninguna particularidad que pueda facilitar de alguna manera su penetración por parte de las cercarias. Sin embargo, existen características anatómicas y funcionales de los peces hospedadores que, entre otros factores, podrían predisponerles a la infección (Pavlovski, 1946a,b), como el grosor de la cubierta de escamas; en el caso de algunas especies de ciprínidos, se ha comprobado que, plenamente desarrollada, hace la penetración de los tejidos subcutáneos más difícil para algunos parásitos, como las cercarias de algunas especies de digenéticos (Punto negro) (Bauer, 1961). Así pues, consideramos que la fina estructura superficial del cuerpo podría estar facilitando, en ambas especies, la colonización por parte de las redias y el desarrollo posterior de las metacercarias de *H. triloba*.

Aunque en el caso de los piscardos la intensidad de parasitación fue alta en un 16,7% de los casos, frente a intensidades bajas en la boga (100,0%) (Figura 14.3), estas diferencias no fueron significativas.

Figura 14.3. Intensidad de parasitación por metacercarias de *H. triloba* en las distintas especies piscícolas estudiadas



## 14.2.2. Localización en el hospedador

La mayoría de las metacercarias de los digenéticos son específicas de ciertos lugares u órganos del pez hospedador, como la piel, el filamento cartilaginoso de las branquias (Farstey, 1986), los músculos, el cristalino, el humor vítreo y la retina del ojo (Paperna, 1995).

Las quistes de las metacercarias de los Strigeidos se pueden encontrar en todos los tejidos de los peces (Hoffman, 1998), aunque las de tipo tetracotiloide normalmente están localizadas en la musculatura, el peritoneo y la superficie de los órganos internos (Bhykovskaya-Pavlosvskaya y cols., 1964). En el caso particular de *H. triloba*, se encuentra principalmente enquistada en la musculatura de la zona dorsal

(Huggins, 1953; Bhykovskaya-Pavlosvskaya y cols., 1964). Sin embargo, en nuestro estudio el 100% de los casos observados este enquistamiento afectaba principalmente a la piel y aletas (Tabla 14.4 y Figuras 14.4 y 14.5).

Tabla 14.4. Localización de las metacercarias de *H. triloba* en los ciprínidos analizados

Especie	Piel		Branquias		Ambos		Total n
	n	%	n	%	n	%	
Barbo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Bermejuela	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Boga	4	100,00	0	0,00	0	0,00	4
Bordallo	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Gobio	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Piscardo	6	100,00	0	0,00	0	0,00	6
Tenca	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>10</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>10</b>

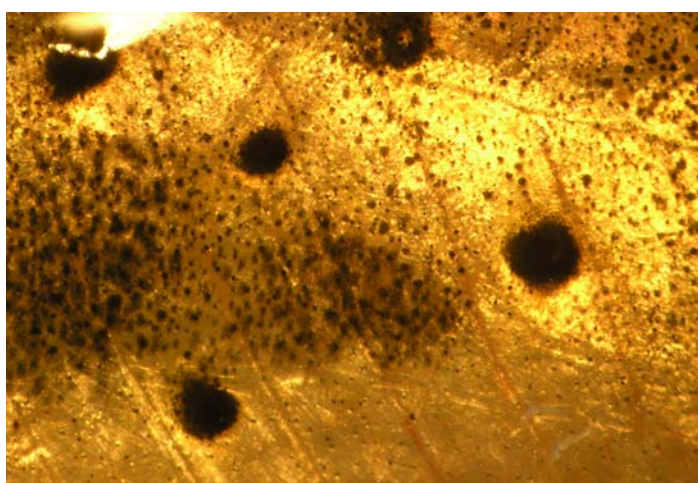


Figura 14.4. Detalle de los puntos negros (metacercarias de *H. triloba*) en la superficie corporal de un piscardo (río Arlanza) (lupa binocular).

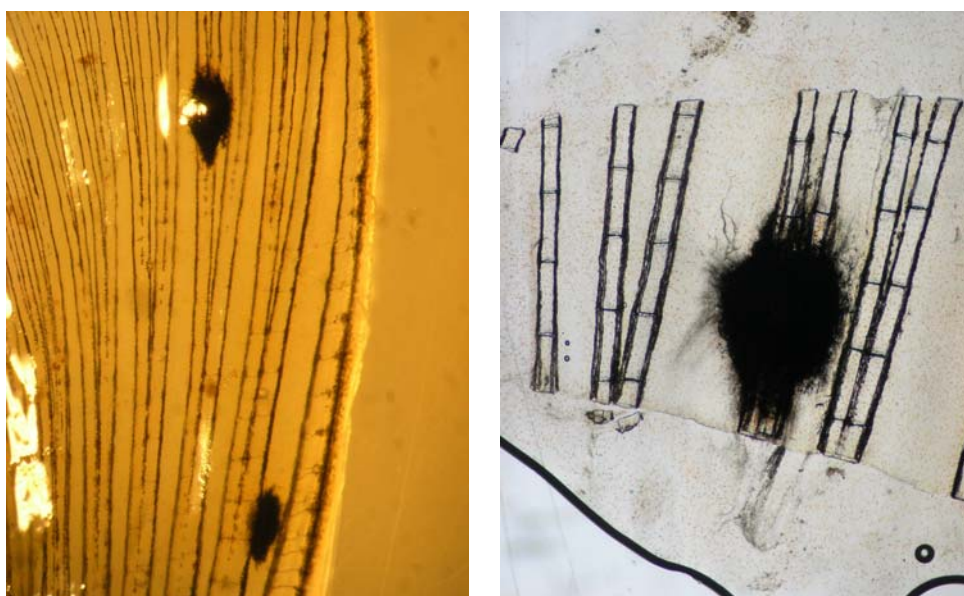


Figura 14.5. Detalle de los puntos negros (metacercarias de *H. triloba*) en radios de las aletas de un piscardo (río Arlanza) (izquierda: lupa binocular; derecha: ampliación en microscopía óptica).

### 14.2.3. Efectos sobre el hospedador

Inmediatamente después de la penetración y migración temprana de las cercarias, se observa una respuesta inflamatoria pronunciada, particularmente cuando se produce una fuerte exposición (Paperna, 1995).

Estas fases larvares pueden provocar lesiones epidérmicas temporales en los peces afectados, así como disrupción de los tejidos conectivos, proliferación celular inflamatoria, necrosis miofibrilar (con infección bacteriana asociada) e inflamación de los septos intermusculares (McQueen y cols., 1973; Sommerville, 1981) (Figura 14.6).

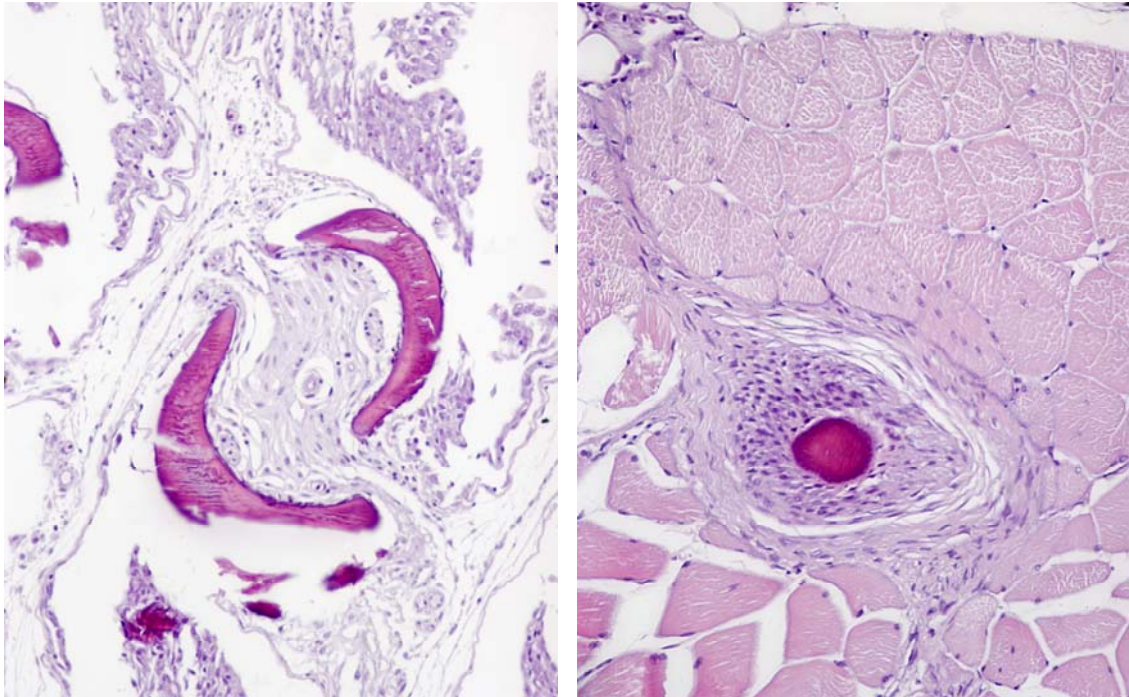


Figura 14.6. Cortes histológico del piscardo de la Figura 14.2, con metacercarias de *H. triloba* (sección más oscura). A la izquierda, dermis; a la derecha, musculatura. (tinción Hematoxilina & Eosina, 100X, microscopía óptica).

Después de producirse una infiltración celular inflamatoria (macrófagos), la cápsula fibrosa producida por el hospedador se superpone a la pared celular secretada por la cercaria; posteriormente, las células inflamatorias se estratifican formando un epitelioides, y finalmente esta cápsula, que tienen la forma de un granuloma crónico, es reemplazada gradualmente por una cápsula fibrosa definitiva (Sommerville, 1981; Yekutieli, 1985). En algunos casos, se ha observado mortalidad de los peces provocada por la penetración de las cercarias (Ferguson y Hayford, 1941).

Después de la migración de las cercarias, las metacercarias se enquistan en el tejido conectivo formado, alrededor del cual se depositan pigmentos de melanina procedentes del hospedador (Cordero del Campillo y Rojo, 1999), que dan lugar a una pequeña hinchazón de color oscuro (Layman, 1938; Layman y Sadkovskaya, 1952); estos quistes pueden ser patogénicos y afectar al normal funcionamiento de los tejidos, particularmente si están localizados en áreas sensibles como las branquias (Hoole y cols., 2001).



También se pueden producir cambios patológicos por la infestación de la piel y los tejidos subcutáneos (Figura 14.6) que, cuando están presentes en gran número, son capaces de causar la muerte de los peces (Szidat, 1927; Timmerman, 1936). La infección severa conlleva cambios hematológicos, con descenso del recuento eritrocitario y del contenido de hemoglobina, así como de la fórmula leucocitaria, que muestra un incremento en el número de monocitos/macrófagos (Layman, 1938; Layman y Sadkovskaya, 1952).

Algunas metacercarias se pueden enquistar formando cápsulas de origen cartilaginoso en las branquias, afectando al tejido conectivo adyacente a los radios cartilaginosos de los filamentos, proceso mediante el cual se produce una proliferación de los condroblastos a partir del pericondrio de los radios (Farstey, 1986).

Cuando la intensidad de parasitación es muy alta, aumenta significativamente el consumo de oxígeno en los peces afectados debido a la encapsulación del parásito por parte del hospedador, hasta el punto de agotar sus reservas de grasa y morir de anoxia (Lemly y Esch, 1984b; Farstey, 1986). Igualmente, se ha comprobado que las metacercarias de algunos géneros pueden afectar a la capacidad de resistencia de ciertas especies piscícolas (ej. la brema) a la hora de soportar un aumento de temperatura del agua, debido a que se produce una fatiga mucho más rápida, una aceleración del metabolismo y consiguientemente la reducción de su resistencia (Horoszewicz, 1972 citado por Chubb, 1979).

Se ha observado que los grupos de edad más sensibles a los efectos de la parasitación son los alevines y juveniles, quienes muestran una mayor debilidad, y una mayor susceptibilidad a la depredación y a las condiciones ambientales adversas (Cordero del Campillo y Rojo, 1999).

#### **14.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica**

Estudios poblacionales y observacionales llevados a cabo por numerosos investigadores han constatado la muerte de poblaciones piscícolas infectadas severamente por metacercarias (Chubb, 1979; Lemly y Esch, 1984a, b; Bhykovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964). En este sentido, los animales afectados exhiben heridas musculares, deformidades espinales y un marcado retraso en el crecimiento (Dubinin, 1949), que pueden comprometer finalmente el grado de supervivencia (Pennycuik, 1971a; Paperna, 1980, 1991); por otro lado, supone la eliminación selectiva de dichas poblaciones determinados individuos bien debido a los efectos directos provocados por estas metacercarias o bien a una mayor depredación (Spall y Summerfelt, 1969, 1970).

A nivel productivo la presencia de este tipo de infecciones puede conllevar graves pérdidas económicas al sector acuícola en especies de interés comercial debido precisamente al grado de alteraciones y deformaciones que presentan los ejemplares infectados (Paperna, 1980, 1991; Kabunda y Sommerville, 1984). Además, si bien todavía no ha sido demostrado en el caso de *H. triloba*, se ha observado que algunas metacercarias pueden constituir una importante fuente de infección para el ser humano y animales domésticos a partir del consumo de determinadas especies y productos derivados de la acuicultura (Ito, 1964; Deardorff y Overstreet, 1991; Paperna, 1995)

## 14.2.5. Factores de riesgo intrínsecos

De las dos especies afectadas, tanto los machos de las bogas (con un 5,08% de los ejemplares infectados) como los de piscardos (6,67%) mostraban una mayor prevalencia que las hembras (4,60% y 3,43%, respectivamente). Sin embargo, dichos resultados no mostraron diferencias significativas por lo que el sexo no parece constituir un factor relevante en la prevalencia de parasitación por metacercarias de *H. triloba* (Tabla 14.5).

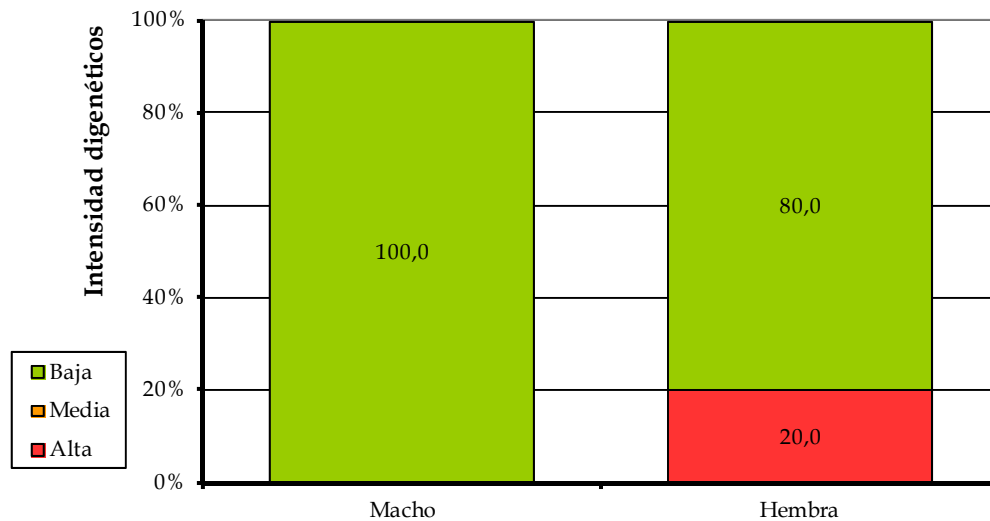
Tabla 14.5. Prevalencia de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-4,02)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,24)	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-15,33)	0,00 (0,00-11,29)	nc
Boga	5,08 (0,00-10,69)	3,57 (0,00-10,45)	4,60 (0,20-9,00)	0,748 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-34,82)	0,00 (0,00-63,16)	0,00 (0,00-25,89)	nc
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,55)	nc
Piscardo	6,67 (0,00-15,59)	2,76 (0,09-5,42)	3,43 (0,73-6,12)	0,327 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>1,86</b> <b>(0,24-3,47)</b>	<b>1,37</b> <b>(0,18-2,56)</b>	<b>1,57</b> <b>(0,61-2,54)</b>	0,622 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,078 <sup>RV</sup>	0,267 <sup>RV</sup>	0,006 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Resultados similares hemos obtenido cuando hemos valorado el grado de intensidad, si bien en este caso han sido las hembras quienes han mostrado los valores más elevados (parasitación alta en el 20% de los casos) frente a los machos (Figura 14.7).

Figura 14.7. Intensidad de infestación por metacercarias de *H. triloba* según el sexo del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,221$

Entre la población de bogas, la freza ha constituido la época en la cual se ha registrado un mayor riesgo de parasitación por metacercarias de *H. triloba* (13,64% de prevalencia), mientras que entre los piscardos, ha sido la fase de reposo reproductivo, cuando se ha observado un incremento de la prevalencia de infección (4,69%) (Tabla 14.6).

Tabla 14.6. Prevalencia de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-22,09)	0,00 (0,00-2,28)	0,00 (0,00-2,09)	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	0,00 (0,00-9,21)	0,00 (0,00-8,20)	nc
Boga	13,64 (0,00-27,98)	1,45 (0,00-4,27)	4,40 (0,18-8,61)	0,028 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-22,09)	nc
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-2,10)	0,00 (0,00-1,71)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	4,69 (1,03-8,35)	2,88 (0,61-5,16)	0,015 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	0,00 (0,00-2,59)	nc
<b>Total</b>	1,84 (0,00-3,90)	1,14 (0,30-1,98)	1,29 (0,49-2,08)	0,481 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,054 <sup>RV</sup>	0,014 <sup>RV</sup>	0,006 <sup>RV</sup>	

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

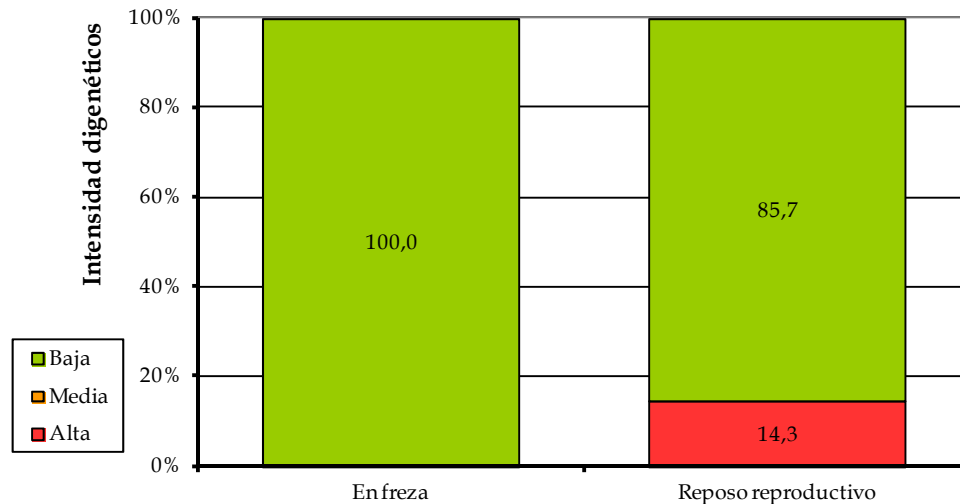
Aunque no se han observado diferencias estacionales en las prevalencias de parasitación, y como posteriormente indicaremos en el apartado siguiente (**apartado 14.3.1**), las variaciones estacionales de temperatura pueden ejercer una influencia directa sobre el ciclo vital del parásito (Dogiel, 1964; Chubb, 1977, 1979), de los hospedadores intermedios (Ginetsinskaya, 1961; Kamenskii, 1969) incluidos los propios peces infectados que en determinadas épocas del año se congregan por miles en los lugares de freza (Lobón-Cerviá y Fernández Delgado, 1984; Encina y cols., 2006); este hecho podría facilitar la diseminación de la infección, bien a partir de la acción de determinadas aves ictiófagas (Kamenskii, 1971) o bien mediante la liberación de huevos del parásito e incremento de los niveles de infección entre la población de moluscos (Kamenskii, 1969; Wright, 1971; Paperna, 1995), lo que a su vez podría facilitar la infección de los peces en freza (Bykhovski, 1957) a partir de la liberación de sus cercarias (Höglund, 1991; Sommerville e Iqbal, 1991).

Durante la época de freza, y considerando el conjunto de la población ciprinícola estudiada, también se ha observado una mayor intensidad de parasitación (alta en el 14,3% de los casos), aunque las diferencias respecto a la época de reposo reproductivo no han sido significativas (Figura 14.8).

Entre los piscardos, por el contrario, es en la época de reposo reproductivo cuando la prevalencia de parasitación ha alcanzado, de forma significativa, los valores más elevados (4,69% de los ejemplares afectados por el Punto negro) (Tabla 14.6); además, los individuos de esta especie capturados en esta época del año muestran también un

descenso significativo del peso y del índice de condición respecto a aquellos capturados durante la época reproductiva, factores éstos que pueden estar predisponiendo a los peces a sufrir en mayor grado la enquistación de metacercarias: (Tabla 3.10). Es probable, por lo tanto, que existan dos factores que estén predisponiendo a los peces a sufrir en mayor grado la enquistación de las metacercarias: su menor tamaño (peso) y por lo tanto, menor edad; y su menor condición somática, factores que discutimos a continuación.

Figura 14.8. Intensidad de infestación por metacercarias de *H. triloba* según el estado reproductivo (freza) del hospedador



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,383$

En algunos casos, y según varios autores (Gorbunova, 1936; Bauer, 1959a; Kulakovskaya y cols., 1965; Anderson, 1976a), un descenso en la infección de ciertas parasitosis con respecto a la edad podría explicarse por los cambios en los hábitos alimentarios de los peces. Debemos considerar, en primer lugar, que muchas especies de ciprínidos varían su comportamiento alimentario a lo largo de sus fases de desarrollo (Magalhães, 1992; Geraldés y cols., 1993; Collares-Pereira y cols., 1996), hecho que también ha sido demostrado en el piscardo (Lien, 1981; Myllylä y cols., 1983). En segundo lugar, muchos parásitos digenéticos están íntimamente ligados a las preferencias alimenticias de sus hospedadores definitivos, y las modificaciones en la dieta con la edad del hospedador pueden dar como resultado cambios en el tipo y nivel de infección (Scott, 1969; Shotter, 1973). Así, un cambio de dieta de planctófaga a bentófaga puede influir en el tipo de parasitofauna (Dogiel y cols., 1961). Al variar el comportamiento alimentario, también lo hace su posición en la columna de agua, y por lo tanto el grado de susceptibilidad a la infección por las cercarias liberadas por los moluscos existentes en el sustrato.

Por otra parte, se ha observado que los peces juveniles parecen más sensibles a la infección por parásitos no específicos, ya que a estas edades los mecanismos inmunológicos todavía no están totalmente desarrollados, produciéndose un fenómeno denominado inmunidad ligada a la edad y de cambio en la parasitofauna del hospedador a medida que éste va creciendo (Knaev, 1956; Bauer, 1961; Shulman, 1961); este fenómeno ha sido observado en diferentes especies de parásitos (Lester y Roubal, 1995). En el caso de los trematodos digenéticos, existen numerosos estudios que muestran cómo la longitud y por lo tanto, indirectamente, la edad de los peces está relacionada con la incidencia e intensidad de parasitación (Chubb, 1979). Así, se ha demostrado que la región caudal de las cercarias es fuertemente antigénica (Whyte

y cols., 1987) e induce en las especies afectadas la formación de anticuerpos humorales, que muestran un efecto neutralizante sobre éstas (Wood y Matthews, 1987), anticuerpos parecidos a la inmunoglobulina M (IgM) de los mamíferos (Paperna, 1995); también se han detectado anticuerpos humorales ante infecciones naturales con cercarias y metacercarias (Bortz y cols., 1984). Aunque los datos acerca de las reacciones de los peces ante infecciones por digenéticos son muy escasos (Paperna, 1995), se han visto respuestas celulares no específicas (infiltración de neutrófilos y monocitos) ante las metacercarias migratorias (Ratanarat-Brockelmann, 1974). Es probable que, en nuestro estudio, los piscardos capturados y analizados fuera de la época de freza, al ser de menor edad, no hayan desarrollado todavía los mecanismos inmunológicos necesarios para el control de la infección por cercarias, y estén mostrando por lo tanto una mayor prevalencia de parasitación por metacercarias.

Existen algunos estudios que demuestran la relación existente entre la edad de los peces y el efecto que pueden tener sobre los mismos los trematodos digenéticos (Chubb, 1979), puesto que se ha observado que las cercarias penetran y se enquistan más profundamente en los tejidos de los peces más jóvenes (Paperna, 1995) y que, cuando éstas se transforman en metacercarias, si están presentes en número suficiente, podrían ser capaces de causar la muerte (Szidat, 1927; Timmerman, 1936; Sommerville, 1982; Lemly y Esch, 1984b; Yekutiél, 1985; Farstey, 1986; Paperna, 1991).

Finalmente, si consideramos que la condición somática de los peces es un reflejo, cuando disminuye, de debilitamiento (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Granado-Lorencio, 2002), y que su deterioro puede favorecer la reproducción masiva de parásitos (Bauer, 1961), es lógico pensar que aquellos piscardos capturados fuera de la época de freza, con una menor condición somática y por lo tanto más débiles, puedan estar mostrando una mayor susceptibilidad a la infección y al enquistamiento de las metacercarias (Cordero del Campillo y Rojo, 1999). También habría que considerar que los piscardos más parasitados pueden estar mostrando una menor condición somática como consecuencia del enquistamiento de dichas metacercarias.

## **14.3. Factores dependientes del medio**

### **14.3.1. Estacionalidad**

---

Con la excepción de la boga, cuya prevalencia de parasitación se ha incrementado durante la primavera (12,0%) (Tabla 14.9), en general, el otoño ha sido la época del año en la cual se han observado las mayores prevalencias e intensidades de parasitación, tanto en el río (prevalencia del 2,13% y alta intensidad en un 20% de los casos) (Tabla 14.7 y Figura 14.9) como en los tramos medios (prevalencia del 3,33% y alta intensidad en un 20% de los casos) (Tabla 14.8 y Figura 14.9), así como entre los piscardos (4,49% y alta en un 25%) (Tabla 14.9 y Figura 14.0). Sin embargo, estas diferencias no fueron significativas en ninguno de los casos.

La intensidad de parasitación en el otoño fue alta en el 20,0% de los casos, tanto en el conjunto de los ríos como en sus tramos medios, mientras que en el resto de las estaciones los valores obtenidos han sido en general bajos (Figura 14.9); cuando analizamos el factor especie en relación a la población de piscardos (Figura 14.10), observamos igualmente valores ligeramente superiores durante el otoño (intensidad alta en el 25,0% de los ejemplares parasitados).

Tabla 14.7. Prevalencias de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
<b>Primavera</b>	1,57 (0,00-3,33)	0,00 (0,00-25,89)	<b>1,49</b> <b>(0,00-3,17)</b>	0,579 <sup>RV</sup>
<b>Verano</b>	0,84 (0,00-2,01)	0,00 (0,00-5,30)	<b>0,68</b> <b>(0,00-1,63)</b>	0,360 <sup>RV</sup>
<b>Otoño</b>	2,13 (0,18-3,97)	0,00 (0,00-5,93)	<b>1,76</b> <b>(0,23-3,29)</b>	0,167 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	<b>1,29</b> <b>(0,49-2,08)</b>	0,074 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,501 <sup>RV</sup>	nc	0,468 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 14.8. Prevalencias de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
<b>Primavera</b>	0,00 (0,00-3,82)	2,63 (0,00-5,57)	<b>1,57</b> <b>(0,00-3,33)</b>	0,076 <sup>RV</sup>
<b>Verano</b>	0,00 (0,00-6,88)	1,03 (0,00-2,44)	<b>0,84</b> <b>(0,00-2,01)</b>	0,376 <sup>RV</sup>
<b>Otoño</b>	0,00 (0,00-3,46)	3,33 (0,46-6,21)	<b>2,13</b> <b>(0,18-3,97)</b>	0,033 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>2,18</b> <b>(0,84-3,51)</b>	<b>1,51</b> <b>(0,58-2,44)</b>	0,006 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,297 <sup>RV</sup>	0,501 <sup>RV</sup>	

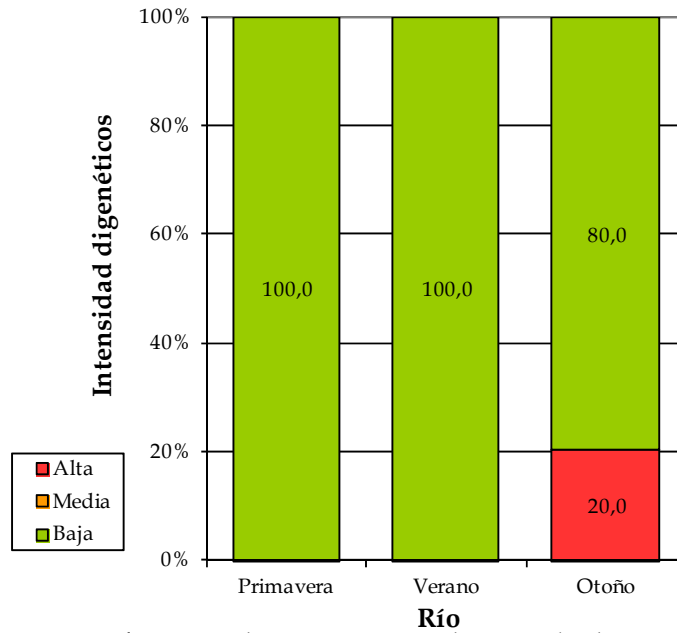
<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 14.9. Prevalencia de infección (%) por metacercarias de *H. triloba* en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-4,02)	0,00 (0,00-7,22)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,09)</b>	nc
Bermejuela	0,00 (0,00-28,31)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	<b>0,00</b> <b>(0,00-8,20)</b>	nc
Boga	12,00 (0,00-24,74)	0,00 (0,00-8,94)	2,94 (0,00-8,62)	<b>4,40</b> <b>(0,18-8,61)</b>	0,066 <sup>RV</sup>
Bordallo	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>0,00</b> <b>(0,00-22,09)</b>	nc
Gobio	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	4,44 (0,00-10,47)	4,49 (0,19-8,80)	<b>2,88</b> <b>(0,61-5,16)</b>	0,068 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>1,49</b> <b>(0,00-3,17)</b>	<b>0,68</b> <b>(0,00-1,63)</b>	<b>1,76</b> <b>(0,23-3,29)</b>	<b>1,29</b> <b>(0,49-2,08)</b>	0,468 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,076 <sup>RV</sup>	0,272 <sup>RV</sup>	0,124 <sup>RV</sup>	0,006 <sup>RV</sup>	

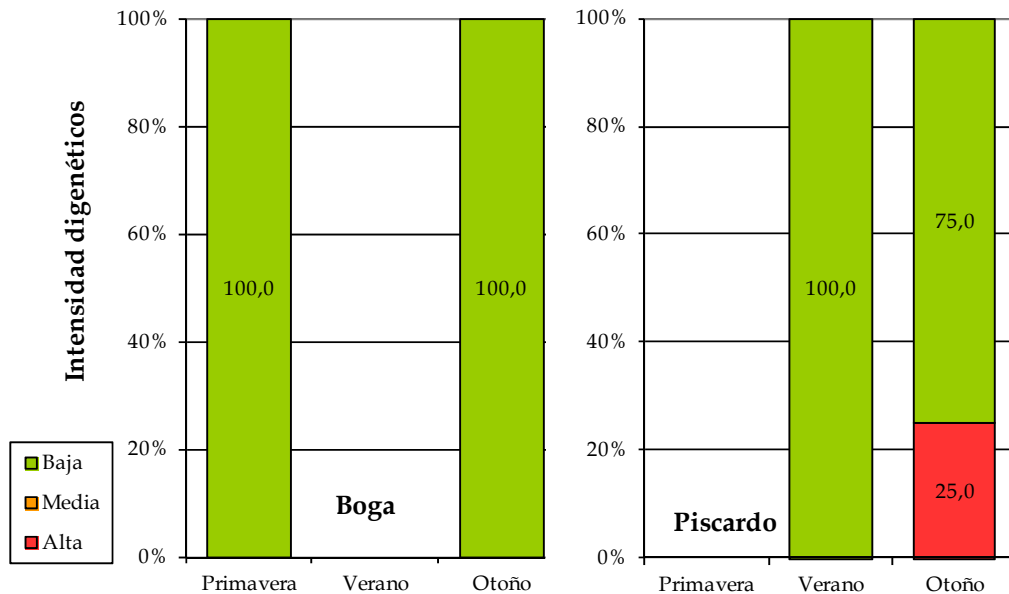
<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 14.9. Intensidades de infestación por metacercarias de *H. triloba* para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río)



Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,473$

Figura 14.10. Intensidad de infestación por metacercarias de *H. triloba* para las distintas estaciones del año estratificadas según las especies capturadas



Significación estadística no calculable

Significación estadística según razones de verosimilitud,  $p^{RV}=0,341$

En primer lugar, a la hora de explicar dichos resultados, aunque debemos indicar que éstos no son significativos y por lo tanto el efecto de la estacionalidad no ha sido muy marcado, coincidimos que lo señalado por algunos autores quienes han observado cambios estacionales en la infección de las poblaciones de caracoles acuáticos por parte de los miracidios, que en muchos casos aumenta en las épocas más cálidas del año dependiendo de la zona climática considerada; además, la infección de los peces

por parte de las cercarias también es más probable cuando éstos habitan aguas menos profundas (Kamenskii, 1971; Zbikowska y Nowak, 2009).

Dichos razonamientos son coherentes con nuestras observaciones, ya que una mayor disponibilidad de caracoles infectados por esporocistos y redias durante las estaciones cálidas, podría estar dando lugar una mayor producción y liberación de cercarias por parte de los moluscos, cercarias que posteriormente invadirían la superficie corporal de bogas y piscardos.

En algunos estudios realizados en piscifactorías ubicadas en la zona del Cáucaso, se ha observado que las condiciones que favorecen las infecciones son, principalmente, temperaturas estivales de 22-23,5°C (Cordero del Campillo y Rojo, 1999).

Posteriormente, en los meses fríos, en los cuales se produce una bajada de la temperatura y una oscilación en los niveles de agua (como las registradas en el único punto donde se ha observado parasitación, el tramo medio del río Arlanza, punto *Arl*), se reducen las probabilidades de penetración de los miracidios en el molusco hospedador (Toledo y cols., 1998; Gérard, 2001; Morley y cols., 2004), afectando por lo tanto también a la realización completa del ciclo vital del parásito, y consiguientemente a la infección de los peces expuestos.

### 14.3.2. Ubicación

---

En la piel de los ciprínidos analizados, únicamente encontramos metacercarias en un único punto, situado en el tramo medio (prevalencia del 2,18%) (Tabla 14.2), el punto *Arl*, con una prevalencia del 10,2% (7,14% en las bogas y hasta un 66,67% de los piscardos) (Tabla 14.3). Podríamos considerar la abundancia relativa de las especies ícticas más susceptibles de parasitación por digenéticos en esta zona como posible explicación; pero si analizamos la riqueza piscícola de bogas y piscardos (únicas especies infectadas, **apartado 14.2.1**) respecto del resto de especies en este punto, vemos cómo, aunque existe un gran número de bogas capturadas en el mismo (Tabla 3.7), esto no es así en el caso de los piscardos, y su mayor riqueza la encontramos en los tramos altos de los ríos (Tabla 3.11). Así que, a la hora de discutir estos resultados, nos inclinamos por las características ambientales de esta zona (*Arl*) (condiciones hidrológicas, calidad del agua, abundancia de hospedadores intermedios y/o definitivos), que pueden estar convirtiendo este lugar en el sitio idóneo para el desarrollo del ciclo vital de este parásito.

Existen varios factores abióticos que podrían condicionar, al menos de una forma directa, a la supervivencia y a la realización del ciclo biológico de estos endoparásitos, especialmente en su fase de vida libre, ya que éstos son más sensibles a los cambios bruscos en las condiciones hidrológicas de la corriente, y sufrir una mayor mortalidad (Esch y cols., 1990). En los tramos altos de los ríos y en ciertos sectores de los tramos medio, el flujo de agua es demasiado turbulento y puede actuar como factor negativo en la transmisión tanto de los miracidios (Morley y cols., 2004) como de las cercarias (Kamenskii, 1969).

Muchos autores indican que la presencia de numerosos sistemas molusco-pez hospedador-aves piscívoras configuran el ambiente ideal para el establecimiento del ciclo vital de estos helmintos (Loy y Hass, 2001; Skirnisson y cols., 2004). Morley y cols. (2004) sugieren que la transmisión de las larvas puede estar directa e indirectamente regulada por la inestabilidad física del hábitat acuático, lo cual a su vez está conectado con la cantidad y calidad de hospedadores. Así pues, las



peculiaridades ecológicas e hidrológicas de este tipo de ambiente, con aguas de curso más lento y por lo tanto de mayor estabilidad ambiental, ofrecen las mejores condiciones para el desarrollo de hospedadores intermedios (moluscos gasterópodos) y definitivos (aves piscívoras) de los parásitos (de Bont y de Bont Hers, 1952; Lombard, 1968; Paperna, 1968a, 1980; Vannote y cols., 1980; Dudgeon, 1984; Edwards y Broker, 1984; Ward, 1986).

También hay que considerar la influencia de la distribución geográfica de los propios peces hospedadores sobre su parasitofauna, y que, entre otros factores, depende de la presencia de hospedadores intermedios y/o definitivos en esa zona (Dogiel y cols., 1961). La presencia de aves acuáticas en los límites de distribución de ciertas especies de peces, condiciona la completa realización del ciclo biológico de los digenéticos (Chubb, 1979). En ocasiones, los peces cubiertos de puntos negros pueden sufrir en mayor medida la depredación por parte de las aves piscívoras (Hoole y cols., 2001), que además diseminan los huevos de los parásitos a largas distancias (Kamenskii, 1971). Así se ha descrito en el caso de las garzas y los ciprínidos en el Mar Caspio (Dubinin, 1949), del somormujo lavanco en perca en Inglaterra (Kennedy y Borrough, 1977) y del cormorán sobre poblaciones de peces en los lagos de Dakota del Sur (metacercarias de *H. triloba*) (Huggins, 1957).

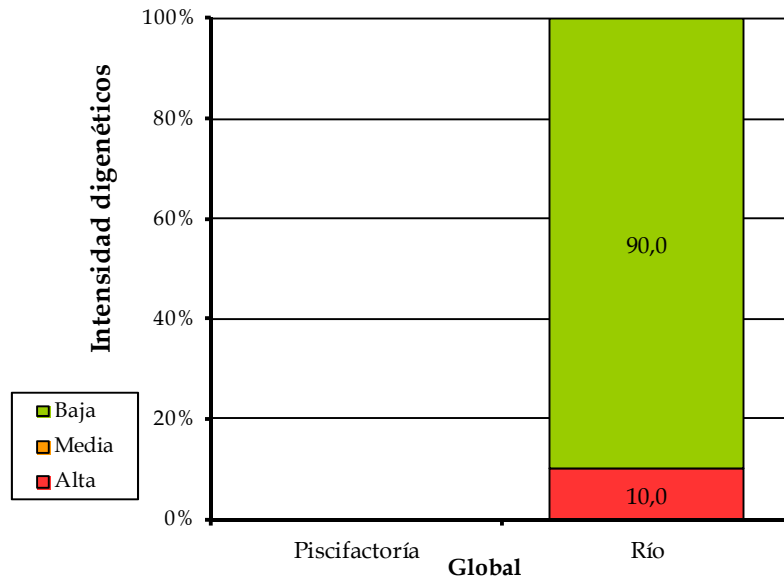
La mayor prevalencia de infección en las poblaciones de caracoles normalmente tiene lugar en aguas lentas, de pequeño cauce, someras (Blair, 1973), más que en aguas fluyentes. Esto puede ser debido al hecho de que los huevos de los parásitos que emergen desde las aves piscívoras están presentes a una mayor concentración en este tipo de ambiente, aumentando así la probabilidad de encuentro entre el molusco y el miracidio (Faltýnková, 2005). Una hipótesis parecida fue propuesta hace un siglo por Wikgren (1956), quien sugirió que la prevalencia de trematodos en las poblaciones de moluscos dependía de la densidad de miracidios eclosionados, la densidad de las poblaciones de los moluscos, los movimientos de agua y la fauna de aves en el área. De hecho, cuando ciertos ambientes no ofrecen la necesaria diversidad de hospedadores para estos parásitos de ciclo indirecto, se observa una bajada en su prevalencia (Overstreet y Howse, 1977).

Posteriormente, el contacto de las cercarias con los peces se ve favorecido cuando éstos frecuentan aguas someras y cálidas, donde abundan moluscos, como se ha comprobado en poblaciones de ciprínidos del río Volga (Kamenskii, 1969).

Sólo se detectó el parásito en el tramo medio del río Arlanza (*Arl*), y la intensidad de parasitación por metacercarias de *H. triloba* fue alta en un 10% de los ciprínidos infectados (Figura 14.11).

Cabe mencionar que en la piscifactoría muestreada (*Pisc*) no se registró la presencia de digenéticos (Tabla 14.7), ya que en los peces cultivados también está condicionada por la existencia de sus hospedadores intermedios (Álvarez-Pellitero, 1988), que encuentran únicamente en los sistemas extensivos las mejores condiciones para desarrollarse (De Bont y De Bont-Hers, 1952; Lombard, 1968; Paperna, 1968a, 1980). Según algunos autores, los caracoles, que son devorados por los peces, sólo proliferan en lagunas mesotróficas con un substrato firme (tierra o grava) y poca biomasa piscícola (Paperna, 1995; Álvarez-Pellitero, 1988). Por lo tanto, las infecciones por metacercarias ocurren sólo esporádicamente en sistemas de lagunas de tierra, y estos episodios, que en algunos casos han resultado en la muerte de los peces cultivados (Mitchell y cols., 1982), están restringidos a una única estación de crecimiento (Chubb, 1979; Paperna, 1980).

Figura 14.11. Intensidad de infestación por metacercarias de *H. triloba* para las distintas localizaciones de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)



Significación estadística no calculable

### 14.3.3. Calidad del agua

Aunque ninguno de los parámetros de calidad de agua medidos en el punto de muestreo Arl se ha comportado como factor de riesgo en la presentación de infecciones por *H. triloba*, cuando analizamos el conjunto de los datos de calidad de agua en este punto (Tabla A2.50), observamos que, en general, muestra valores elevados de temperatura, conductividad y contenido en nutrientes, favoreciendo en este sentido la realización completa del ciclo biológico.

Las aguas ricas en nutrientes (mayores en los tramos medios; Tabla 2.12), favorecen la biodiversidad con la aparición de multitud de especies piscícolas, aves y moluscos (Paperna, 1995). Algunos de estos moluscos son muy exigentes en cuanto a la calidad del hábitat acuático (Paperna, 1968a,b), pudiendo afectar de forma indirecta a la transmisión de metacercarias (Khalil, 1963, 1969; Paperna, 1964d, 1980; Britz y cols., 1985; Yekutieli, 1985; Finkelman, 1988). También se ha observado que, cuando cambia la población de hospedadores intermedios bajo la influencia de la conductividad (salinidad) (mayor en los tramos medios; Tabla 2.12), aquellos parásitos con un ciclo de vida indirecto como es el caso de los trematodos, que dependen de ellos para completar su ciclo vital, también cambian (Bykhovski, 1936a).

Finalmente, la temperatura (mayor en los tramos medios; Tabla 2.12) es uno de los factores más importantes en la realización completa del ciclo vital del parásito, y sus variaciones estacionales, por lo tanto, van a reflejarse en las mayores o menores prevalencias y/o intensidades de parasitación en los peces (Chubb, 1979). La temperatura afecta al ritmo de desarrollo de cada una de las fases vitales de los parásitos (Kendall, 1965), por lo que va a ser determinante en el tiempo que éstos necesitan para completar su ciclo vital (Chubb, 1979). Así, afecta al ritmo de maduración de los huevos (Bauer y cols., 1964), a la presencia de hospedadores intermedios (Kamenskii, 1969), a la tasa de desarrollo de las cercarias en los moluscos (Kendall, 1965), existiendo una temperatura mínima por debajo de la cual no se

liberan e invaden al pez hospedador (Chubb, 1979); también existe una temperatura óptima para la transformación de las cercarias a metacercarias dentro del pez hospedador (Bauer y cols., 1964), de manera que por debajo de una temperatura mínima se detiene su formación dentro de los peces (Chubb, 1979); asimismo, existe una temperatura óptima de desarrollo de las metacercarias (Vladimirov, 1960), afectando al ritmo de desarrollo de los quistes (McQueen y cols., 1973), que se acelera cuando ésta aumenta (Dönges, 1964, 1965; Hoffman y Putz, 1965); finalmente, afecta a la supervivencia (tiempo de permanencia) de las metacercarias sobre el cuerpo del hospedador (Dönges, 1964, 1965).

## 15. GLOQUIDIOS (*UNIO* SP.)

### 15.1. Etiología

#### 15.1.1. Clasificación taxonómica

---

La sistemática de la Superfamilia Unionoidea está basada en los trabajos de Haas (1969) y de Simpson (1900). En la última década del siglo XX e inicio del XXI se revisa la taxonomía de las náyades ibéricas (Araujo y cols., 2005; Reis y Araujo, 2009). En nuestro trabajo, aceptamos la siguiente:

- Phylum Mollusca Jonstonus, 1650
- Clase Pelecypoda Goldfuss, 1920 (syn. Bivalvia)
- Orden Unionoidea Stoliczka, 1871
- Superfamilia Unionoidea Rafinesque, 1820
- Familia Unionidae Rafinesque, 1820
- Subfamilia Unioninae Rafinesque, 1820
- Género *Unio* Phillipson, 1788
- Especies en la Península Ibérica: *Unio mancus* Lamarck, 1819, *U. gibbus* Spengler, 1793, *U. delphinus* Spengler, 1793, *U. tumidiformis* Castro, 1885, *U. ravoisieri* Deshayes, 1847).

Existen unas 1.000 especies de uniónidos (Superfamilia Unionoidea) descritas hasta el momento en todo el mundo (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009).

#### 15.1.2. Ciclo vital y transmisión

---

En los bivalvos de agua dulce (náyades) del Orden Unionoidea, la fecundación y la incubación de los huevos fertilizados se realizan en las branquias (Velasco y Romero, 2006); los del Género *Unio* son unisexuales (dioicos), y para la incubación utilizan las dos láminas branquiales externas de la hembra, que se reproduce 1-5 veces durante el período reproductor (Araujo y cols., 2000, 2005; Bauer, 2001).

A partir del huevo fertilizado se desarrolla una larva con una morfología tan distinta que cuando se descubrió se consideró una especie diferente, al que se denominó *Glochidium parasiticum* (Velasco y Romero, 2006).

Los cientos de miles de gloquidios (80.000-250.000, en función de la especie y el tamaño) que produce cada hembra grávida son liberados posteriormente al agua; las larvas no nadan activamente y sólo pueden sobrevivir unos pocos días de forma planctónica. Estudios realizados sobre *Unio* spp. europeo indican que éstos deben encontrar un pez hospedador en 3 días, o sino mueren (Velasco y Romero, 2006). En la Península Ibérica, su liberación se realiza entre finales de febrero y octubre, dependiendo de las especies (Araujo y cols., 2000; Araujo y cols., 2009; Reis y Araujo, 2009).

Para que se produzca la infección, en ocasiones sólo es necesario que el pez pase cerca del molusco adulto, y con su movimiento estimule la liberación de los gloquidios (Velasco y Romero, 2005).

Cuando entran en contacto con el pez hospedador, se anclan a las superficies externas mediante el filamento del biso mientras cierran de golpe sus valvas dentadas (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964) (Figura 15.1). Cuando se fijan al pez, los tejidos de éste forman un quiste a su alrededor, y sufren metamorfosis (Hoffman, 1998; Velasco y Romero, 2006). Esta fase parásita normalmente dura de 10 a 30 días, aunque en algunos casos puede alcanzar hasta 190 días (Hoffman, 1998). Así, como parásitos, permanecen durante varios meses, y en el caso de *U. crassus*, requieren 27 días en el ciprínido hospedador para desarrollarse y formar juveniles (Hoole y cols., 2001). Cuando se abre el quiste, los juveniles (minúsculas náyades) caen al fondo, donde crecen y, en varios años, alcanzan la madurez sexual (Velasco y Romero, 2006).

### 15.1.3. Descripción morfológica

Los adultos de los miembros del Phylum Mollusca presentan varias características distintivas, entre las que destacan la presencia de varios pares de branquias (ctenidios) y un sistema vascular de tipo hemocélico; son generalmente dioicos, con fertilización externa y desarrollo planctónico (fases larvianas trocófora y velígera) (Brusca y Brusca, 2003).

Los bivalvos presentan una concha formada por dos valvas, unidas por un ligamento, y articuladas a través de la charnela; ésta es segregada por el manto, y está constituida por tres capas; su pie está modificado para excavar en el sustrato, donde entierran la parte anterior de su concha; a cada lado de éste hay dos branquias dobles (Velasco y Romero, 2006).

Los uniónidos (pertenecientes al Orden Unionoidea, Superfamilia Unionoidea), también conocidos como mejillones o almejas de río o náyades, cuando son adultos viven semienterrados y son filtradores; las branquias las utilizan también como marsupio para incubar los huevos (Velasco y Romero, 2006). Sus larvas (gloquidios) están dotadas de una serie de células sensoriales y ganchos, dientes y/o filamentos en el margen anterior de cada valva (Figura 15.1), con los que se aferran al pez (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964; Velasco y Romero, 2006).

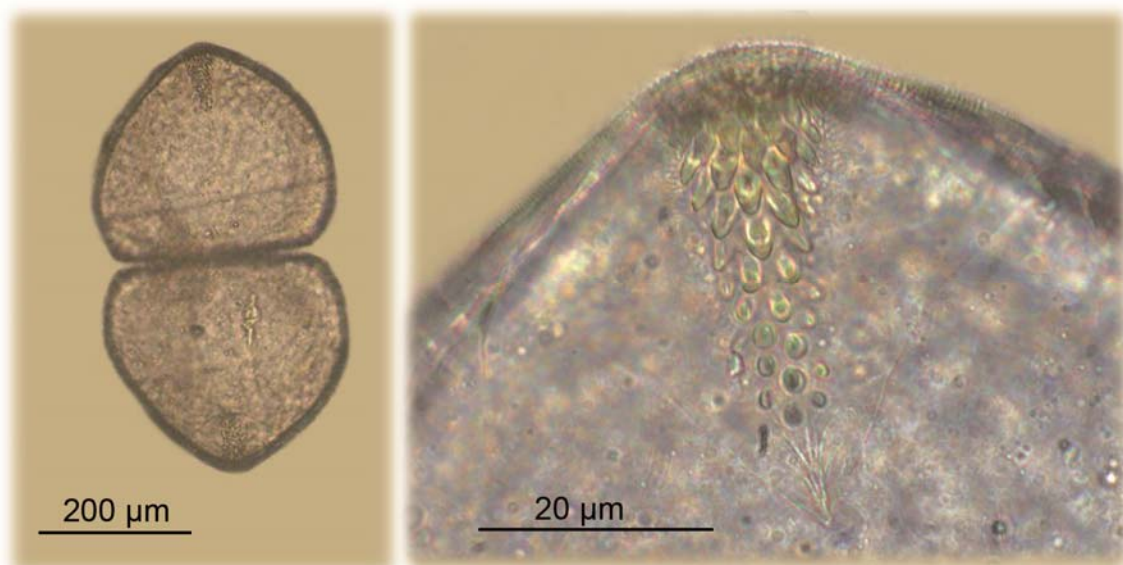


Figura 15.1. Gloquidio de *Unio* sp. en branquias de bermejuela (río Eresma) mostrando las dos valvas abiertas y unidas por el ligamento (izquierda); detalle morfológico de las espinas del órgano de anclaje de una de las valvas (derecha) (microscopía óptica).

Las características diagnósticas de los gloquidios de la Familia Unionidae se basan en el tamaño, estructura y forma de las valvas y en sus espinas o ganchos (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964; Ellis, 1978; Nagel y cols., 1998). La mayoría se caracterizan por un filamento adhesivo, denominado biso provisional (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964); el tamaño de su concha se encuentra entre 0,05-0,45  $\mu\text{m}$ , dependiendo de la especie (Hoole y cols., 2001).

En la Subfamilia Unioninae, éstos son de tipo anodontino, es decir, de contorno triangular y armados con fuertes dientes en el borde ventral (Velasco y cols., 2006). El Género *Unio*, en el cual se reconocen hasta 5 especies nativas en España (Araujo y cols., 2009), miden unos 0,20 mm, y están dotados de un gancho en el vértice ventral y con filamento adhesivo corto (Velasco y Romero, 2006). Mediante microscopía electrónica de barrido, Giusti (1973) describió la concha y las estructuras de anclaje: su superficie está cubierta por numerosas protuberancias y agujeros; la estructura de anclaje, en ambas valvas, está situada en el ápice anterior y posee numerosas espinas puntiagudas que se fijan fuertemente a los tejidos del pez hospedador (Figura 15.1). Su alimentación se produce por medio de absorción osmótica (Markov, 1961).

A lo largo del trabajo se obtuvieron un total de de cuatro gloquidios para su estudio morfométrico cuyo resultado se exponen en la Tabla 15.1.

Tabla 15.1. Medidas de la valva de los gloquidios correspondientes al Género *Unio* sp.

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Anchura máxima de la valva ( $\mu\text{m}$ )	4	203,75	26,89	175,00	240,00

## 15.2. Factores dependientes del hospedador

### 15.2.1. Rango de hospedadores y especificidad

Los miembros del Orden Unionoida habitan las aguas dulces de todos los continentes, excepto el Antártico (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009). Las dos familias ibéricas (Margaritiferidae y Unionidae) tienen una amplia distribución mundial (Haas, 1969; Graf y Cummins, 2007; Bogan, 2008). Algunas de sus especies se encuentran únicamente en un hospedador, mientras que otras tienen poca especificidad (Hoffman, 1988). Según Araujo y cols. (2009), es frecuente la especificidad entre náyades y peces. Algunas parasitan exclusivamente peces del Género *Salmo*, mientras que otras parasitan un amplio abanico de especies, fundamentalmente de la Familia Cyprinidae (Velasco y Romero, 2006).

Dentro de los moluscos uniónidos, hay especies cuyos gloquidios son específicos de hospedador, mientras que otras tienen un rango más amplio (Hoffman, 1998; Velasco y Romero, 2006).

El Género *Unio* tiene una distribución paleártica, y habita en todo tipo de tramos (excepto zonas de alta montaña), prefiriendo las orillas de fondo arenoso y las zonas próximas a las raíces de la vegetación de ribera (Araujo y cols., 2009). En la Península Ibérica puede encontrarse en la mayor parte de los cauces de aguas permanentes, parasitando a más de una docena de especies (barbos, piscardos y otros ciprínidos, espinosos, percas, blenios, etc.). En Castilla y León son las náyades más comunes, y se ha citado su presencia en las cuencas de los ríos Ebro, Tajo y Duero (Velasco y Romero, 2006). En Europa, está en franca regresión (Araujo y cols.,

2009), y en la Península Ibérica, es uno de los grupos animales más amenazados de desaparición, debido a la alteración de su hábitat, a la contaminación y la presencia de especies acuáticas invasoras (Bogan, 1993; Ricciardi y cols., 1998; Lydeard y cols., 2004; Strayer y cols., 2004); esta disminución de las poblaciones de náyades se ha visto ya en los ríos peninsulares (Verdú y Galante, 2006; Barea y cols., 2008; Gómez y Araujo, 2008).

Las distintas especies ibéricas de *Unio* sp. han sido citadas, en ocasiones a partir de infecciones experimentales, en varios géneros de ciprínidos (*Barbus* spp., *Squalius* spp., *Chondrostoma* spp., *Phoxinus* spp.), así como en especies de otros grupos (*Blennius* sp. y *Gasterosteus* sp.) (Generalitat de Catalunya, 2004; Araujo y cols., 2005; Araujo y cols., 2009).

En nuestro caso, hemos encontrado gloquidios del Género *Unio* sp. en cinco de las siete especies de ciprínidos analizadas, variando la prevalencia de parasitación entre todas ellas, con los valores más altos en los bordallos (8,33%) y los más bajos en los piscardos (0,47%) (Tablas 15.2 y 15.3). No podemos concluir, a partir de los mismos, que estas fases larvianas de moluscos estén mostrando una preferencia por una u otra especie, es decir, que muestren una especificidad estricta; consideramos, más bien, que es un reflejo de una especificidad a nivel de familia. Recordemos que a la hora de evaluar dicha especificidad, no es suficiente con encontrar que un parásito es capaz de sobrevivir en un pez (presencia) (Bykhovski, 1957), sino que también es necesario determinar qué hospedador determina las condiciones óptimas de vida, sobre o dentro del mismo, así como las condiciones ecológicas bajo las cuales éste vive (Shulman, 1961), y que éstas podrían estar jugando un papel determinante en la infección.

La intensidad de parasitación fue baja en todos los casos, y no se observaron diferencias significativas, ni en el conjunto de la población estudiada, ni entre aquellas especies piscícolas capturadas únicamente en los tramos medios (Figura 15.2).

Tabla 15.2. Prevalencia de infección (%) por gloquidios del Género *Unio* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Especie	Tramo alto	Tramo medio	Total	p
<b>Barbo</b>	0,00 (0,00-63,16)	0,72 (0,00-2,12)	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,836 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-95,00)	5,88 (0,00-13,79)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,730 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	-	4,40 (0,18-8,61)	<b>4,40</b> <b>(0,18-8,61)</b>	nc
<b>Bordallo</b>	-	8,33 (0,00-23,97)	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	nc
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-95,00)	0,00 (0,00-1,72)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	0,00 (0,00-1,46)	11,11 (0,00-31,64)	<b>0,47</b> <b>(0,00-1,33)</b>	0,011 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,42)</b>	<b>1,96</b> <b>(0,69-3,23)</b>	<b>1,35</b> <b>(0,47-2,22)</b>	0,009 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	nc	0,008 <sup>RV</sup>	0,008 <sup>RV</sup>	

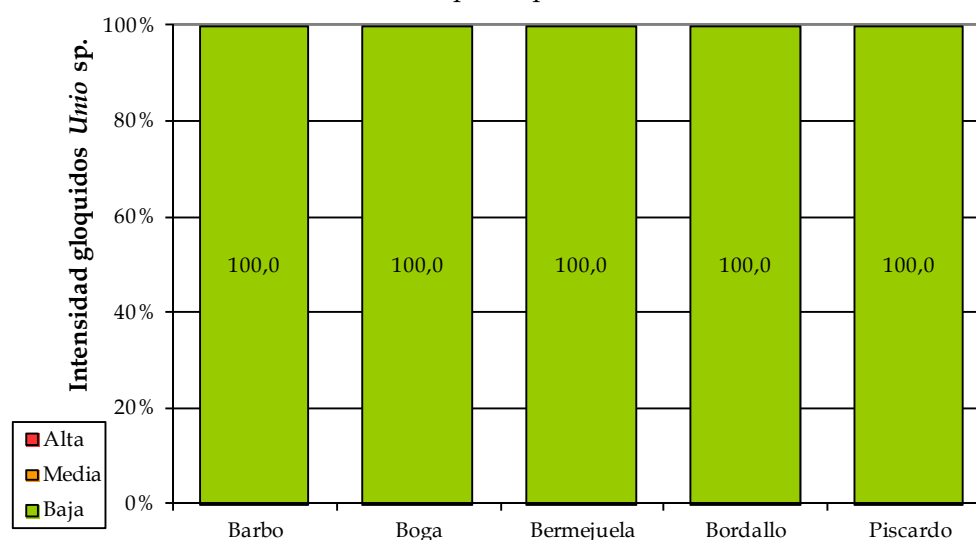
<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 15.3. Prevalencia de infección (%) por gloquidios del Género *Unio* sp. en las distintas especies estratificadas según los distintos puntos de muestreo

Especie	Arl	Dur	Er	Uc-M	Rev	Uc-A	Total	p
<b>Barbo</b>	7,69 (0,00-22,18)	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-7,58)	0,00 (0,00-63,16)	-	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,303 <sup>RV</sup>
<b>Bermejuela</b>	0,00 (0,00-77,64)	0,00 (0,00-31,23)	33,33 (0,00-71,05)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,103 <sup>RV</sup>
<b>Boga</b>	7,14 (0,40-13,89)	-	0,00 (0,00-9,81)	0,00 (0,00-39,30)	-	-	<b>4,00</b> <b>(4,40-8,61)</b>	0,135 <sup>RV</sup>
<b>Bordallo</b>	0,00 (0,00-45,07)	0,00 (0,00-95,00)	16,67 (0,00-46,49)	-	-	-	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,478 <sup>RV</sup>
<b>Gobio</b>	0,00 (0,00-20,58)	0,00 (0,00-2,24)	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-15,33)	-	0,00 (0,00-95,00)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
<b>Piscardo</b>	11,11 (0,00-31,64)	-	-	-	0,00 (0,00-1,99)	0,00 (0,00-5,30)	<b>0,47</b> <b>(0,00-1,39)</b>	0,040 <sup>RV</sup>
<b>Total</b>	<b>6,12</b> <b>(1,38-10,87)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	<b>2,80</b> <b>(0,00-5,93)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-3,67)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,95)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-5,12)</b>	<b>1,35</b> <b>(0,47-2,22)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,701 <sup>RV</sup>	nc	0,007 <sup>RV</sup>	nc	nc	nc	0,008 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Figura 15.2. Intensidad de parasitación por gloquidios de *Unio* sp. en las distintas especies piscícolas estudiadas



Significación estadística no calculable

## 15.2.2. Localización en el hospedador

Las fases parásitas de las larvas de moluscos uniónidos se encuentran normalmente en las branquias o las aletas de los peces (Coker y cols., 1921), así como en la superficie corporal próxima al opérculo (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009). En nuestro estudio, la totalidad de los gloquideos identificados fueron hallados en las branquias, independientemente de la especie afectada (Tabla 15.4 y Figura 15.3).



Tabla 15.4. Localización de gloquidios de *Unio* sp. en los ciprínidos analizados

	Piel		Branquias		Ambos		Total
	n	%	n	%	n	%	n
Barbo	0	0,00	1	100,00	0	0,00	1
Bermejuela	0	0,00	2	100,00	0	0,00	2
Boga	0	0,00	4	100,00	0	0,00	4
Bordallo	0	0,00	1	100,00	0	0,00	1
Gobio	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
Piscardo	0	0,00	1	100,00	0	0,00	1
Tenca	0	0,00	0	0,00	0	0,00	0
<b>Total</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>9</b>	<b>100,00</b>	<b>0</b>	<b>0,00</b>	<b>9</b>

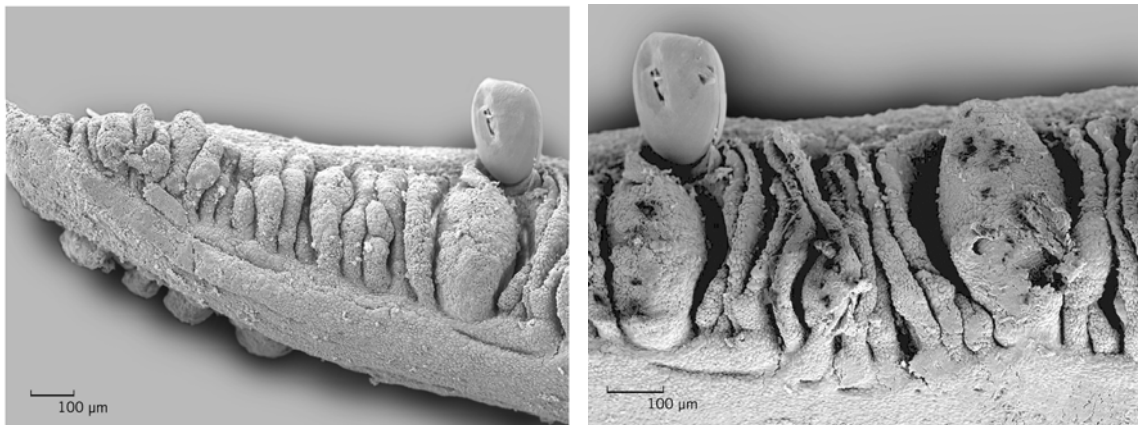


Figura 15.3. Gloquidio de *Unio* sp. con las dos valvas cerradas y el aparato de anclaje (espinas) pinzando los filamentos de las branquias de un barbo (río Arlanza) (derecha, en mayor detalle) (fotografía en microscopio electrónico de barrido, SEM).

### 15.2.3. Efectos sobre el hospedador

Cuando el gloquidio se ancla al pez, el epitelio de éste prolifera y cubre gradualmente al parásito, formándose un quiste que revienta cuando el parásito ha madurado (Bykhovskaya-Pavlovskaya y cols., 1964). Si los niveles de parasitación son bajos, los peces no muestran un daño aparente, pero en procesos severos, especialmente cuando son afectadas las branquias, pueden causar serios problemas sanitarios, incluso la muerte por anoxia, especialmente en aquellos animales más jóvenes (Murphy, 1942).

En este sentido, y ya que el número de gloquidios expulsados cada vez (entre 25.000 y 80.000) varía en función de la especie y el tamaño de las hembras (Velasco y Romero, 2006), la cantidad de gloquidios liberados al medio acuático que van a tener efecto sobre el pez puede llegar a ser diferente.

### 15.2.4. Efectos sobre las poblaciones de peces e importancia económica

Los moluscos uniónididos tienen una gran importancia ecológica en el funcionamiento de los sistemas acuáticos continentales, y la presencia de unas buenas comunidades puede considerarse como un buen indicador del estado ecológico de estos ecosistemas (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009), representando el grupo

taxonómico con mayor biomasa en un ecosistema sin modificar (Negus, 1966). Intervienen, además, en la dinámica de los nutrientes de los sistemas acuáticos, filtrando fitoplancton, bacterias y materia orgánica del agua y sedimento y colaborando en la oxigenación del fondo de los mismos (Strayer y cols., 1999; Vaughn y cols., 2008).

Sin embargo, como se ha señalado anteriormente, en ciertas ocasiones pueden llegar a provocar mortalidad en las poblaciones ícticas (Murphy, 1942), lo cual puede tener importancia económica cuando las especies que mueren son importantes desde el punto de vista comercial.

### 15.2.5. Factores de riesgo intrínsecos

A lo largo del estudio, no se observaron diferencias significativas en función del sexo, ni en el cálculo de prevalencias (Tabla 15.5) ni con respecto a las intensidades de parasitación.

Tabla 15.5. Prevalencia de infección (%) por gloquidios de *Unio* sp. según el sexo del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	Machos	Hembras	Total	p
Barbo	0,00 (0,00-4,02)	1,69 (0,00-4,99)	0,76 (0,00-2,24)	0,203 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-34,82)	11,11 (0,00-25,63)	8,00 (0,00-18,63)	0,240 <sup>RV</sup>
Boga	5,08 (0,00-10,69)	3,57 (0,00-10,45)	4,60 (0,20-9,00)	0,748 <sup>RV</sup>
Bordallo	14,29 (0,00-40,21)	0,00 (0,00-63,16)	10,00 (0,00-28,59)	0,383 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-5,12)	0,00 (0,00-4,95)	0,00 (0,00-2,55)	nc
Piscardo	0,00 (0,00-9,50)	0,00 (0,00-2,04)	0,00 (0,00-1,70)	nc
Tenca	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-5,40)	0,00 (0,00-3,27)	nc
<b>Total</b>	<b>1,49</b> <b>(0,04-2,93)</b>	<b>1,19</b> <b>(0,03-2,35)</b>	<b>1,26</b> <b>(0,39-2,13)</b>	0,662 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,059 <sup>RV</sup>	0,047 <sup>RV</sup>	0,002 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Por otro lado, si analizamos la condición somática de los individuos parasitados frente a los no parasitados, observamos que, en el caso de los barbos y las bermejuelas, los ejemplares infectados por gloquidios presentan una condición significativamente mayor que los no infectados (Tabla 15.6). En primer lugar, tenemos que considerar que estos valores del índice de condición, lejos de permanecer constantes, pueden sufrir cambios estacionales (Mann, 1980b; Lobón-Cerviá, 1982; Rincón y Lobón-Cerviá, 1989), cuya marcada influencia se discute en el apartado 15.3.1. En segundo lugar, y dado que el valor de este parámetro puede ser indicativo de un debilitamiento de los peces (Lobón-Cerviá y Elvira, 1981; Granado-Lorencio, 2002), podríamos pensar que aquellos ejemplares con una mejor condición somática están mostrando un comportamiento mucho más activo, y que esta mayor actividad podría estar actuando como estímulo en la liberación de los gloquidios por parte de los moluscos adultos al sentir el paso cercano de los peces (Velasco y Romero, 2005).

Tabla 15.6. Índice de condición de los ejemplares infectados y no infectados por gloquidios de *Unio* sp.

Estrato	IC en infectados	IC en no infectados	p <sup>MW</sup>
Barbos	3512,812	900,491 ± 838,649	0,028
Bermejuelas	216,085 ± 5,656	157,307 ± 32,300	0,020

<sup>MW</sup> Significación estadística según prueba de Mann-Whitney

Nuestros resultados muestran cómo aquellos ejemplares que están en período de freza presentan una prevalencia significativamente mayor, especialmente entre la población de barbos (8,33% de ejemplares parasitados), bogas (18,18%) y bordallos (50,0%); en reposo reproductivo no se observó infección, sin embargo, en ninguna de las especies consideradas (Tabla 15.7). Existen varios factores que podría explicar dicha situación. En primer lugar, y en el caso de los barbos, los ejemplares capturados en época de freza han sido los de mayor índice de condición (factor discutido en el apartado anterior) y un mayor tamaño (edad) (Tabla 3.6); ya que existen referencias de inmunidad adquirida por parte de los peces después de una infección con gloquidios (Reuling, 1919; Arey 1932), podríamos pensar que los ejemplares de menor edad, y que no han desarrollado los mecanismos inmunológicos de control de la infección, podrían haber sufrido una mayor mortalidad y por lo tanto estarían presentes en menor proporción dentro de la población diana, ya que los individuos juveniles (o de pequeño tamaño), ante una infección severa por gloquidios, pueden sufrir más daños e incluso la muerte (Hoole y cols., 2001).

Tabla 15.7. Prevalencia de infección (%) por gloquidios de *Unio* sp. según el estado reproductivo (freza) del hospedador estratificadas según las distintas especies de peces

Especie	En freza	Reposo reproductivo	Total	p
Barbo	8,33 (0,00-23,97)	0,00 (0,00-2,28)	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,025 <sup>RV</sup>
Bermejuela	0,00 (0,00-52,71)	6,45 (0,00-15,10)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,479 <sup>RV</sup>
Boga	18,18 (2,06-34,30)	0,00 (0,00-4,25)	<b>4,40</b> <b>(0,18-8,61)</b>	0,001 <sup>RV</sup>
Bordallo	50,00 (0,00-100,00)	0,00 (0,00-25,89)	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,043 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-8,68)	0,00 (0,00-2,10)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,71)</b>	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,67)	0,75 (0,00-2,22)	<b>0,47</b> <b>(0,00-1,39)</b>	0,331 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-2,84)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	3,68 (0,79-6,57)	0,48 (0,00-1,03)	<b>1,15</b> <b>(0,40-1,90)</b>	0,001 <sup>X2</sup>
<b>p</b>	0,002 <sup>RV</sup>	0,124 <sup>RV</sup>	0,010 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

En segundo lugar, y como se discute más adelante, debemos pensar que la liberación de gloquidios es un fenómeno estacional, más frecuente en la época primaveral, coincidiendo con la reproducción de estas especies. En este sentido, los parásitos acoplan su ciclo reproductivo a la reproducción de sus peces hospedadores, aprovechando la concentración masiva de individuos (Bykhovski, 1957; Dogiel y cols., 1961; Cone, 1995); además, durante esta época los peces son más susceptibles a

la parasitación (Ginetsinskaya, 1961) debido, entre otros factores, al estrés reproductivo (Dickerson y Dawe, 1995; Wurtsbaugh y Tapia, 1988).

No se han observado, sin embargo, diferencias significativas en la intensidad de parasitación de los peces capturados en función del estado de freza.

### 15.3. Factores dependientes del medio

#### 15.3.1. Estacionalidad

En nuestro estudio, y de forma significativa, la primavera ha sido la estación del año en la cual se ha registrado una mayor prevalencia de parasitación por gloquidios del Género *Unio* sp., tanto cuando hemos considerado los distintos puntos de muestreo (Tablas 15.8, 15.9 y Tabla A15.1) como en función de la especie piscícola analizada (Tabla 15.10). Así, por ejemplo, en los tramos medios de los ríos, las prevalencias de parasitación han oscilado entre 7,02% en primavera, 0,51% en verano y 0,0% en otoño. Estos resultados son coherentes con los observados en la bibliografía revisada, puesto que muestra cómo la reproducción de los bivalvos del Género *Unio* y la liberación de los gloquidios son realizadas desde principios de la primavera hasta principios del otoño (Velasco y cols., 2005); además, este momento de la liberación, y por lo tanto la infección de los peces, puede coincidir con un aumento en la temperatura del agua (Hoole y cols., 2001). Como se ha visto para el caso de otros parásitos de nuestro estudio, estas variaciones en la diversidad, prevalencia e intensidad de parasitación en los peces de agua dulce, pueden ser explicadas por el carácter estacional del ciclo vital de los propios parásitos (Dogiel y cols., 1961; Dogiel, 1964; Chubb, 1977), cuyo desarrollo y reproducción, ajustados a los cambios de temperatura, se aceleran en los meses cálidos del año (Dogiel y cols., 1961; Cattadori y cols., 2005). Como señalan algunos autores (Chubb, 1977), la incidencia de ciertos parásitos aumenta en muchos casos con el aumento de la temperatura durante los meses cálidos. En nuestro clima de latitudes medias, la temperatura es, de hecho, el factor estacional más significativo en la parasitación de los peces, y su influencia es directa sobre aquellos que están presentes en las branquias y/o superficie corporal; determina además, la estación de desarrollo de cada una de las fases vitales de los parásitos, ya que existe un rango fisiológico óptimo para cada una de ellas (Markov, 1961; Chubb, 1979; Esch y cols., 1990).

Tabla 15.8. Prevalencias de infección (%) por gloquidios de *Unio* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río vs. piscifactoría)

Estación	Río	Piscifactoría	Total	p
Primavera	4,19 (1,35-7,03)	0,00 (0,00-25,89)	3,98 (1,28-6,68)	0,361 <sup>RV</sup>
Verano	0,42 (0,00-1,25)	0,00 (0,00-5,30)	0,34 (0,00-1,01)	0,518 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-1,24)	0,00 (0,00-5,93)	0,00 (0,00-1,03)	nc
Total	1,35 (0,47-2,22)	0,00 (0,00-2,59)	1,15 (0,40-1,90)	0,091 <sup>RV</sup>
p	<0,001 <sup>RV</sup>	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Por otra parte, y como ya se ha discutido con anterioridad, los bivalvos parecen hacer coincidir el momento de liberación de los gloquidios con la época de freza de los ciprínidos, factor ligado a las variaciones estacionales y que podría estar explicando también, al menos de forma parcial, nuestros resultados.

Debemos señalar que no se obtuvieron diferencias significativas en función de la estación tal y como podemos observar en la Figura 15.4.

Figura 15.4. Intensidades de infestación por gloquidios de *Unio* sp. para las distintas estaciones del año estratificadas según la localización de los puntos de muestreo (río)

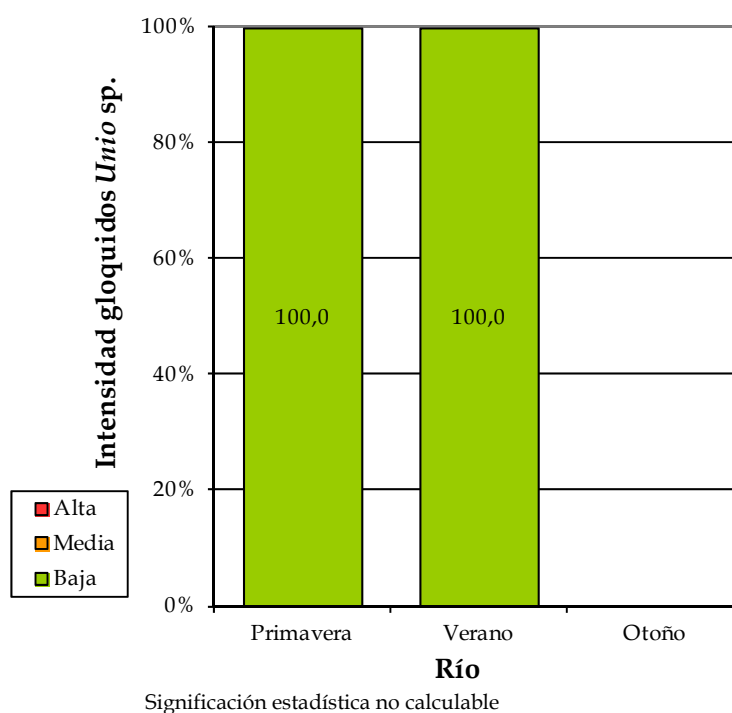


Tabla 15.9. Prevalencias de infección (%) por gloquidios de *Unio* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según los tramos de muestreo (tramo alto vs. tramo medio)

Estación	Tramo alto	Tramo medio	Total (Río)	p
Primavera	0,00 (0,00-3,82)	7,02 (2,33-11,71)	4,19 (1,35-7,03)	0,003 <sup>RV</sup>
Verano	0,00 (0,00-6,88)	0,51 (0,00-1,51)	0,42 (0,00-1,25)	0,532 <sup>RV</sup>
Otoño	0,00 (0,00-3,27)	0,00 (0,00-1,98)	0,00 (0,00-1,24)	nc
Total	0,00 (0,00-1,42)	1,96 (0,69-3,23)	1,35 (0,47-2,22)	0,009 <sup>RV</sup>
p	nc	<0,001 <sup>RV</sup>	<0,001 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

Tabla 15.10. Prevalencias de infección (%) por gloquidios de *Unio* sp. en las distintas estaciones del año estratificadas según las diferentes especies capturadas

Especie	Primavera	Verano	Otoño	Total	p
Barbo	3,45 (0,00-10,09)	0,00 (0,00-4,02)	0,00 (0,00-7,22)	<b>0,70</b> <b>(0,00-2,08)</b>	0,201 <sup>RV</sup>
Bermejuela	22,22 (0,00-49,38)	0,00 (0,00-19,26)	0,00 (0,00-22,09)	<b>5,71</b> <b>(0,00-13,40)</b>	0,055 <sup>RV</sup>
Boga	16,00 (1,63-30,37)	0,00 (0,00-8,94)	0,00 (0,00-8,43)	<b>4,40</b> <b>(0,18-8,61)</b>	0,004 <sup>RV</sup>
Bordallo	20,00 (0,00-55,06)	0,00 (0,00-34,82)	-	<b>8,33</b> <b>(0,00-23,97)</b>	0,170 <sup>RV</sup>
Gobio	0,00 (0,00-3,97)	0,00 (0,00-6,44)	0,00 (0,00-3,14)	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,40)</b>	nc
Piscardo	0,00 (0,00-3,97)	2,22 (0,00-6,53)	0,00 (0,00-3,14)	<b>0,469</b> <b>(0,000-1,388)</b>	0,209 <sup>RV</sup>
Tenca	0,00 (0,00-25,89)	0,00 (0,00-5,30)	0,00 (0,00-5,93)	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,59)</b>	nc
<b>Total</b>	<b>3,98</b> <b>(1,28-6,68)</b>	<b>0,34</b> <b>(0,00-1,01)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-1,03)</b>	<b>1,15</b> <b>(0,40-1,90)</b>	<0,001 <sup>RV</sup>
<b>p</b>	0,003 <sup>RV</sup>	0,709 <sup>RV</sup>	nc	0,010 <sup>RV</sup>	

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud; nc: No calculable

### 15.3.2. Ubicación

De los siete puntos muestreados, únicamente se han encontrado gloquidios en aquellos ciprínidos capturados en los tramos medios del río Arlanza (*ArI*) (6,12% de prevalencia) y del Eresma (*Er*) (2,80%), existiendo diferencias significativas entre todos ellos (Tabla 15.3). Podríamos referirnos a estas zonas como el macroambiente (según el significado de Shulman, 1961) en el cual los adultos de estos moluscos podrían estar encontrando las condiciones óptimas para su anclaje al sustrato (orillas de fondo arenoso y zonas próximas a las raíces) (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009) y para el desarrollo de sus gloquidios debido a la diversidad y abundancia de hospedadores de la Familia Cyprinidae (Encina y cols., 2006; Velasco y Romero, 2006).

Se trata, además, de dos zonas situadas en los tramos medios de los ríos, y las características ambientales que encontramos en ellos serían las más favorables para su desarrollo (Velasco y Romero, 2006): contenido de nutrientes (Tabla A2.12), esenciales para las microalgas de las que se alimentan, profundidad, granulometría del fondo, etc. La temperatura del agua, mayor en estos tramos (Cummins, 1977), y uno de los factores más significativo en la parasitación de los peces en los climas de latitudes medias, podría estar influencia directa sobre aquellos que están presentes en las branquias y/o superficie corporal (Markov, 1961; Chubb, 1979; Esch y cols., 1990), como es el caso de los gloquidios.

La intensidad de parasitación, baja en el 100% de los casos, no sería por lo tanto significativamente diferente entre los diferentes puntos de muestreo considerados.

### 15.3.3. Calidad del agua

Cuando analizamos los datos de calidad fisicoquímica y microbiológica, en ningún caso hemos observamos que ninguno de los parámetros analizados se comporte como factor de riesgo con respecto a la presencia de gloquidios. Aunque, como ya hemos

señalado, estos organismos, por una parte actúan en la dinámica de nutrientes de los sistemas acuáticos (Strayer y cols., 1999; Vaughn y cols., 2008) y, por otra, debido a su sensibilidad que presentan a la contaminación, son excelentes indicadores de la calidad del agua (Velasco y Romero, 2006; Araujo y cols., 2009).

## 16. CONCLUSIONES

Bajo nuestras condiciones de estudio, se han obtenido las siguientes conclusiones:

PRIMERA: En función de las características morfológicas se han identificado once grupos de parásitos en las especies ciprínícolas que habitan en la cuenca del río Duero, entre los cuales se describen por primera vez *Tripartiella* sp. e *Hysteromorpha triloba*.

SEGUNDA: Las características de los ciclos y estrategias vitales de las poblaciones ciprínícolas estudiadas, así como las características climáticas y orográficas que definen la cuenca del río Duero, son los principales factores que condicionan el equilibrio dinámico de la relación parásito-hospedador.

TERCERA: Se ha observado una baja calidad global del medio acuático, que se acentúa debido a variaciones estacionales que comprometen el mantenimiento de la ictiofauna, especialmente durante la época estival.

CUARTA: Se ha constatado que las actividades antropogénicas influyen negativamente en el estado sanitario de las poblaciones de ciprínidos estudiadas, que presentan mayores prevalencias de parasitación e intensidades de infestación.





## 17. BIBLIOGRAFÍA

- Abdelhalim AI, Lewis JW, Boxshall GA. The life-cycle of *Ergasilus sieboldi* Nordmann (Copepoda: Poecilostomatoida), parasitic on British water fish. *Journal of Natural History*, 1991; 25: 559-582.
- Abrosovn VN, Bauer ON. Die Peladmarane - ein neues Object der Fischwirtschaft. *Zeitschrift für Fischkunde.*, 1961; 10: 299-307 (en alemán).
- Abrosovn VN, Bauer ON. Ergasilosis of the 'peled' whitefish (*Coregonus peled*) in the Pskov region. *Bulletin of the State Scientific Research Institute of Lake and River Fisheries*, 1959; 49: 222-226.
- Ahmed ATA. Morphology and life history of *Trichodina reticulata* from goldfish and other carps. *Fish Pathology*, 1977; 12: 21-31.
- Akhmerov AKh. A new species of monogenean from the gills of carp in the Amur and its distribution area. *Bulletin of the Institute of Freshwater Fisheries, Leningrad.* 1948; XXVII.
- Alabaster JS, Lloyd R. *Water quality criteria for freshwater fish*. Butterworth Scientific, Londres. 1982; 361 pp.
- Albadejo JD, Arthur JR. Some trichodinids (Protozoa: Ciliophora: Peritrichida) from freshwater fishes imported into the Philippines. *Asian Fisheries Science*, 1989; 3: 1-25.
- Allison R, Kelly HD. An epizootic of *Ichthyophthirius multifiliis* in a river fish population. *Progressive Fish Culturist*, 1963; 25: 149-150.
- Almaça C. Zoogeografía e especiação dos ciprínidos da Península Ibérica. *Sociedade Portuguesa de Ciências Naturais*, 1976; 4: 1-28.
- Altaba CR. La náyade *Margaritifera auricularia*. *Biológica*, 1999; 36: 62-63.
- Altinok I, Kart I. Molecular diagnosis of fish diseases: a review. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 2003; 3: 131-138.
- Álvarez-Pellitero MP. Tesis Doctoral: *Helminthosis de la Trucha en León*. Institución "Fray Bernardino de Sahún" de la Excema. Diputación Provincial (C.S.I.C.), León. 1979; 266 pp.
- Álvarez-Pellitero MP. Enfermedades producidas por parásitos de peces. En: Espinosa de los Monteros J, Labarta U (eds). *Patología en Acuicultura*. Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica (CAICYT), 1988; 215-326.
- Álvarez-Pellitero P. Fish immunity and parasite infections: from innate immunity to immunoprophylactic prospects. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 2008; 126(3-4): 171-198.
- Álvarez-Pellitero MP, Simón Vicente F, Pereira Bueno JM. Caryophyllidean cestodes in cyprinid fishes of Duero Basin (Spain). *4<sup>th</sup> International Congress of Parasitology, 19-26 August, 1978, Warsaw. Short Communications, Section C, Organizing Committee, Warsaw.* 1978; 190-191.
- Amato JFR. Digenetic trematodes of percoid fishes of Florianópolis, Southern Brazil - Bucephalidae. *Revista Brasileira de Biologia*, 1982; 42: 667-680.
- Amato JFR, Boeger WA, Amato SB. *Protocolos para laboratório, coleta e processamento de parasitos do pescado*. Rio de Janeiro: UFRRJ, Imprensa Universitária. 1991; 81 pp.
- Andersen K, Kennedy CR. Systematics of the genus *Eubothrium* Nybelin (Cestoda, Pseudophyllidea), with partial redescription of the species. *Zoologica Scripta*, 1983; 12: 95-105.
- Anderson RC, Bartlett CM. The significance of precocity in the transmission of the nematode parasites of vertebrates. *Canadian Journal of Zoology*, 1993; 71(10): 1917-1922.
- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates. Class Nematoda, Keys to Subclasses, Orders and Superfamilies*. Commonwealth Agricultural Bureaux, 1974; 6-17.

- Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates, No. 3 Keys to Genera of the Order Spirurida*. Commonwealth Agricultural Bureaux, 1975; 27 pp.
- Anderson RM. Population dynamics of the cestode *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas, 1781) in the bream (*Abramis brama* L.). *Journal of Animal Ecology*, 1974a; 43: 305-321.
- Anderson RM. Mathematical models of host-helminth parasite interactions. En: Usher MB, Williamson MH (eds). *Ecological Stability*, Chapman and Hall, London. 1974b; pp. 43-69.
- Anderson RM. Seasonal variation in the population dynamics of *Caryophyllaeus laticeps*. *Parasitology*, 1976a; 72: 281-305.
- Anderson RM. Dynamic aspects of parasite population dynamics of eucaryotic parasites. En: Bühler W, Repges R, Tautu P (eds). *Lecture notes in Biomathematics, Mathematical Models in Medicine: Workshop, Mainz, March 1976*, Springer-Verlag, Berlin. 1976b; II: 16-57.
- Andree KB, Antonio DB. Nucleic acid-based methods for detection of *Myxobolus cerebralis* (Chapter 13). En: Cunningham O (ed). *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*. Kluwer Academic Publishers, 2002; 345 pp.
- Anónimo. ACT lake fish killed by parasite. *Australian Fisheries*, 1980; 39(6): 13.
- Araujo R. Bivalvos de agua dulce de la Península Ibérica. *Quercus*, 1999; 160: 26-30.
- Araujo R, Bragado D, Ramos MA. Occurrence of glochidia of the endangered *Margaritifera auricularia* (Spengler, 1793) and other mussel species (Bivalvia: Unionoida) in drift and on fishes in an ancient channel of the Ebro River, Spain. *Archiv fuer Hydrobiologie*, 2000; 148(1): 147-160.
- Araujo R, Gómez I, Machordom A. The identity and biology of *Unio mancus* Lamarck, 1819 (= *U. elongatulus*) (Bivalvia: Unionidae) in the Iberian Peninsula. *Journal of Molluscan Studies*, 2005; 71(1): 25-31.
- Araujo R, Reis J, Machordom A, Toledo C, Madeira MJ, Gómez I, Velasco JC, Morales J, Barea JM, Ondina P, Ayala I. Las náyades de la península Ibérica. *Iberus*, 2009; 27(2): 7-72.
- Arey LB. A microscopical study of glochidial immunity. *Journal of Morphology*, 1932; 53: 367-379.
- Arkoosh MR, Casillas E, Clemons E, Kagley AN, Olson R, Reno P, Stein JE. Effect of pollution on fish disease: potential impacts on salmonid populations. *Journal of Aquatic Animal Health*, 1998; 10: 182-190.
- Armstrong JD, Kemp PS, Kennedy GJA, Ladle M, Milner NJ. Habitat requirements of Atlantic salmon and brown trout in rivers and streams. *Fisheries Research*, 2003; 62: 143-170.
- Auerbach M. *Die Cnidosporidie (Myxosporidien, Actinomyxien, Microsporidien)*. Eine Monographische Studie. Werner Klinkhart, Leipzig, 1910; 261 pp.
- Austin B. The effects of pollution on fish health. *Journal of Applied Microbiology Symposium Supplement*, 1999; 85: 234-242.
- Avtalion RR, Wojdani A, Malik Z, Sharabani R, Duczyminer M. Influence of environmental temperature on the immune response of fish. *Current Topics in Microbiology and Immunology*, 1973; 61: 1-35.
- Backiel T, Welcomme RL (eds). *Guidelines for Sampling Fish in Inland Waters*. EIFAC 1980 Technical Paper. 1980; 33: 176 pp. Disponible 4/11/2008 en URL: <http://www.fao.org/DOCREP/003/AA044E/AA044E00.htm>
- Bailey RE, Margolis L, Workman GD. Survival of certain naturally acquired freshwater parasites of juvenile sockeye salmon, *Oncorhynchus nerka* (Walbaum), in hosts held in fresh and sea water, and implications for their use as population tags. *Canadian Journal of Zoology*, 1989; 67: 1757-1766.
- Bakke TA, Harris PD. Diseases and parasites in wild Atlantic salmon (*Salmo salar*) populations. *Canadian Journal of Fisheries Aquatic Science*, 1998; 55: 247-266.

- Banarescu P. Origin and affinities of the freshwater fish fauna of Europe. *Ichthyologia*, 1973a; 5: 1-8.
- Banegal TB. Aspects of Fish Fecundity. En: Gerking SD (ed). *Ecology of freshwater fish production*. Blackwell Scientific Publications. Oxford. 1978; 75-101.
- Baras E, Lambert H, Philippart J-Cl. A comprehensive assessment of the failure of *Barbus barbus* spawning migration through a fish pass in the canalized River Meuse (Belgium). *Aquatic Living Resources*, 1994; 7: 181-189.
- Barceló Culebras E, García de Jalón D. Edad y crecimiento de la boga de río (*Chondrostoma toxostoma* Steindachner, 1865) en la cuenca del Duero. *Limnética*, 1986; 2: 235-240.
- Barea-Azcón JM, Ballesteros-Duperón E, Moreno D. (coord). *Libro Rojo de los Invertebrados de Andalucía*. 4 Tomos. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla. 2008; 1430 pp.
- Barnabé G. On growing fish in intensive system. En: *Aquaculture: biology and ecology of cultured species*. Ellis Horwood Series in Aquaculture and Fisheries Support. J. Wiley & Sons. New York. 1994; pp: 353-356.
- Barron MG, Plakas SM, Wilga PC. Chlorpyrifos pharmacokinetics and metabolism following intravascular and dietary administration in channel catfish. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 1991; 108: 474-482.
- Bartholomew JL, Smith CE, Rohovec JS, Fryer JL. Characterization of a host response to the myxosporean parasite, *Ceratomyxa shasta* (Noble), by histology, scanning electron microscopy and immunological techniques. *Journal of Fish Diseases*, 1989; 12: 509-522.
- Barton BA, Schreck CB. Metabolic cost of acute physical stress in juvenile steelhead. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1987; 116: 257-263.
- Barton BA, Schreck CB, Barton LD. Effects of chronic cortisol administration and daily acute stress on growth, physiological conditions and stress responses in juvenile rainbow trout. *Diseases of Aquatic Organisms*, 1987; 2: 173-185.
- Basson L, Van As JG. Differential diagnosis of the genera in the family Trichodinidae (Ciliophora: Peritrichida) with the description of a new genus ectoparasitic on freshwater fish from southern Africa. *Systematic Parasitology*, 1989; 13: 153-160.
- Bauer G. Life-history strategies. Ecology and Evolution of the Freshwater Mussels Unionoida. *Ecological Studies*, 2001; 145: 83-91.
- Bauer ON. On pathogenicity of *Dactylogyrus solidus* Achmerow. *C.R. Academy of Science U.S.S.R.*, 1951; LXXVIII, 4.
- Bauer ON. Immunity of fish occurring in infections with *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet (1876). *Akademiia Nauk SSSP. Doklady Novaia servia*, 1953; 93: 377-379.
- Bauer ON. Contributions to biology of the monogenean *Dactylogyrus vastator* Nybelin. *Travaux de Société Nationale de Leningrad*, 1954; LXXII: 4.
- Bauer ON. *Ichthyophthirius* in fish ponds and measures against it. *Bulletin of the Institute of Freshwater Fisheries, Leningrad*, XXXVI. 1955; 36:184-223 (en ruso).
- Bauer ON. Disease of carp in fish ponds in Leningrad, Velikie and Novogorod oblasts. *Izvestiya Vsesoyuznogo Nauchno-Issledovatel'skogo Instituta Ozernogo i Rechnogo Rybnogo Khozyaistva*, 1957; 42: 67-88. (en ruso). (traducido al inglés por Israel Program for Scientific Translations Cat. No. 105)
- Bauer ON. Biologie und Bekämpfung von *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet. *Zeitschrift Fischerei Neudamm Berlin*, 1958; 7: 575-581.
- Bauer ON. *Ecology of parasites of the freshwater fishes*. (en ruso). *Izvestiya Russian Academy of Sciences. Physics of the Solid Earth*, 1959; 49: 5-206. (traducción al inglés - Israel Program for Scientific Translations (1962), Cat. No. 622, 3-189).
- Bauer ON. Relationships between host fishes and their parasites. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski Yul (eds). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.

- Bauer ON. Parasitic diseases of cultured fishes and methods of their prevention and treatment. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YI (eds) *Parasitology of fishes*. THF Publications, Hong Kong, 1970; 274-275.
- Bauer ON. Epizootiological significance of monogeneans. En: Skarlato OA (ed). *Investigation of Monogeneans in the USSR*. Oxonian, New Delhi, 1987; 137-142.
- Bauer ON. Spread of parasites and diseases of aquatic organisms by acclimatization: a short review. *Journal of Fish Biology*, 1991; 39: 679-686.
- Bauer ON, Nikolskaya NP. *Dactylogyrus solidus* Achmerow, its biology, development and importance to fisheries. *Tr. problemn. i temat. soveshchaniy Zool. in-ta AN S.S.S.R.*, 1954; IV.
- Bauer ON, Shulman SS. Contributions to the ecological classification of fish parasites. *Bulletin of Institute for Freshwater Fisheries*, Leningrad, 1948, XXVII.
- Bauer ON, Abrosova VN, Raikova EV, Zaika VEZ. Parasites of Freshwater Fish and the Biological Basis for Their Control. *Bulletin of the State Scientific Research Institute of Lake River Fisheries*, 1959; 49, (English transl., Office Tech. Serv., U.S. Dep. Comm., 1962, no. 61-31056. 236 pp.)
- Bauer ON, Vladimirov VL, Mindel NV. New knowledge about the biology of *Strigeata* causing mass diseases of fishes. En: Ergens R, Rysay B (eds). *Parasitic worms and aquatic condition*. Czechoslovak Academy of Sciences, Prague, 1964: 77-82.
- Bauer ON, Musselius VA, Strelkov YuA. *Diseases of Pond Fish*, Izdatel'stvo "Kolos", Moscow. 1969; 1-335. (en ruso). (traducido al inglés por Israel Program for Scientific Translations Cat. No. 60118 9. 1973; 219 pp.).
- Beamish FWH. Swimming capacity. En: Hoar WS, Randall DJ (eds). *Fish Physiology*, Vol. 7. Academic Press, New York. 1978; pp. 101-187.
- Bell G. The cost of reproduction and their consequences. *The American Naturalist*, 1980; 116: 45-76.
- Berland B. Basic techniques involved in helminth preservation. *Systematic Parasitology*, 1984; 6: 242-245.
- Berry CR, Babey GJ, Shrader T. Effect of *Lernaea cyprinacea* (Crustacea: Copepoda) on stocked rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Wildlife Diseases*, 1991; 27: 206-213.
- Beverly-Burton M. Monogenea and Turbellaria. En: Margolis L, Kabata Z (eds). *Guide to Parasites of Fishes of Canada*. Part 1. Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences, No. 74. 1984.
- Birtwell IK. The effects of sediment on fish and their habitat. *Canadian Stock Assessment Secretariat Research Document 99/139*. Ottawa. 1999; 1-34.
- Black GA, Lankester MW. 1980. Migration and development of swimbladder nematodes, *Cystidicola* spp. (Habronematoidea), in their definitive hosts. *Canadian Journal of Zoology*, 1980; 58: 1997-2005.
- Black PE. Watershed Functions. *Journal of the American Water Resources Association*, 1997; 33: 1-11.
- Blackburn J, Clarke WC. Lack of density effect on growth and smolt quality in zero-age coho salmon. *Aquaculture Engineering* 9; 1990: 121-130.
- Blair D. Observations and experiments on some larval trematodes of freshwater snails and fish from southern Iceland. *Journal of Helminthology*, 1973; 47: 400-414.
- Blanch A. *Técnicas de diagnóstico de enfermedades de peces*. En: Espinosa de los Monteros J, Labarta U (eds). *Patología en Acuicultura*. Comisión Asesora de Investigación Científica y Técnica (CAICYT). 1988.
- Blanco-Cachafeiro MC. *La Trucha: cría industrial* (2ª ed.). Ediciones Mundi-Prensa, 1995; 503 pp.
- Blaxter JHS. Development of sense organs and behaviour of teleost larvae with special reference to feeding and predator avoidance. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1986; 115: 98-114.

- Blaxter JHS. Swimming speeds of fish. *FAO Fisheries Report*, 1969; 62(1): 69-100.
- Blaxter JHS. Chapter 2. Light. En: Kinne O (ed). *Marine Ecology*. Volume I, Part I. Wiley Interscience, London. 1970; 213-286.
- Boeger WA, Martins M, Thatcher VE. *Ergasilus hypophthalmi* n.sp. (Copepoda, Poecilostomatoida, Ergasilidae) from the gill rakers of the Amazonian catfishes, *Hypophthalmus edentatus* Spix and *H. fimbriatus* Kner. *Revista Brasileira de Biologia*, 1993; 53(3): 421-424.
- Bogan AE. Freshwater bivalve extinctions (Mollusca: Unionoida): A search for causes. *American Zoologist*, 1993; 33: 599-609.
- Bogan E. Global diversity of freshwater mussels (Mollusca, Bivalvia) in freshwater. *Hydrobiologia*, 2008; 595: 139-147.
- Bondad-Reantaso MG, Arthur JR. Trichodinids (Protozoa: Ciliophora: Peritrichida) of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Philippines. *Asian Fisheries Science*, 1989; 3: 27-44.
- Bonetto AA, Dioni W, Pignalberi, C. Limnological investigations on biotic communities in the middle Parana River Valley. *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie*, 1969; 17: 1035-1050.
- Bowen SH. Detritivory in neotropical fish communities. *Environmental Biology of Fishes*, 1983; 9: 137-144.
- Boyd CE. *Water quality in warmwater Fish Ponds*. Auburn University, Auburn, Alabama. 1979.
- Boyd CE. *Water quality. An introduction*. Kluwer Academic Publishers. London. 2000.
- Bragg RR. Health status of salmonids in river systems in Natal. I. Collection of fish and parasitological examination. *The Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 1991; 58: 59-62.
- Brand TH. *Chemical Physiology of endoparasitic animals*. Academic Press. N.Y. 1952.
- Branson E. Aspectos medioambientales de la acuicultura. En: Brown L (ed). *Acuicultura para Veterinarios: Producción y clínica de peces*. Editorial Acribia. 2000; 445 pp.
- Brett JR. The respiratory metabolism and swimming performance of young sockeye salmon. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1964; 21: 1183-1226.
- Brickle P, Olson PD, Littlewood DTJ, Bishop A, Arkhipkin A. Parasites of *Loligo gahi* from waters off the Falkland Island, with a phylogenetically based identification of their cestode larvae. *Canadian Journal of Zoology*, 2001; 79: 2289-2296.
- Britz, J, van As JG, Saayman JE. Occurrences and distribution of *Clinostomum tilapiae* Ukoli, 1966 and *Euclinostomum heterostomum* (Rudolphi, 1809) metacercarial infections of freshwater fish in Venda and Lebowa, southern Africa. *Journal of Fish Biology*, 1985; 26: 21-28.
- Brooks DR, O'Grady RT, Glen DR. Phylogenetic analysis of the Digenea (Platyhelminthes: Cercomeria) with comment on their adaptive radiation. *Canadian Journal of Zoology*, 1985; 63: 411-443.
- Brown EE, Gratzek JB. *Fish Farming Handbook. Food, Bait, Tropicals and Goldfish*. AVI Publishing Co., Westport, Connecticut. 1980.
- Brown L. *Acuicultura para Veterinarios: Producción y clínica de peces*. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza. 2000; 445 pp.
- Bruno DW, Nowak B, Elliot DG. Guide to the identification of fish protozoan and metazoan parasites in stained tissue sections. *Diseases of Aquatic Organisms*, 2006; 70: 1-36.
- Brusca RC, Brusca GJ. *Invertebrates* (2<sup>th</sup> edition). Sinauer Associates. 2003; 922 pp.
- Buchmann K, Bresciani J. Parasitic infections in pond-reared rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* in Denmark. *Diseases of Aquatic Organisms*, 1997; 28: 125-138.
- Buchmann K. Endoscope-technology for detection of monogenean gillparasites from eel. *Bulletin of European Association of Fish Pathologists*, 1990; 10: 60-61.

- Bucke D. Facts and myths regarding pollution and fish health. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 1997; 17: 191-196.
- Bullock AM, Marks R, Roberts RJ. The cell kinetics of teleost fish epidermis: Epidermal mitotic activity in relation to wound healing at various temperatures in plaice *Pleuronectes platessa*. *Journal of Zoology*, 1978; 185: 197-204.
- Bullough WS. A study of the reproductive cycle of the minnow in relation to the environment. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1939; 109(A): 79-102.
- Bullough WS. The effect of the reduction of light in spring on the breeding season of the minnow (*Phoxinus laevis* Linn.). *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1941; 110(A): 149-57.
- Bulow FJ, Winningham JR, Hooper RC. Occurrence of the copepod parasite *Lernaea cyprinacea* in a stream fish population. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1979; 108: 100-102.
- Burkhardt-Holm P, Peter A, Segner H. Decline of fish match in Switzerland. *Aquatic Science*, 2002; 64: 36-54.
- Buschkiel AL. Beitrage zur kenntnis des *Ichthyophthirius multifiliis*. *Archiv für Protistenkunde*, 1910; 21: 61-102.
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology*, 1997; 83(4): 575-583.
- Buxadé C, *Zootecnia-Bases de Producción Animal*. Tomo XIII-Producción Animal Acuática. Ed. Mundi-Prensa. 1997.
- Bykhovskaya-Pavlovskaya IE, Gusiev AV, Dubinina MN, Izumova NA, Smirnova TS, Sokolobskaya IL, Stein GA, Shulman SS, Epstein VM. *Key to Parasites of Freshwater Fish of the U.S.S.R.* Academy of Sciences of the U.S.S.R., Zoological Institute. 1964; 919 pp.
- Bykhovski BE. Parasitological investigations in lakes Barabinskye. *Magazine Parasitologica*, Moscow, 1936; VI.
- Bykhovski BE. Monogenoidea, their taxonomy and phylogeny. *AN S.S.S.R.*, 1957; LVIII: 9.
- Bykhovski BE, Nagibina LF. On "intermediate" hosts in monogeneans (Monogenoidea). *Parazitologiya*, 1967; 1: 117-123 (en ruso).
- Bykhovski BE. Monogenetic trematodes, their systematics and phylogeny (en ruso). *Akad. Nauk USSR*. 1957; 509 pp. (traducción en inglés: Washington AIBS, Hargis WJDC Jr (ed). *Virginia Institute of Marine Science Translation Series*, No. 1, 1987; 627 pp).
- Bykhovski BE. Observations on the monogeneans of the genus *Dactylogyrus*, parasitic in Carassius in the ponds of the park of Petergof Biological Institute. *Travaux de Societé Nationale de Leningrad*, 1933; LXII: 3.
- Byrne CJ, Holland CV, Poole R, Kennedy CR. Comparison of the macroparasite communities of wild and stocked brown trout (*Salmo trutta* L.) in the west of Ireland. *Parasitology*, 2002; 124: 435-445.
- Cabrera LL, Gaudant J. Los ciprínidos (Pisces) del sistema lacustre Oligocénico-Miocénico de los Monearos (Sector SE de la Cuenca del Ebro, provincias de Lleida, Tarragona, Huesca y Zaragoza). *Acta Geologica Hispanica*, 1985; 20(3/4): 219-226.
- Canella MF, Rocchi-Canella I. Biologie des Ophryoglenina (cilies hymenostermes, histophages). *Annals of the University of Ferrara*, 1976; (N.S. Sect. III) 3 (Suppl. 2): 1-510.
- Carballo M, Muñoz MJ, Cuellar M, Tarazona JV. Effects of Waterborne Copper, Cyanide, Ammonia, and Nitrite on Stress Parameters and Changes in Susceptibility to Saprolegniosis in Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Applied Environmental Microbiology*, 1995; 61: 2108-2112.
- Carmona JA, Doadrio I. Threatened fishes of the World: *Leuciscus carolitertii* Doadrio, 1988 (Cyprinidae). *Environmental Biology of Fishes*, 2000; 57: 96.

- Castillo A, Razquin B, Villena AJ, Zapata AG, López-Fierro P. Thymic barriers to antigen entry during the post-hatching development of the thymus of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Fish and Shellfish Immunology*, 1988; 8: 157-70.
- Cattadori IM, Boag B, Bjornstad ON, Cornell SJ, Hudson PJ. Peak shift and epidemiology in a seasonal host-nematode system. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 2005; 272, 1163-1169.
- Chabaud AG. Class Nematoda. Keys to subclasses, orders and superfamilies. En: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S (eds). *CIH Keys to Nematode Parasites of Vertebrates. No. 1*. Commonwealth Bureaux of Agriculture, Farnham royal, Bucks, UK, 1974; 6-17.
- Chabaud AG. Keys to genera of the order spirurida. Part 1. Camallanoidea, Dracunculoidea, Gnathostomatoidea, Physalopteroidea, Rictularoidea and Thelazioidea. En: Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S (eds). *CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates, No. 3*. Commonwealth Bureaux of Agriculture, Farnham Royal, Bucks (UK), 1975; 27 pp.
- Chamberlain GW, Miget RJ, Haby MG. *Manual on Red Drum Aquaculture* (Conference draft). Texas Agricultural Extension Service, College Station. 1987.
- Chandler AS, Rausch RL. A contribution to the study of certain avian Strigeids (Trematoda). *Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology*, 1948; 43(1): 207-210.
- Chapman GB. Ultrastructural aspects of the host-parasite relationship in ichthyophthiriasis. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1984; 103: 364-375.
- Chapman GB, Kern RC. Ultrastructural aspects of the somatic cortex and contractile vacuole of the ciliate *Ichthyophthirius multifiliis*, Fouquet. *Journal of Protozoology*, 1983; 30: 481-490.
- Charlesworth B, León JA. The relation of reproductive effort to age. *The American Naturalist*, 1976; 110: 449-459.
- Chesson P. Multispecies competition in variable environments. *Theoretical Population Biology*, 1994; 45 (3): 227-276.
- Chubb JC. Seasonal Occurrence of Helminths in Freshwater Fishes, Part I: Monogenea. *Advanced Parasitology*, 1977; 15: 133-199.
- Chubb JC. Seasonal Occurrence of Helminths in Freshwater Fishes, Part II: Trematoda. *Advances in Parasitology*, 1979; 17: 141-313.
- Chubb JC. Seasonal Occurrence of Helminths in Freshwater Fishes, Part IV: Adult Cestoda, Nematoda and Acanthocephala. *Advances in Parasitology*, 1982; 20: 1-292.
- Chubb JC, Pool DW, Veltkamp CJ. A key to the species of cestodes (tapeworms) parasitic in British and Irish freshwater fishes. *Journal of Fish Biology*, 1987; 31: 517-543.
- Ciurea I. Contribution à l'étude morphologique et biologique de quelques strigeides des oiseaux ichtyophages de la faune de Roumanie (Recherches experimentales). *Archives Roumaines Pathologie Experimentale et Microbiologie*, 1930; 3(3): 277-323.
- Clark TG, Dickerson HW, Gratzek JB, Findly RC. In vitro response of *Ichthyophthirius multifiliis* to sera from immune channel catfish. *Journal of Fish Biology*, 1987; 31(Supplement A): 203-208.
- Clayton GM, Price DJ. Pleiotropic effect on scale pattern genes in common carp: susceptibility to *Ichthyophthirius multifiliis* infection. *Heredity*, 1988; 60: 312. (Abstract)
- Clayton GM, Price DJ. Heterosis in response to *Ichthyophthirius multifiliis* infections in poeciliid fish. *Journal of Fish Biology*, 1994; 44: 59-66.
- Clesceri LS, Greenberg AE, Trussell R R. *Métodos Normalizados para el Análisis de Aguas Potables y Residuales*. Ediciones Díaz de Santos. 1992.
- Coker RE, Shire AF, Clark HW, Howard AD. Natural history and propagation of freshwater mussels. *Bulletin of the United States Bureau of Fisheries*, 1921; 37: 75-182.



- Collares-Pereira MJ. On the systematic position of the Iberian Cyprinidae forms *arcasii* (Steindachner 1866) and *macrolepidotus* (Steindachner 1866) of the Genus *Rutilus*. *Arquivos do Museu Bocage* (2.<sup>a</sup> série), 1979; 6(22): 361-393.
- Collares-Pereira MJ, Martins MJ, Pires AM, Geraldés AM, Coelho M. Feeding behaviour of *Barbus bocagei* assessed under a spatio-temporal approach. *Folia Zoologica*, 1996; 45 (1): 65-76.
- Cone DK. Monogenea (Phylum Platyhelminthes). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders*, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Cone DK, Dechtiar AO. On *Gyrodactylus katharineri* Malmberg, 1964, *G. lotae* Gussev, 1953, and *G. lucii* Kulakovskaya, 1952 from host fishes in North America. *Canadian Journal of Zoology*, 1986; 64: 637-639.
- Cone DK, Wiles M. Ultrastructural study of attachment of *Gyrodactylus colemanensis* (Monogenea) to fins of fry *Salmo gairdneri*. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1989; 56: 29-32.
- Cone DK, Gratzek JB, Hoffman GL. A study of *Enterogyrus* sp. (Monogenea) parasitizing the foregut of captive *Pomacanthus paru* (Pomacanthidae) in Georgia. *Canadian Journal of Zoology*, 1987; 65: 312-316.
- Cone RS. The Need to Reconsider the Use of Condition Indices in Fishery Science. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1989; 118(4); 510-514.
- Connell JH. Diversity in tropical rain forests and coral reefs. *Science*, 1978; 199: 1302-1310.
- Connell JH, Sousa W. On the evidence needed to judge ecological stability or persistence. *Memoirs of the American Museum of Natural History*, 1983; 121(6): 789-824.
- Constantinuescu V, Vintila C, Damian S. Contributions to the knowledge of the breeding colouration and behaviour in *Phoxinus phoxinus* (Pisces, Cyprinidae). *Travaux du Museum d'Historie Naturelle «Grigore Agripa»*, 1984; 25: 267-289.
- Cordero del Campillo M, Rojo FA. *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill-Interamericana. 1999.
- Cottrell B. The immune response of plaice *Pleuronectes platessa* L. to the metacercariae of *Cryptocotyle lingua* and *Riphidocotyle johnstonei*. *Parasitology*, 1977; 74, 93-107.
- Cragg-Hine D, Jones JW. The growth of dace *Leuciscus leuciscus* (L.), roach *Rutilus rutilus* (L.) and chub *Squalius cephalus* (L.) in Willow Brook, Northamptonshire. *Journal of Fish Biology*, 1969; 1: 59-82.
- Craig JF. A note on ageing in fish with special reference to the perch *Perca fluviatilis*. *Verhandlungen und Angewandte Limnologie*, 1978; 20: 2060-2064.
- Crisp DT. Environmental requirements of common riverine European salmonid fish species in fresh water with particular reference to physical and chemical aspects. *Hydrobiologia*, 1996; 323: 201-221.
- Crisp DT, Mann RHK, McCormack JC. The effects of impoundment and regulation upon the stomach contents of fish at Cow Green, Upper Teesdale. *Journal of Fish Biology*, 1978; 12: 287-301.
- Cross ML, Matthews RA. Ichthyophthiriasis in carp, *Cyprinus carpio* L.: fate of parasites in immunized fish. *Journal of Fish Diseases*, 1992; 15: 497-505.
- Cross ML, Matthews RA. Localized leukocyte response to *Ichthyophthirius multifiliis* establishment in immune carp *Cyprinus carpio* L. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 1993; 38: 341-358.
- Cummins KW. From headwater streams to rivers. *American Biology Teacher*, 1977; 39(5): 305-312.
- Cummins KW, Wuycheck JC. Calorific equivalents for investigations in ecological energetics. *Mitteilungen. Internationale Vereinigung fuer Theoretische und Angewandte Limnologie*, 1971; 18: 1-158.

- Cunningham O. *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 (Platyhelminthes: Monogenea) (Chapter 9). En: Cunningham O (ed). *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*. Kluwer Academic Publishers, 2002; 345 pp.
- Current WL. *Henneguya adiposa* Minchew (Myxosporidia) in the channel catfish: ultrastructure of the plasmodium wall and sporogenesis. *Journal of Protozoology*, 1979; 26: 209-217.
- Current WL, Janovy J.Jr. Sporogenesis in *Henneguya exilis* infecting the channel catfish: an ultrastructural study. *Protistologica*, 1977; 13: 157-167.
- Current WL, Janovy J.Jr, Knight SA. *Myxosoma funduli* Kudo (Myxosporidia) in *Fundulus kansae*: ultrastructure of the plasmodium wall and of sporogenesis. *Journal of Protozoology*, 1979; 26: 574-583.
- Cusack R, Cone DK. A report of bacterial microcolonies on the surface of *Gyrodactylus* (Monogenea). *Journal of Fish Diseases*, 1985; 8: 125-127.
- Cusack R, Cone DK. *Gyrodactylus salmonis* (Yin and Sproston, 1948) parasitizing fry of *Salvelinus fontinalis* (Mitchill). *Journal of the Wildlife Disease Association*, 1986a; 22, 209-213.
- Cusack R, Cone DK. A review of parasites as vectors of viral and bacterial diseases of fish. *Journal of Fish Diseases*, 1986b; 9:169-171
- Dadswell M, Klauda R, Moffitt Ch, Saunders R, Rulifson R, Cooper J. *Common strategies of anadromous and catadromous fishes*. American Fisheries Society, USA. 1987; 561 pp.
- Davidson GA, Ellis AE, Secombes CJ. Cellular responses of leucocytes isolated from the gut of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Fish Diseases*, 1991; 14, 651-9.
- Davidson GA, Ellis AE, Secombes CJ. Route of immunisation influences the generation of antibody secreting cells in the gut of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Development and Comparative Immunology*, 1993a; 17, 373-6.
- Davidson GA, Ellis AE, Secombes CJ. Novel cell types isolated from the skin of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of Fish Biology*, 1993b; 42, 301-306.
- Davidson GA, Lin SH, Secombes CJ, Ellis AE. Detection of specific and 'constitutive' antibody secreting cells in the gills, head kidney and peripheral blood leucocytes of dab (*Limanda limanda*). *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 1997; 58, 363-74.
- Dawes B. *The Trematoda, with special reference to British and other European Forms*. Cambridge University Press. 1946.
- de Bont AF, De Bont Hers MJ. Mollusc control and fish farming in Central Africa. *Nature*, 1952; 170: 323-324.
- de Kinkelin P, Michel CH, Ghittino P. *Precis de pathologie des poissons*. INRA-OIE, Paris. 1985.
- de Kinkelin P, Michel CH, Ghittino P. *Tratado de las enfermedades de los peces*. Acribia S.A. Zaragoza, 1991; 370 pp.
- Deardorff TL, Overstreet RM. Seafood-transmitted zoonoses in the United States: the fishes, and the worms. En: Ward DR, Hackney C (eds). *Microbiology of Marine Food Products*, AVI, Van Nostrand Reinold, New York, 1991: 211-265.
- Dechtiar AO. New parasite records for Lake Eire fish. *Great Lakes Fisheries Commission Technical Report*, 1972; 17: 20 pp.
- Decisión de la Comisión 2003/513/CE, de 11 de julio de 2003, relativa a determinadas medidas de protección contra el *Gyrodactylus salaris* en los salmónidos, *Diario Oficial de la Unión Europea*. L 177/22 de 16 de julio de 2003.
- Dempster RP, Morales P, Glennon FX. Use of sodium chlorite to combat anchor worm infestation of fish. *Progressive Fish-Culturalist*, 1988; 50: 51-55.
- des Clers S. *Sampling to detect infections and estimate prevalence in aquaculture*. Pisces Press, Stirling. 1993; 58 pp.

- Detembeck N, De Voe Ph, Niemi G, Lima A Recovery of temperate-stream fish communities from disturbance: a review of case and synthesis of theory. *Environmental Management*, 1992; 16(1): 33-53.
- Diana JS. The feeding pattern and daily ration of a top carnivore, the northern pike (*Esox lucius*). *Canadian Journal of Zoology*, 1979; 57: 2121-2127.
- Dick TA, Choudhury A. Phylum Nematoda. En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995a; 808 pp.
- Dick TA, Choudhury A. Cestoidea (Phylum Platyhelminthes). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995b; 808 pp.
- Dickerson HW, Clark TG, Leff AA. Serotypic variation among isolates of *Ichthyophthirius multifiliis* based on immobilization. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 1993; 40: 816-820.
- Dickerson HW, Dawe DL. *Ichthyophthirius multifiliis* and *Cryptocaryon irritans* (Phylum Ciliophora). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Directiva del Consejo 78/659/CEE, de 18 de julio de 1978, relativa a la calidad de las aguas continentales que requieren protección o mejora para ser aptas para la vida de los peces (*Freshwater Fish Directive*). *Diario Oficial de la Unión Europea*. L 222, de 14 de agosto de 1978
- Directiva 2000/60 del Parlamento y del Consejo de 23 de Octubre de 2000, por la que se establece un marco comunitario de actuación en el ámbito de la política de aguas. *Diario Oficial de la Unión Europea*, L 327, de 22 de diciembre de 2000.
- Directiva 2006/44/CE del Parlamento Europeo y del Consejo, de 6 de septiembre de 2006, relativa a la calidad de las aguas continentales que requieren protección o mejora para ser aptas para la vida de los peces. *Diario Oficial de la Unión Europea*, L 264/20, de 25 de septiembre de 2006.
- Do TT. *Paraergasilus longidigitus* Yin, 1954 (Copepoda, Poecilostomatoida) parasitic on Japanese freshwater fishes, with a key to Japanese Ergasilidae. *Fish Pathology*, 1982; 17: 139-145.
- Doadrio I. Delimitation of areas in the Iberian Peninsula on the basis of freshwater fishes. *Bonner Zoologische Beiträge*, 1988; 39: 113-128.
- Doadrio I. *Atlas y libro rojo de la ictiofauna continental española*. MIMAM-CSIC. Madrid, 2001; 363 pp.
- Doadrio I. *Atlas y Libro Rojo de los Peces Continentales de España*. Ministerio de Medio Ambiente y Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC). 2002.
- Doadrio I, Elvira B. Distribución de *Rutilus lemingii* (Steindachner 1866) y *Rutilus arcasii* (Steindachner 1866) en España. *II Reunión de Cartografía y Biogeografía*. Madrid. 1981.
- Doadrio I, Elvira B. Sobre la distribución de *Gobio gobio* (L., 1758) (Ostariophysi, Cyprinidae) en España. *Doñana Acta Vertebrata*, 1986; 13: 165-166.
- Doadrio I, Garzón P. Nuevas localidades de *Phoxinus phoxinus* (L., 1758) (Ostariophysi, Cyprinidae) en la Península Ibérica. *Miscel-lànea Zoològica*, 1986; 10: 389-390.
- Doadrio I, Madeira MJ. A new species of the Genus *Gobio* Cuvier, 1816 (Actinopterygii, Cyprinidae) from the Iberian Peninsula and Southwestern France. *Graellsia*, 2004; 60(1): 107-116.
- Doadrio I, Elvira B, Bernat Y. *Peces continentales españoles. Inventario y clasificación de zonas fluviales*. MAPA-ICONA. Colección Técnica. MAPA. Madrid, 1991; 221 pp.
- Docampo L, Vega MM. Contribución al estudio de la alimentación de *Barbus bocagei* (Steindachner, 1866), *Phoxinus phoxinus* (Linnaeus, 1758) y *Rana perezi* (Seoane, 1885) en ríos de Bizkaia. *Scientia gerundensis*, 1990; 16(1): 61-73.
- Dockray JJ, Reid SD, Wood CM. Effects of elevated summer temperatures and reduced pH on metabolism and growth of juvenile rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) on unlimited ration. *Canadian Journal of Fisheries Aquatic Science*, 1996; 53: 2752-2763.

- Dogiel VA. Changes of parasite fauna of the eel with its age, in connection with its migrations. *Annals du Leningrad University*, 1936; VII: 3.
- Dogiel VA. *Textbook of general parasitology* (1<sup>st</sup> ed). Uchpedgiz, Leningrad. 1941.
- Dogiel VA. *General Parasitology* (traducido por Kabata Z). Oliver and Boyd. Edinburgh and London. 1964; 516 pp.
- Dogiel VA, Bykhovski BE. Parasites of fishes of the Caspian Sea (en ruso). *Trudy kompleks. Izuch. Kasp. Morya*, 1939: 7: 25-62.
- Dogiel VA, Petrushevski GK. Parasite fauna of fishes of Nevskaya Guba. *Travaux du Societe Nationale du Leningrad*, 1933; LXII, 3.
- Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YI. *Parasitology of Fishes*. Leningrad Univ. Press., 1958 (traducción al inglés. Kabata Z. Oliver and Boyd, Edinburgh. edition published by T.F.H. Publications, Neptune City, NJ. 1970; 384 pp).
- Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YI (eds). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.
- Dönges J. Der Lebenszyklus von *Posthodiplostomum cuticola* (v. Nordmann 1832) Dubois 1936 (Trematoda, Diplostomatidae). *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1964; 24: 169-248.
- Dönges J. Der Lebenszyklus von *Posthodiplostomum brevicaudatum* (Trematoda), eines Parasiten in den Augen von Süßwasserfischen. *Zoologia, Stuttgart*, 1965; 40(4) / 114; 39 pp.
- Dönges J. The life history of *Euclinostomum heterostomum* (Rudolphi, 1809) (Trematoda: Clinostomatidae). *International Journal for Parasitology*, 1974; 4: 79-90.
- Dubinina VB. The influence of increased salinity of the river Malyi Uzen on the parasite fauna of its fishes. *Zoologicheskij Zhurnal*, 1948; XXVII: 4.
- Dubinina VB. Relation between the distribution of the larvae of parasitic helminths in the fishes of the delta of the Volga and changes in concentration of birds. *Zoologicheskij Zhurnal*, 1949; XXVIII: 2.
- Dubinina MN. The influence of wintering of fishes in their winter lairs of the delta of the Volga on their parasite fauna. *Magazine of Parasitology, Moscow*, 1949; XI.
- Dubois G. Les Strigeata (Trematoda) de la collection Elizabeth M. Boyd. *Bulletin de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles*, 1969; 92: 5-12.
- Dudgeon D. Longitudinal and temporal changes in functional organization of macroinvertebrate communities in the Lam Tsuen River, Hong Kong. *Hydrobiologia*, 1984; 11(1): 207-217.
- Dyková I. The role of melanomacrophage centres in the tissue reaction to myxosporean infections of fishes. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 1984; 4: 65-67.
- Easton RS, Orth, DJ. Ontogenic diet shifts of age 0 smallmouth bass (*Micropterus dolomieu* Lacepede) in the New River, West Virginia, USA. *Ecology of Freshwater Fish*, 1992; 1: 86-98.
- Edwards RW, Brooker MW. En: Whitton BA (ed). *Ecology of European Rivers*, Blackwell Scientific Publications. Oxford. 1984; 51-82.
- EIFAC (European Inland Fisheries Advisory Commission). *Fish diseases*. Technical notes submitted to the EIFAC Third Session by Messrs Heyl J, Mann H, Rasmussen CJ and van der Struik A. 1965.
- EIFAC (European Inland Fisheries Advisory Commission). Water quality criteria for European freshwater fish-Extreme pH values and inland fisheries. *Water Research*, 1969; 3: 593-611.
- Einszporn T. Observations on the kind of food taken up by *Ergasilus sieboldi* Nordmann. *Wiadomosci Parazytologiczne*, 1964; 10: 527-529.
- Einszporn T. Nutrition of *Ergasilus sieboldi* Nordmann. I. Histological structure of the alimentary canal. *Acta Parasitologica Polonica*, 1965a; 13: 71-80.

- Einszporn T. Nutrition of *Ergasilus sieboldi* Nordmann. II. The uptake of food and the food material. *Acta Parasitologica Polonica*, 1965b; 13: 373-380.
- Einszporn-Orecka T. Changes in the picture of peripheral blood of tench *Tinca tinca* (L.) under the influence of *Ergasilus sieboldi* Nordm. I. Composition of morphotic blood constituents of uninfected fish in annual cycle. *Acta Parasitologica Polonica*, 1973a; 21, 29.
- Einszporn-Orecka T. Changes in the picture of peripheral blood of tench *Tinca tinca* (L.) under the influence of *Ergasilus sieboldi* Nordm. II. Changes in the leucocyte system. *Acta Parasitologica Polonica*, 1973b; 21, 38.
- Eiras JC, Takemoto RM, Pavanelli GC. *Métodos de Estudio y Técnicas Laboratoriales en Parasitología de Peces*. Editorial Acribia, S.A. 2000; 133 pp.
- Eiras JC, Molnár K, Lu YS. Synopsis of the species of *Myxobolus* Bütschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporidia: Myxobolidae). *Systematic Parasitology*, 2005; 61: 1-46.
- Eklöv A, Greenberg L, Bronmark C, Larsson P, Berglund O. Influence of water quality, habitat and species richness on brown trout populations. *Journal of Fish Biology*, 1999; 54: 33-43.
- Ellis AE. British freshwater bivalve mollusca. Keys and notes for the identification of the species. *A new series Synopses of the British fauna*, 1978; 11; 109 pp.
- Ellis AE. Immunization with bacterial antigens: furunculosis. *Developmental Biology Standardization*, 1997; 90: 107-116 review.
- Ellis AE. Meeting the requirements for delayed release of oral vaccines for fish. *Journal of Applied Ichthyology*, 1998; 14, 149-152.
- El-Matbouli M, Hoffman RW. Experimental transmission of two *Myxobolus* spp. developing bisporogony via tubificid worms. *Parasitology Research*, 1989; 75, 461-464.
- El-Matbouli M, Hoffman RW. Transmissionsversuche mit *Myxobolus cerebralis* und *Myxobolus pavlovskii* und ihre Entwicklung in Tubificiden. *Zeitschrift für Fischerei*, 1990; 32-37.
- Elser HJ. An epizootic of ichthyophthiriasis among fish in a large reservoir. *Progressive Fish Culturist*, 1995; 17, 132-133.
- Elvira B. Native and exotic freshwater fishes in Spanish river basins. *Freshwater Biology*, 1995; 33: 103-108.
- Emerson K, Russo RC, Lund RE, Thurston RV. Aqueous ammonia equilibrium calculations: Effect of pH and temperature. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1975; 32: 2379-2383.
- Encina L. *Ecología trófica y dinámica energética de la comunidad íctica del río Guadalete*. Tesis Doctoral. Universidad de Sevilla. Sevilla. 1991; 327 pp.
- Encina L, Granado-Lorencio C. Diet and diel feeding chronology of three iberian fish species. *Ecology International Bulletin*, 1991; 19: 43-64.
- Encina L, Granado-Lorencio C. Seasonal changes in condition, nutrition, gonad maturation and energy content in barbel, *Barbus sclateri* inhabit a fluctuating river. *Environmental Biology of Fishes*, 1997a; 50: 75-84.
- Encina L, Granado-Lorencio C. Seasonal variations in the physiological status and energy content of somatic and reproductive tissues of chub, *Leuciscus pyrenaicus*. *Journal of Fish Biology*, 1997b; 50: 511-522.
- Encina L, Granado-Lorencio C. Seasonal variations in condition and energy content of somatic and reproductive tissues of nase, *Chondrostoma polylepis willkommii*, in a first-order river in southern Spain. *Folia Zoologica*, 1997c; 46: 123-133.
- Encina L, Rodríguez-Ruiz. Patterns of seasonal distribution of the fish assemblage in a reservoir of recent construction. *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie*, 2002; 28: 641-650.

- Encina L, Castaño V, García B, Gil M. Ecología trófica del barbo (*Barbus sclateri*) en cuatro embalses del Sur de España. *Limnética*, 1999; 17: 95 - 105.
- Encina L, Rodríguez-Ruiz A, Granado-Lorencio C. Trophic habitats of the assemblages in an artificial freshwater ecosystem: the Joaquín Costa reservoir, Spain. *Folia Zoologica*, 2004; 53(4): 437-449.
- Encina L, Rodríguez A, Granado-Lorencio C. The iberian ictiofauna: Ecological contributions. *Limnética*, 2006; 25(1-2): 349-368.
- EPA (United States Environmental Protection Agency). *A Guide to the Freshwater Tubificidae (Annelida, Clitellata, Oligochaeta) of North America*. 1982. Disponible en URL: <http://www.epa.gov/bioiweb1/pdf/EPA-600-3-82-033>
- Erasmus DA. The host-parasite interface of trematodes. *Advances in Parasitology*, 1977; 15: 201-242.
- Ergens R. A survey of the results of studies on *Gyrodactylus katharineri* Malmberg, 1964 (Gyrodactylidae: Monogenea). *Folia Parasitologica*, 1983; 30: 319-327.
- Ergens R, Gelnar M. *Training course on fish parasites. Monogenea, Hirudinea, Mollusca, parasitic Crustacea*. Czechoslovak: Institute of Parasitology, Czechoslovak Academy of Sciences. 1991; 58 pp.
- ESACUA (Asociación Española de Productores de Acuicultura Continental), *Informe ESACUA*. Publicado por ESACUA, en colaboración con el FROM (Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino) y el Fondo Europeo de Pesca (Unión Europea), 2010; 46 pp.
- Esch GW, Bush AO, Aho JM. *Parasite communities: patterns and processes*. Chapman & Hall, London. 1990.
- Eszterbauer E, Benkő M, Dán Á, Molnár K. Identification of fish parasitic *Myxobolus* (Myxosporaea) species using a combined PCR-RFLP method. *Diseases of Aquatic Organisms*, 2001; 44: 35-39.
- Evans DL, Gratzek JB. Immune defense mechanisms in fish to protozoan and helminth infections. *American Zoologist*, 1989; 29: 409-418.
- Ewing MS, Kocan KM. *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) development in gill epithelium. *Journal of Protozoology*, 1986; 33: 369-374.
- Ewing MS, Kocan KM, Ewing SA. *Ichthyophthirius multifiliis*: morphology of the cyst wall. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1983; 102: 122-128.
- Ewing MS, Kocan KM, Ewing SA. *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) invasion of gill epithelium. *Journal of Protozoology*, 1985; 32: 305-310.
- Ewing MS, Lynn ME, Ewing SA. Critical periods in the development of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) populations. *Journal of Protozoology*, 1986; 33: 388-391.
- Facey DE, Grossman GD. The metabolic cost of maintaining position for four North American stream fishes. *Physiological Zoology*, 1990; 63: 757-776.
- Fagerholm H-P. Nematode length and preservatives, with a method for determining the length of live specimens. *Journal of Parasitology*, 1979; 65: 334-335.
- Faisal M, Hetrick FM (eds). *Annual Review of Fish Diseases. Vol. 2*. Pergamon Press, New York. 1992; 403 pp.
- Faisal M, Easa MS, Shalaby SI, Ibrahim MM. Epizootics of *Lernaea cyprinacea* (Copepoda: Lernaeidae) in imported cyprinids to Egypt. *Tropenlandwirt*, 1988; 89: 131-141.
- Faliex E. Ultrastructural study of the host-parasite interface after infection of two species of teleosts by *Labratrema minimus* metacercariae (Trematoda, Bucephalidae). *Diseases of Aquatic Organisms*, 1991; 10: 93-101.
- Faltýnková A. Larval trematodes (Digenea) in molluscs from small water bodies near České Budějovice, Czech Republic. *Acta Parasitologica*, 2005; 50: 49-55.

- Fares A, Maillard C. Recherches sur quelques Haploporidae (Trematoda) parasites des Muges de Méditerranée Occidentale: systematique et cycles évolutifs. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1974; 45: 11-43.
- Farstey V. *Centrocestus* sp. (Heterophyidae) and other trematode infections of the snail *Melanoides tuberculata* (Muller, 1774) and cichlid fish in Lake Kinneret. Unpublished MSc Thesis, Hebrew University of Jerusalem, 1986 (en hebreo y resumen en inglés).
- Favard P, Carasso N, Fauré-Fremiet E. Ultrastructure de l'appareil adhésif des Urcéolaires (Ciliés Péritriches). *Journal de Microscopie* (Paris), 1963; 2: 337-368.
- Ferguson MS, Hayford RA. The life history and control of the eye flukes. *Progressive Fish Culturist*, 1941; 54: 1-13.
- Fernández-Aláez MC, Luis E, Fernández Aláez M. Physico-chemical characterization of the Porma basin rivers (Leon). *Scientia gerundensis*, 1990; 16 (1): 7-86.
- Fernández San Juan J. Limiting factors in the development of natural tench (*Tinca tinca* L.) populations in Spanish reservoirs. A review. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1995; 42(1-2): 19-25.
- Fernández-Delgado C, Herrera M. Age structure, growth and reproduction of *Leuciscus pyrenaicus* in an intermittent stream in the Guadalquivir river basin. Southern Spain. *Journal of Fish Biology*, 1995; 46: 371-380.
- Finkelman S. *Infection of Clinostomatidea in the Sea of Galilee fish*. Unpublished PhD thesis, Hebrew University of Jerusalem, 1988 (en hebreo y resumen en inglés).
- Fischthal JH. The over-wintering of black grubs and yellow grubs in fish. *Journal of Parasitology*, 1949; 35: 191-192.
- Fischthal JH. Some digenetic trematodes of marine fishes from Israel's Mediterranean coast and their zoogeography, especially those from the Red Sea immigrant fishes. *Zoologica Scripta*, 1980; 9: 11-23.
- Fischthal JH, Allison LN. *Acolpenteron catostomi*, n.sp. (Gyrodactyloidea: Calceostomatidae), a monogenetic trematode from the ureters of suckers, with observations on its life history and that of *A. ureteroeetes*. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1942; 61, 53-56.
- Fivelstad S, Waagbø R, Zeitz SF, Hosfel ACD, Olsen AB, Stefansson S. A major water quality problem in smolt farm: combined effects of carbon dioxide, reduced pH and aluminium on Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) smolts: physiology and growth. *Aquaculture*, 2003; 215: 339-357.
- Flecker AS. Fish trophic guilds and the structure of a tropical stream: weak direct vs. strong indirect effects. *Ecology*, 1992; 73: 927-940.
- Flores-Hernández R. *Informe sobre el Duero y su Cuenca Hidrográfica*. Coordinado por Raul Flores Hernández. Edita: Asociación Ibérica de Municipios Ribereños del Duero (AIMRD). 2004; 366 pp.
- Forstie MD, Holloway Jr HL. Parasites of fish from the James and Sheyenne Rivers, Jamestown Reservoir Complex, and Lake Ashtabula in North Dakota. *Prairie Naturalist*, 1984; 16: 11-20.
- Frances J, Allan GL, Nowak BF. The effects of nitrite on the short-term growth of silver perch (*Bidyanus bidyanus*). *Aquaculture*, 1998; 163: 63-72.
- Freda J, McDonald DG. Physiological correlates of interspecific variation in acid tolerance in fish. *Journal of Experimental Biology*, 1988; 136: 243-258.
- Freeman M, Viñolas D, Grossman GD, de Sostoa A. Microhabitat use by *Blennius fluviatilis* in the Río Matarraña, Spain. *Freshwater Biology*, 1990; 24: 335-345.
- Freeman RS. Ontogeny of cestodes and its bearing on their phylogeny and systematics. *Advances in Parasitology*, 1973; 11: 481-557.
- Fretwell SD, Lucas Jr. HL. On territorial behaviour and other factors influencing habitat distribution of birds. I. Theoretical development. *Acta Biotheriologica*, 1970; 19: 19-36.

- Fried B, Boddoroff JM. A rapid stain technique for the haptor bars of *Gyrodactylus* species (Monogenea). *Journal of Parasitology*, 1978; 64: 172-174.
- Friedheim EAH, Baer JG. Research into the respiration of *Diphyllobothrium latum* (L.) - An article on respiratory enzymes. *Biochemische Zeitschrift*, 1933; 265: 329-337.
- Frissel CA, Liss WJ, Warren CE, Hurley MD. A hierarchical framework for stream habitat classification: viewing streams in a watershed context. *Environmental Management*, 1986; 10: 199-214.
- Froese R, Pauly D. *Fishbase*. World Wide Web electronic publication version (06/2004). URL: <http://www.fisbase.org>
- Fromm PO. A review of some physiological and toxicological responses of freshwater fish to acid stress. *Environmental Biology of Fishes*, 1980; 5: 79-93.
- Frost WE. The natural history of the minnow, *Phoxinus phoxinus*. *Journal of Animal Ecology*, 1943; 12: 139-162.
- Fryer G. Variation and systematic problems in a group of lernaeid copepods. *Crustaceana*, 1961; 2: 275-285.
- Fryer G. Habitat selection and gregarious behaviour in parasitic crustaceans. *Crustaceana*, 1966; 10: 199-209.
- Fryer G. The parasitic Crustacea of African freshwater fishes; their biology and distribution. *Journal of Zoology, London*, 1968; 156: 45-95.
- Fryer G, Iles TD. Alternative routes to evolutionary success as exhibited by African cichlid fishes of the genus *Tilapia* and the species flocks of the Great Lakes. *Evolution*, 1969; 23: 359-369.
- Futura T, Ogawa K, Wakabayashi H. Humoral immune response of carp *Cyprinus carpio* to *Myxobolus artus* (Myxozoa: Myxobolidae) infection. *Journal of Fish Biology*, 1993; 43, 441-450.
- García-Amilivia A. *El Duero: una visión integral desde el río*. Programa Terra. Junta de Castilla y León. Visión Global del río Duero a través de Castilla y León. Disponible el 26/04/2012 en URL: <http://www.www.unizar.es/fnca/duero/docu/p108.pdf>
- García-Asenjo C. *Confederación Hidrográfica del Duero-Memoria 2006*. Edita: Confederación Hidrográfica del Duero. Ministerio de Medio Ambiente. Programa A.G.U.A., 2007; 133 pp.
- García de Jalón D, González del Tánago M. *Ríos y Riberas*. Borja Cardelús-Ed. Debate, 1988; 128 pp.
- García de Jalón D, López Álvarez JV. Distribución geográfica y mesológica de las especies piscícolas de la cuenca del Duero en el verano de 1981. *Actas del Primer Congreso Español de Limnología*, 1981; 227-235.
- García-Ceballos E, Martín J, Escudero JC, Pérez-Regadera JJ. Influence of light intensity on the spatial disposition of a tench *Tinca tinca* (L.) population. *Polish Archives of Hydrobiology*, 1998; 45: 385-392.
- Geisslinger M. Observations on the caudal cilium of the tomite of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet 1876. *Journal of Protozoology*, 1987; 341: 180-182.
- Generalitat de Catalunya. *Projecte d'estudi i recuperació de nàiades (Unio aleroni) del Parc Natural de la zona volcànica de la Garrotxa*. Generalitat de Catalunya, Departament de Medi Ambient i Habitatge. Parc Natural de la Zona Volcànica de la Garrotxa, 2004; 1-8.
- Georgiev B, Biserkov V, Genov T. *In toto* staining method for cestodes with iron acetocarmin. *Helminthologia*, 1986; 23: 279-281.
- Geraldes AM, Coelho MM, Collares-Pereira MJ. Régime alimentaire et croissance du barbeau ibérique, *Barbus bocagei* (Steind 1865) dans la rivière Sorraia (Portugal). *Cahiers d'Ethologie Fondamentale et Appliquée*, 1993; 13(2): 179-180.
- Geraldes AM, Collares-Pereira MJ. Preliminary insight into age and growth of the Iberian chub (*Leuciscus pyrenaicus*) in the Sorraia system. *Folia Zoologica*, 1995; 44: 159-165.



- Gérard C. Structure and temporal variation of trematode and gastropod communities in a freshwater ecosystem. *Parasite*, 2001; 8: 275-287.
- Gerking ShD. Evidence for the concepts of home range and territory in stream fishes. *Ecology*, 1953; 34: 347-365.
- Gerking ShD. The restricted movement of fish populations. *Biological Reviews*, 1959; 34: 221-242.
- Ghittino C. Positive control of buccal lernaeciosis in eel farming. *Revista Italiana di Piscicoltura e Ittiopatologia*, 1987; 22: 26-29.
- Ginetsinskaya TA. Life cycles and biology of the larval stages of parasitic worms of fish. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski, YuI. (eds). *Fundamental Problems of the Parasitology of Fishes*. Izdatelstvo Leningradskovo Universiteta, Leningrad, 1958; 144-183 (en ruso, traducción al inglés por Kabata Z., *Parasitology of Fishes*, Oliver and Boyd, Edinburgh, 1961; 140-179).
- Ginetsinskaya TA. The life cycles of fish helminths and the biology of their larval stages. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YuI (eds). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.
- Giusti F. The minute shell structure of the glochidium of some species of the genera *Unio*, *Potomida* and *Anodonta* (Bivalvia, Unionacea). *Malacologia*, 1973; 14: 291-301.
- Golovina NA. The changes in the white blood cells of carp during the infection with *Dactylogyrus extensus* (Monogenoidea, Dactylogyridae) in the light of a new classification of blood components (en ruso). *Parazitologiya*, 1976; 10: 178-182.
- Gómez I, Araujo R. Channels and ditches as the last shelter for freshwater mussels. The case of *M. auricularia* and other naiads at the mid Ebro River basin, Spain. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 2008; 18: 658-670.
- Gómez L, Masot J, Soler F, Martínez S, Durán E, Roncero V. Histopathological lesions in tench, *Tinca tinca* (L.) kidney following exposure to chlorpyrifos. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1998; 45(3): 371-382.
- Gómez-Moliner B, Moreno D, Rolán E, Araujo R, Álvarez RM (eds). Protección de moluscos en el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas. *Reseñas Malacológicas*, 2001; 11: 286 pp.
- González del Tánago M, García de Jalón D. Propuesta de una caracterización jerárquica de los ríos españoles para su clasificación según la Directiva Marco de la Unión Europea. *Limnética*, 2006; 25(3): 693-712
- González-Fernández G. *Los Peces de Castilla y León*. Caja España, León. 1999; 61 pp.
- Gorbunova MN. Changes in the parasitic fauna of pike and roach according to their age. *Uchenye Zapiski Leningradskogo Ordena Lenina Gosudarskogo Universiteta*, 1936; 8(3): 5-30 (en ruso).
- Goreglyad KhS. *Diseases and pests of fishes* (en ruso). Gosizdat. Selkhoz. Lit., Moscow, 1955; 237 pp.
- Goryachev PP. The influence of the level of river flooding on the development of the carriers of opisthorchiasis. *Zoologicheskii Zhurnal*, 1958; 37: 1808-1812. (en ruso)
- Gosset C, Travade F, Garaicoechea C. Influence d'un écran électrique en aval d'une usine hydroélectrique sur le comportement de remontée du saumon atlantique (*Salmo salar*). *Bulletin Francais de la Peche et de la Pisciculture*, 1992; 324: 2-25.
- Grabda J. Występowanie *Lernaea esocina* (Burmeister) na pstragu strumieniowym *Salmo trutta morpha fario* L. *Acta Parasitologica Polonica*, 1953; 3: 369-375.
- Grabda J. *Marine Fish Parasitology*. VCH, New York. 1991.
- Grabda-Kazubska B. The identity of *Neyrapterectana schneideri* (Travassos, 1931) and *Neoraiillietnema praeputiale* (Skrjabin, 1916) sensu Semenow, 1929. Emendation of the genus *Neoraiillietnema* Ballesteros Marquez, 1945 (Nematoda: Cosmocercidae). *Systematic Parasitology*, 1985; 7(2): 81-89.

- Graf D, Cummings K. Review of the systematics and global diversity of freshwater mussel species (Bivalvia: Unionoida). *Journal of Molluscan Studies*, 2007; 73: 291-314.
- Granado-Lorencio C. Fish species ecology in Spanish freshwater ecosystems. *Limnetica*, 1992; 8: 255-261.
- Granado-Lorencio C. *Ecología de Comunidades. El paradigma de los peces de agua dulce*. Secretariado de Publicaciones de la Universidad de Sevilla. Sevilla. 2000; 282 pp.
- Granado-Lorencio C. *Ecología de Peces*. Secretariado de Publicaciones de la Universidad de Sevilla. 2002; 353 pp.
- Granado-Lorencio C, García-Novo F. Feeding habits of the fish community in a eutrophic reservoir in Spain. *Ekologia Polska*; 1986; 34 (1): 95-110.
- Granado-Lorencio CA, Rodríguez-Ruiz A, Encina L, Escot C, Mellado E, Prenda J. *Ecología del Alto Guadalete. Bases para su conservación*. Junta de Andalucía. Sevilla. 2000; 98 pp.
- Grasse P. *Zoología III. Vertebrados. Reproducción. Biología. Evolución y Sistemática. Agnatos. Reptiles*. Ed. Torai-Masson S.A. Barcelona. 1978; 534 pp.
- Grassé PP, Lavette A. La myxosporidie *Spaeromyxa sabrazesi* et le nouvel embranchement des Myxozoaires (Myxozoa). Recherches sur l'état pluricellulaire primitif et considérations phylogénétiques. *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie, Paris*, 1978; 20: 193-285.
- Griffin B, Davis E. *Myxosoma cerebralis*: detection of circulating antibodies in infected rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1978; 35: 1186-1190.
- Grimes DJ, Gruber SH, May EB. Experimental infection of lemon sharks, *Negaprion brevirostris* (Poey), with *Vibrio* species. *Journal of Fish Diseases*, 1985; 8: 173-180
- Gröben G. Beobachtungen über die Entwicklung verschiedener Arten von Fischeschmarotzern aus der Gattung *Dactylogyrus*. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1940; XI: 5.
- Grossman GD, De Sostoa A, Freeman M, Lobón-Cerviá J. Microhabitat selection in a Mediterranean riverine fish assemblage: I. Fishes in the lower Matarraña. *Oecologia (Berl.)*, 1987; 73: 490-500.
- Gurucharri F, Martínez L, Monteoliva A. *Desarrollo de la metodología de actuación en episodios de contaminaciones esporádicas asociadas a mortandad de peces e implantación de la misma en todas las Confederaciones Hidrográficas de España*. Ministerio de Obras Públicas, Transporte y Medio Ambiente. Dirección General de Calidad de Aguas. Madrid. 1995.
- Gusev AV. Multicellular parasites (part one). En: Bauer ON (ed) *Handbook for Identifying Parasites of Fish of the Fauna of the USSR*. 'Hayka', Leningrad. 1985.
- Gutiérrez-Calderón E. Inventariación y estudio de las poblaciones piscícolas. *Montes*, 1968; 141: 231-250.
- Gutiérrez-Elorza M. Introducción a la Geomorfología Española. En: Gutiérrez Elorza M (ed). *Geomorfología de España*. Ed. Rueda, Madrid. 1994: 1-24.
- Haas F. Superfamilia Unionacea. *Das Tierreich*, 1969; 88: 1-663.
- Haines TA. Acid precipitation and its consequences for aquatic ecosystems: A review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1981; 110: 669-707.
- Haley AJ, Winn HE. Observations on a lernaeen parasite of freshwater fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1959; 88: 128-129.
- Halisch W. Anatomie und Biologie von *Ergasilus minor*. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1940; 11: 284-330.
- Halton DW, Johnston BR. Functional morphology of the metacercarial cyst of *Bucephaloides gracilensis* (Trematoda: Bucephalidae). *Parasitology*, 1982; 85: 52-54.
- Halvorsen O. Studies of the helminth fauna of Norway XX: Seasonal cycles of fish parasites in the River Glomma. *Norwegian Journal of Zoology*, 1972; 20: 9-18.

- Hamáčková J, Kouřil J, Kozák P. The effects of pH upon survival and growth rates in tench (*Tinca tinca* (L.)) larvae. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1998; 45(3): 399-405.
- Handy RD, Eddy FB. The absence of mucus on the secondary lamellae of unstressed rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Journal of Fish Biology*, 1991a; 38: 153-155.
- Handy RD, Eddy FB. Effects of inorganic cations on Na<sup>+</sup> adsorption to the gill and body surface of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, in dilute solutions. *Canadian Journal of Fisheries Aquatic Sciences*, 1991b; 48, 1829-1837.
- Hanson LA, Grizzle JM. Nitrite-induced predisposition of channel catfish to bacterial disease. *Progressive Fish-Culturist*, 1985; 47: 98-101.
- Hanzelova V, Zitnan R. The seasonal dynamics of the invasion cycle of *Gyrodactylus katharineri* Malmberg, 1964 (Monogenea). *Helminthologia*, 1982; 19: 257-265.
- Harding JP. On some species of *Lernaea* (Crustacea, Copepoda), parasites of freshwater fish. *Bulletin of the British Museum of Natural History (Zool.)*, 1950; 1: 27 pp.
- Hargis WJ. Chlorethone as a trematode relaxer, and its use in mass-collecting techniques. *Journal of Parasitology*, 1953; 39: 224-225.
- Hartwich G. Keys to the genera of the Ascaridoidea. En: Anderson RC, Chabaud AG, Willmot S (eds). *CHI Keys to the Nematodes Parasites of Vertebrates*. Commonwealth Agricultural Bureaux, Fanham Royal, Bucks, 1974; 2: 1-15.
- Harvey BC, Stewart AJ. Fish size and habitat depth relationships in headwater streams. *Oecologia*, 1991; 87: 336-342.
- Hauser M. The intranuclear mitosis of the ciliates *Paracineta limbata* and *Ichthyophthirius multifiliis*. *Chromosoma*, 1972; 36: 158-175.
- Hayunga EG, Mackiewicz JS. An electron microscope study of the tegument of *Hunterella nodulosa* Mackiewicz and McCrae, 1962 (Cestoda: Caryophyllidea). *International Journal of Parasitology*, 1975; 5: 309-319.
- Heitz A. *Salmo salar*, seine Parasitenfauna und seine Ernährung im Meer und im Süßwasser. *Archiv für Hydrobiologie*, 1918; XII: 2-3.
- Hempel CG. *Aspects of scientific explanation and other essays in the philosophy of science*. The Free Press, New York, New York, 1965; 504 pp.
- Hendry K, Cragg-Hine D, O'Grady M, Sambrook H, Stephen A. Management of habitat for rehabilitation and enhancement of salmonids stocks. *Fisheries Research*, 2003; 62: 171-192.
- Herrera M. *Estrategias en los ciclos de vida de una comunidad de ciprínidos en un arroyo de primer orden de la cuenca del Río Guadalquivir*. Tesis Doctoral, Universidad de Córdoba, 1991; 199 pp.
- Herrera M, Fernández-Delgado C. The life-history patterns of *Barbus bocagei sclateri* (Günther, 1868) in a tributary stream of the Guadalquivir River Basin, southern Spain. *Ecology of Freshwater Fish*, 1992; 1: 42-51.
- Herrera M, Fernández-Delgado C. The age, growth and reproduction of *Chondrostoma willkommii* in a seasonal stream in the Guadalquivir River basin (southern Spain). *Journal of Fish Biology*, 1994; 44: 11-22.
- Herrera M, Hernando JA, Fernández-Delgado C, Bellido M. Age, growth and reproduction of the barbel, *Barbus sclateri* (Günther, 1868), in a first order stream in southern Spain. *Journal of Fish Biology*, 1988; 33: 371-381.
- Hines RS, Spira DT. *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet) in the mirror carp, *Cyprinus carpio* L. I. Course of infection. *Journal of Fish Biology*, 1973a; 5: 385-392.
- Hines RS, Spira DT. *Ichthyophthiriasis* in the mirror carp *Cyprinus carpio* L. III. Pathology. *Journal of Fish Biology*, 1974a; 5: 527-534

- Hines RS, Spira DT. Ichthyophthiriasis in the mirror carp *Cyprinus carpio* (L.) IV. Physiological disfunction. *Journal of Fish Biology*, 1974b; 6: 365-371.
- Hines RS, Spira DT. Ichthyophthiriasis in the mirror carp *Cyprinus carpio* (L.) V. Acquired immunity. *Journal of Fish Biology*, 1974c; 6: 373-378.
- Ho J-S, Jayarajan P, Radhakrishnan S. Copepods of the family Ergasilidae (Poecilostomatoida) parasitic on coastal fishes of Kerala, India. *Journal of Natural History*, 1992; 26: 1227-1241.
- Hoar WS. *General and Comparative Physiology*. Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey. 1983; 849 pp.
- Hofer R. Digestion. En: Winfield IJ, Nelson JS (eds). *Cyprinid Fishes: Systematics, Biology and Exploitation*. Fish and Fisheries Series 3, Chapman and Hall, London. 1991: 413-425.
- Hoffman GL. Synopsis of Strigeoidea (Trematoda) of Fishes And Their Life Cycles. *US Fish and Wildlife Service Publications, Washington*. 1960; 60: 439-469.
- Hoffman GL. *Parasites of North American Freshwater Fishes*. University of California Press, Berkeley. 1967; 486 pp.
- Hoffman GL. Intercontinental and transcontinental dissemination and transfaunation of fish parasites with emphasis on whirling disease (*Myxosoma cerebralis*) En: Snieszko SF (ed). *A Symposium on Disease of Fishes and Shellfishes*. Special publication of the American Fisheries Society, 1970; 5: 69-81.
- Hoffman GL. Parasites of freshwater fish. IV. Miscellaneous 1. The anchor parasite (*Lernaea elegans*) and related species. *U.S. Fish and Wildlife Service, Fish Diseases Leaflet*. 1976; 46: 8 pp.
- Hoffman GL. *Parasites of North American Freshwater Fishes* (2<sup>nd</sup> edition). Comstock Publishing Associates. 1998; 539 pp.
- Hoffman GL, Hundley JB. The life-cycle of *Diplostomum baeri eucaliae* n. subsp. (Trematoda: Strigeida). *The Journal of Parasitology*, 1957; 43(6): 613-627.
- Hoffman GL, Putz RE. The black-spot (*Uvulifer ambloplitis*: Trematoda: Strigeoidea) of centrarchid fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1965; 94: 143-151.
- Hoffman GL, Dunbar CE, Brandford A. *Whirling disease of trouts caused by Myxobolus cerebralis in the United States*. U.S. Department of Interior Fish and Wildlife Service, Special Scientific Report No. 427. 1962.
- Hogans WE. Mortality of cultured Atlantic salmon, *Salmo salar* L., parr caused by an infection of *Ergasilus labracis* (Copepoda: Poecilostomatoida) in the lower Saint John River, New Brunswick, Canada. *Journal of Fish Diseases*, 1989; 12: 529-531.
- Höglund J. Ultrastructural observations and radiometric assay on cercarial penetration and migration of the digenean *Diplostomum spathaceum* in the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Parasitology Research*, 1991; 77: 283-289.
- Holling CS. Resilience and stability of ecological systems. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 1959; 4: 1-23.
- Hoole D, Bucke D, Burgues P, Wellby I. *Diseases of Carp and Other Cyprinid Fishes*. Blackwell Science (Fishing News Books). 2001; 264 pp.
- Horwitz RJ. Temporal variability patterns and the distributional patterns of stream fishes. *Ecological Monographs*, 1978; 48: 307-321.
- Howells GD, Brown DJA, Sadler K. Effects of acidity, calcium and aluminium on fish survival and productivity-a review. *Journal of Science, Food and Agriculture*, 1983; 34: 559-570.
- Hsü H. Study on the oesophageal glands of parasitic Nematoda. *Chinese Medicine*, 1933; I: XLVII.
- Huet M. Biologie, profils en long et en travers des eaux courantes. *Bulletin Français de Pisciculture*, 1954; 175: 41-53

- Hughhins EJ. Life history of a strigeid trematode, *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931. *Journal of Parasitology*, 1953; 39(4-2): 15.
- Hughhins EJ. Life history of a strigeid trematode, *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931. I. Egg and miracidium. *Transactions of American Microscopical Society*, 1954a; 73: 2-15.
- Hughhins EJ. Life history of a strigeid trematode, *Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931. II. Sporocyst through adult. *Transactions of American Microscopical Society*, 1954b; 73: 221-236.
- Hughhins EJ. Ecological studies on a strigeid trematode at Oakwood lakes, South Dakota. *Proceedings of the South Dakota Academy of Sciences*, 1957; 35: 204-206.
- Hughhins EJ. Parasites of fishes in South Dakota. Agricultural Experimental Station, South Dakota State University Brookings and South Dakota Department of Game Fish and Parks Bulletin, 1959; 73 pp.
- Hughes RC. Studies on the trematode family Strigeidae. XIV. Two new species of *Diplostomula*. *Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan*, 1929; 202: 1-29.
- Hugues GM. A comparative approach to fish respiration. *Experientia*, 1970; 26: 113-122.
- Hull DL. *Philosophy of biological science*. Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, 1974; 148 pp.
- Hynes HBN. *The ecology of running waters*. University Press, Liverpool. 1970.
- Iglesias R, Paraná A, lvarez F, Leiro J, Sanmartín ML. Myxobolid parasites infecting the gills of the Iberian nase, *Chondrostoma toxostoma* (Steindachner), in Galicia (NW Spain), with a description of *Myxobolus gallaicus* sp. nov. *Journal of Fish Diseases*, 2001; 24(3): 125-134
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. Salas de los Infantes. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 1978.
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. San Leonardo de Yagüe. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 1981.
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. Olmedo. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 1982a.
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. Peñaranda de Bracamonte. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 1982b.
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. Vinuesa. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 1988.
- IGME. *Mapa Geológico de España (Segunda Serie, Primera Edición)*. Olombrada. Escala 1:50.000. Publicado por el Instituto Geológico y Minero de España. Madrid. 2007.
- Ikezaki FM, Hoffman GL. *Gyrodactylus eucaliae* n.sp. (Trematoda: Monogenea) from the brook stickleback, *Eucalia inconstans*. *Journal of Parasitology*, 1957; 43: 451-455.
- Illies J, Botosaneanu L. Problèmes et methods de la classification et de la zonation ecologique des eaux courantes considerees surtout du point de vue faunistique. *Mitteilungen. Internationale Vereinigung fuer Theoretische und Angewandte Limnologie*, 1963; 12: 1-57.
- Imada R, Muroga K, Hirabayashi S. *Dactylogyrus extensus* (Monogenoidea) from cultured carp in Japan. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 1976; 42: 153-158 (en japones).
- Isakova-Keo MM. Production of live food in winter ponds. *Fishery Industries, Moscow*, II. 1952.
- Iskov VM. Myxosporea. No. 4 of Vol. 37. En: Markevich AP, Shulman SS (eds). *Sporozoa, Cnidosporidia, Microsporidia*. En: Topachevski VA (ed), *Fauna of the Ukraine*. (en ruso). Naukova Dumka, Kiev, 1989; 209 pp.
- Ito J. Metagonimus and other human heterophyid trematodes. *Progress of Medical Parasitology in Japan, Meguro Parasitological Museum, Tokyo*, 1964; 1: 317-392.

IUCN. *Red List of Threatened Species version 2012.1*, 2012. Disponible el 22/07/2012 en URL: <http://www.iucnredlist.org>

Ivanov II. Biochemistry of helminths. *Trud. gel'mint. Lab.*, 1950; IV.

Ivasik VM. Some data on the pathogenicity of *Caryophyllaeus fimbriceps* in carp. *Trudy Nauchno-Issledovatel'skogo Instituta Prudovogo i Ozerno Rechnogo Rybnogo Khozyaistva Ukrainskoi SSR*, 1952; 8: 127-130. (en ruso)

Ivasik VM. Parasites of carp in fisheries of the western region of the Ukrainian SSR and diseases which they cause. *Proceeding of Research Institute of Pond, Lake, River Fisheries of the Ukrain. SSR*, 1953; 9: 85-122. (en ruso)

Iziumova NA. Biology of *Dactylogyrus vastator* Nybelin and *D. solidus* Achmerov in carp fisheries. *Reports of Zoology Institute of Academy of Sciences U.S.S.R.* 1953.

Izyumova NA. Seasonal dynamics of the parasites of fish in the Rybinsk water reservoir. *Trudy Biologicheskoi Stantsii "Borok", Moscow*, 1958; 3: 384-398. (en ruso)

Jacobsen OJ. Substrate preference in the minnow (*Phoxinus phoxinus* L.). *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1979; 26(3): 371-378.

Jensen FB. Nitrite disrupts multiple physiological functions in aquatic animals. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 2003; 135: 9-24.

Jeziarska B. 1988. Effects of water pH on larval stages of carp (*Cyprinus carpio* L.). *Rozprawa naukowa Nr 25, Siedlce, Wydawnictwa Uczelniane WSRP*.

Jhingran VG y Pullin RSV. *A hatchery manual for the common, Chinese and Indian major carps*. ICLARM Studies and Reviews 11 p. Asian Development Bank and ICLARM Manila, Phillipines. 1988; 191 pp.

Joosten PHM, Tiemersma E, Threels A, Caumartin-Dhieux C, Rombout JHWM. Oral vaccination of fish against *Vibrio anguillarum* using alginate microparticles. *Fish and Shellfish Immunology*, 1997; 7, 471-85.

Joy JE, Jones LP. Observations on the inflammatory response within the dermis of a white bass, *Morone chrysops* (Rafinesque), infected with *Lernaea cruciata* (Copepoda: Caligidae). *Journal of Fish Biology*, 1973; 5: 21-23.

Junk WJ, Soares GM, Carvalho FM. Distribution of fish species in a lake of the Amazon river floodplain near Manaus (Lago Camaleao) with special reference to extreme oxygen conditions. *Amazoniana*, 1983; 7: 397-421.

Kabata Z. *Diseases of Fishes, Book I: Crustacea as Enemies of Fishes*. T.F.H. Publications, Inc. 1970; 171 pp.

Kabata Z. *Parasitic Copepoda of British Fishes*. Ray Society, London. 1979.

Kabata Z. Copepoda (Crustacea) parasitic on fishes: problems and perspectives. *Advances in Parasitology*, 1981; 19: 1-71.

Kabata Z. Two new genera of the family Lernaeidae (Copepoda: Cyclopoida) parasitic of freshwater fishes of India. *The Aquarium, Trivandrum*, 1983; 66-76.

Kabata Z. Diseases caused by metazoans - crustaceans. En: Kinne O (ed). *Diseases of Marine Animals* Vol. IV Pt 1. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg, 1984; 321-399.

Kabata Z. *Parasites and Diseases of Fish Cultured in the Tropics*. Taylor and Francis, Philadelphia, Pennsylvania. 1985.

Kabata Z. Copepods parasitic on Australian fishes, XV. Family Ergasilidae (Poecilostomatoida). *Journal of Natural History*, 1992; 26: 47-66.

Kabunda MY, Sommerville C. Parasitic worms causing the rejection of tilapia (*Oreochromis* species) in Zaire. *British Veterinary Journal*, 1984; 140: 263-268.

- Kacanski D, Hafner D, Blagojević S, Kosorić D. On the nutrition of some cyprinid fish species from the Bosna river. *Ichthyologia*, 1980; 13 (1): 51-61.
- Kakacheva-Avramova D. Helminth fauna in fish in rivers of the central and eastern Balkan mountains. *Izvestiya na Tsentralnata Khelmintologichna Laboratoriya*, 1973; 16: 87-110. (en búlgaro)
- Kamenskii IV. The seasonal dynamics of posthodiplostomiasis in fish in the Coger Volga region. *Byulleten' Vsesoyuznogo Instituta Gel'mintologicheskoi K. I. Skryabina*, 1969; 2: 67-69. (en ruso)
- Kamenskii IV. The epizootiology of *Posthodiplostomum cuticola* infection in the waters of the Lower Volga region. *Trudý Vsesoyuznogo Nauchno-Issledo-vatel'skogo Instituta Prudovogo Rybnogo Khozyaistva (Voprosy prudovogo rubovodstva)*, 1971; 18: 82-90.
- Karvonen A, Cheng GH, Valtonen ET. Within-lake dynamics in the similarity of parasite assemblages of perch (*Perca fluviatilis*). *Parasitology*, 2005; 131: 817-823.
- Kathariner L. Ueber die Entwicklung von *Gyrodactylus elegans* v. Nordm. *Zoologische Jahrbuecher Supplement.*, 1904; VII: 519-550.
- Kaur H, Singh R. A new myxosporean species, *Myxobolus eirasi* sp. nov. and a known species *M. venkateshi* Seenapa and Mahonar, 1981 from the Indian major carp fish *Cirrhina mrigala* (Ham.). *Protistology*, 2009; 6(2): 126-130.
- Kaur H, Singh R. Two new species of *Myxobolus* (Myxosporea, Bivalvulida) from the Indian major carp *Labeo rohita* (Ham.). *Protistology*, 2010; 6(4): 264-270.
- Kažić DM. *Endohelminths of economically most important fishes in the Lake Skadarsko Jezero (Yugoslavia)*. Thesis, Veterinary Faculty, Sarajevo, Yugoslavia, 1970. (en serbo-croata.)
- Kazubski SL. Study on the growth of skeletal elements in *Trichodina pediculus* Ehrbg. *Acta Protozoologica*, 1967; 5: 37-48.
- Kebus MJ, Collins MT, Brownfield MS, Amundson CH, Kayes TB, Malison JA. Effects of rearing density on the stress response and growth of rainbow trout. *Journal of Aquatic Animal Health*, 1982; 4: 1-6.
- Kelso BHL, Smith RV, Laughlin RJ, Lennox SD. Dissimilatory nitrate reduction in anaerobic sediments leading to river nitrite accumulation. *Applied and Environmental Microbiology*, 1997; 63: 4679-4685.
- Kendall SB. Relationships between the species of *Fasciola* and their molluscan hosts. *Advances in Parasitology*, 1965; 3: 59-98.
- Kennedy CR. Seasonal incidence and development of the cestode *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas) in the River Avon. *Parasitology*, 1969; 59: 783-794.
- Kennedy CR. The effect of temperature upon the establishment and survival of the cestode *Caryophyllaeus laticeps* in orfe, *Leuciscus leuciscus*. *Parasitology*, 1971; 63, 59-66.
- Kennedy CR, Andersen K. Redescription of *Ancistrocephalus microcephalus* (Rudolphi) (Cestoda, Pseudophyllidea) from the sunfish *Mola mola*. *Zoologica Scripta*, 1982; 11: 101-105.
- Kennedy CR, Borrough R. The population biology of two species of eyefluke, *Diplostomum gasterostei* and *Tylodelphys clavata*, in perch. *Journal of Fish Biology*, 1977; 11: 619-633.
- Kennedy CR, Walker PJ. Evidence for an immune response by dace, *Leuciscus leuciscus*, to infections by the cestode *Caryophyllaeus laticeps*. *Journal of Parasitology*, 1969; 55: 579-582.
- Kennedy M, Fitzmaurice P. Some aspects of the biology of gudgeon *Gobio gobio* (L.) in Irish waters. *Journal of Fish Biology*, 1972; 4: 425-440.
- Kent ML, Whitaker DJ, Margolis L. Transmission of *Myxobolus arcticus* Pugachev and Khokhov, 1979, a myxosporean parasite of Pacific salmon, via a triactinomyxon from the aquatic oligochaete *Stylodrilus heringianus* (Lumbriculidae). *Canadian Journal of Zoology*, 1993; 71: 1207-1211.

- Kent ML, Margolis L, Corliss JO. The demise of a class of protists: Taxonomic and nomenclatural revisions proposed for the protist phylum Myxozoa Grassé, 1970. *Canadian Journal of Zoology*, 1994; 72: 932-937.
- Khalifa KA, Post G. Histopathological effect of *Lernaea cyprinacea* (a copepod parasite) on fish. *The Progressive Fish-Culturist*, 1976; 38: 110-113.
- Khalil MB. The life history of the human trematode parasite *Heterophyes heterophyes*. *Proceeding of the International Congress of Zoology* (Lisbon, 1935) 1937; 12: 1989-2002.
- Khalil LF. On *Diplostomum tregena*, the diplostomatid stage of *Diplostomum tregena* Nazmi Gohar, 1932, with experimental demonstration of part of the life cycle. *Journal of Helminthology*, 1963; 37: 199-206.
- Khalil LF. Studies on the helminth parasites of African freshwater fishes of the Sudan. *Journal of Zoology*, 1969; 158: 143-170.
- Khalil LF. *Check List of the Helminth Parasites of African Freshwater Fishes*. Commonwealth Institute of Helminthology, St Albans. 1971.
- Khalil LG, Jones A, Bray RA, eds. *Keys to the Cestode Parasites of Vertebrates*. CAB International, Oxford, England. 1994; 751 pp.
- Khan RA, Thulin J. Influence of pollution on parasites of aquatic animals. *Advances in Parasitology*, 1991; 30: 201-238.
- Knaev AI. Caryophylliasis in carp and methods of controlling it. *Avtoreferat, Mosrybotuz*. 1956: 137-149. (en ruso, nota original citada por Mackiewicz, 1972)
- Kohn A. *Kritskyia moraveci* ng., n.sp. (Monogenea, Dactylogyridae) from the urinary bladder and ureters of *Rhamdia quelen* (Quoy and Gaimard, 1824) (Pisces, Pimelodidae) in Brazil. *Systematic Parasitology*, 1990; 17: 81-87.
- Køie M. On the morphology and life-history of *Derogenes varicus* Muller, 1874) Looss, 1901 (Trematoda, Hemiuridae). *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1979a; 59: 67-78.
- Køie M. On the morphology and life-history of *Monascus* (=Haplocladus) *filiformis* Rudolphi, 1819) Looss, 1907 and *Steringophorus furciger* (Olsson, 1868) Odhner, 1905 (Trematoda, Fellodistomidae). *Ophelia*, 1979b; 18: 113-132.
- Køie M. On the morphology and life-history of *Podocotyle reflexa* (Creplin, 1825) Odhner, 1905 (Trematoda, Opecoelidae). *Ophelia*, 1981; 20: 17-43.
- Køie M. *The surface topography and life-cycles of digenetic trematodes in Limanda limanda* (L.) and *Gadus morhua* L. PhD Thesis, University of Copenhagen, Marine Biological Laboratory, Helsingør, Denmark, 1985; 20 pp.
- Koie M, Lester RJG. Larval didymozoids (Trematoda) in fishes from Moreton Bay, Australia. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1985; 52: 196-203.
- Komarova TI. Seasonal dynamics of the helminth fauna of some species of fish in the Dnepr Delta. *Problemy Parazitologii (Trudy Ukrainского Respublikanskogo Nauchnogo Obschestva Parasitologov)*, 1964; 3: 90-105. (en ruso)
- Kozel TR. The occurrence of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliate: Hymenostomatida) in Kentucky waters. *Transactions of the Kentucky Academy of Science*, 1976; 37, 41-43.
- Kozel TR. Scanning electron microscopy of theronts of *Ichthyophthirius multifiliis*: their penetration into host tissue. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1986; 105: 357-364.
- Kraiem M, Pattee E. La tolerance à la température et au déficit de oxygene chez le barbeau (*Barbus barbus* L.) et d'autres espèces provenant des zones piscicoles voisines. *Archiv für Hydrobiologie*, 1980; 88: 250-261.



- Králóvá I, Van de Peer Y, Jirků M, Van Ranst M, Schloz T, Lukeš J. Phylogenetic análisis of a fish tapeworm, *Proteocephalus exiguus*, based on the small subunit rRNA gene. *Molecular and Biochemical Parasitology*, 1997; 84: 263-266.
- Kritsky DC, Thatcher VE, Boeger VA. Neotropical Monogenea. 8. Revision of *Urocleidoides* (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 1986; 53: 1-37.
- Kudo RR. Studies on Myxosporidia. Ill. *Biological Monographies*, 1919; 5: 241-503.
- Kulakovskaya OP. The development of Caryophyllaeidae (Cestoda) in the intermediate host. *Zoologicheskii Zhurnal*, 1962; 41: 986-992. (en ruso)
- Kulakovskaya OP, Kupchinskaya OS, Yalinskaya NS. Factors governing the degree of *Caryophyllaeus fimbriceps* infection of fish in fish farms in the L'vov region. *Problemy Parazitologii* (Trudy Ukrainskogo Respublikanskogo Nauchnogo Obshchestva Parazitologov). 1965; 4, 256-263. (en ruso)
- Kulwiec Z. Untersuchungen an Arten des Genus *Dactylogyrus* Diesing. *Bulletin de Académie Polonaise des Sciences et des Lettres, Série B*. 1927.
- Landolt M. *Myxosoma cerebralis*: isolation and concentration from fish skeletal elements. I. Trypsin digestion method. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1973; 30, 1713-1716.
- Landsberg JH, Lom J. Taxonomy of the genus *Myxobolus* (Myxobolidae: Myxosporidia): current listing of species and revision of synonyms. *Systematic Parasitology*, 1991; 18: 165-186.
- Lasee B. *NWFHS Laboratory Procedures Manual - Version 1.0*, June 2001. Chapter 8, Parasitology. Section 1 - General Parasitology, 2001. Disponible el 7 de Noviembre de 2009 en URL: <http://www.greatlakefishhealth.com>
- Laurent P, Maina JN, Berman HL, Narahara A, Walsh PJ, Wood CM. Gill structure of a fish from alkaline lake: effects of short-term exposure to neutral conditions. *Canadian Journal of Zoology*, 1995; 73: 1170-1181.
- Lawler GH. Parasites of coregonid fishes. En: Lindsey CC, Woods CS (eds). *Biology of Coregonid Fishes*. University of Manitoba Press, Winnipeg. 1970; 279-310.
- Lechler H. Die Wirkung von Kiemenparasiten auf das Wachstum von Reinanken. *Fischerei-Zeitung*, 1935; 38: 39-40.
- Layman EM. Some new data on the development of *Neodiplostomulum cuticola* within the fish and its host-parasite relationship. *Trudy Mosrybotuza*, 1938; I.
- Layman EM. The influence of the age of carp on its infestation with parasites. *Helminthol. volume dedicated to Skryabin. AN S.S.S.R.* 1946.
- Layman EM. New data on epizootiology of dactylogyrosis. *Fisheries Industry*, Moscow, 1948: XII.
- Layman EM. The influence of water temperature on the reproduction of *Dactylogyrus vastator*. *Tr. Mosrybotuza*, 1951; IV.
- Layman EM. *Diseases of fishes* (en ruso). Pishchepromizdat, Moscow. 1957; 259 pp.
- Layman EM, Sadkovskaya OD. The black spot disease of carp and measures against it. *Tr. nauchno-issled. in-ta prud. i ozern. rechn. rybn. khoz. Ukr. S.S.R.* 1952; VIII.
- Lee JJ, Hunter SH, Bovee EC. *An Illustrated Guide to the Protozoa*, Society of Protozoologists. Lawrence, Kansas. 1985.
- Lemly AD, Esch GW. Population biology of largemouth bass *Micropterus salmoides*. *Journal of Parasitology*, 1984a; 70: 466-474.
- Lemly AD, Esch GW. Effect of the trematode *Uvulifer ambloplites* (Hughes, 1927) on juvenile bluegill sunfish *Lepomis macrochirus*: ecological implications. *Journal of Parasitology*, 1984b; 70: 475-492.

- Lessmark O. The utilization of plant material for metabolism and growth by roach (*Rutilus rutilus*). En: *Competition between perch (Perca fluviatilis) and roach (Rutilus rutilus) in south Swedish lake*. Ph.D. thesis, University of Lund. 1983; 91-108.
- Lester RJG. Host-parasite relations in some didymozoid trematodes. *Journal of Parasitology*, 1980; 66: 527-531.
- Lester RJG, Adams JR. *Gyrodactylus alexandrei*; reproduction, mortality and effect on its host *Gasterosteus aculeatus*. *Canadian Journal of Zoology*, 1974; 52: 827-833.
- Lester RJG, Daniels BA. The eosinophilic cell of the white sucker, *Catostomus commersoni*. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1976; 33: 139-144.
- Lester RJG, Roubal FR. Phylum Arthropoda. En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Levine MD, Gasoil RF, Kuntz RE, Kellogg JH. On the demonstration of hyaluronidase in cercariae of *Schistosoma mansoni*. *Journal of Parasitology*, 1948; XXXIV: 2.
- Levine ND, Corliss JO, Cox FEG, Deroux G, Grain J, Honingberg BM, Leedale GF, Loeblich AR III, Lom J, Lynn D, Merinfeld EG, Page FC, Polyanski G, Sprague V, Vávra J, Wallace FG. A newly revised classification of the Protozoa. *Journal of Protozoology*, 1980; 27: 37-51.
- Lewis WM, Lewis SD. Control of epizootics of *Gyrodactylus elegans* in golden shiner populations. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1963; 92: 60-62.
- Lewis WM, Lewis SD. *Gyrodactylus wageneri*-group, its occurrence, importance, and control in the commercial production of the golden shiner. En: Snieszko S (ed). *A Symposium on Diseases of Fishes and Shellfishes*. Special Publication of the American Fisheries Society, Washington, DC, 1970; 174-176.
- Lewis WM, Morris DP. Toxicity of nitrite to fish: a review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1986; 115: 183-195.
- Lien L. Biology of the minnow *Phoxinus phoxinus* and its interactions with brown trout *Salmo trutta* in Øvre Heimdalsvatn, Norway. *Holarctic Ecology*, 1981; 4: 191-200.
- Lin KJ, Yo SP. The effect of organic pollution on the abundance and distribution of aquatic oligochaetes in an urban water basin, Taiwan. *Hydrobiologia*, 2008; 596(1): 213-223.
- Lin SH, Davidson GA, Secombes CJ, Ellis AE. A morphological study of cells isolated from the perfused gills of dab and Atlantic salmon. *Journal of Fish Biology*, 1998; 53, 560-568.
- Link E. Über eine *Dactylogyrus* Erkrankung der Kerpfenbrut. *Allgemeine Fischerei-Zeitung*, 1910; XXXV.
- Linsey CC. Body sizes of poikilotherm vertebrates at different latitudes. *Evolution*, 1966; 20: 456-465.
- Llewellyn J. Observations on the food and the gut pigment of the Polyopisthocotylea. *Parasitology*, 1954; XLIV: 3-4.
- Lobón-Cervía J. *Ecología de la ictiofauna del río Jarama*. Ph.D. Thesis. Autonoma University of Madrid. 1982a; 262 pp.
- Lobón-Cervía J. Population analysis of the Iberian nase (*Chondrostoma polylepis* Steind. 1865) in the Jarama River. *Vieu Mileu*, 1982b; 32: 139-148.
- Lobón-Cervía J, de Diego A. Feeding strategy of the barbel (*Barbus bocagei* Steind.) with relation to benthos composition. *Archiv fuer Hydrobiologie*, 1988; 114: 83-95.
- Lobón-Cervía J, de Sostoa A. El crecimiento del Cacho (*Leuciscus cephalus pyraenaicus* Günther, 1862) en el río Jarama (cuenca del Tajo). *Doñana, Acta Vertebrata*, 1987; 14: 41-51.
- Lobón-Cervía J, Elvira B. Edad, crecimiento y reproducción de la boga de río (*Chondrostoma polylepis polylepis* Stein., 1865) en el embalse de Pinilla (río Lozoya). *Boletín del Insituto Español de Oceanografía*, 1981; VI(317): 200-213.

- Lobón-Cervía J, Fernández-Delgado C. On the biology of the barbel (*Barbus barbus bocagei*) in the Jarama River. *Folia Zoologica*, 1984; 33(4): 371-384.
- Lobón-Cervía J, Rincón P. Trophic ecology of red roach (*Rutilus arcasii*) in a seasonal stream; an example of detritivory as a feeding tactic. *Freshwater Biology*, 1994; 32: 123-132.
- Lobón-Cervía J, Torres S. On the growth and reproduction of two populations of gudgeon (*Gobio gobio* L.) in Central Spain. *Acta Hydrobiologica*, 1983; 25/26(1): 101-115.
- Lobón-Cervía J, Zabala A. Observations on the reproduction of *Cobitis paludicola* de Buen, 1930 in the Jarama river. *Cybium*, 1984; 8 (3): 63-68.
- Lobón-Cervía J, Montañés C, de Sostoa A. Production and food consumption of a population of brown trout (*Salmo trutta* L.) in an aquifer-fed stream of Old Castile (Spain). *Proceedings of the 4th British Freshwater Fish Conference*, 1985: 41-51.
- Lobón-Cervía J, de Sostoa A, Montañés C. Fish production and its relation with the community structure in an aquifer-fed stream of Old Castile (Spain). *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1986; 33(3/4): 333-343.
- Lobón-Cervía J, Montañés C, de Sostoa A. Influence of environment upon the life history of gudgeon, *Gobio gobio* (L.): a recent and successful colonizer of the Iberian Peninsula. *Journal of Fish Biology*, 1991; 39: 285-300.
- Lockyer AE, Jones CS, Noble LR, Rollison D. Trematodes and snails: an intimate association. *Canadian Journal of Zoology*, 2004; 82: 251-269.
- Lom J. A contribution to the systematics and morphology of endoparasitic trichodinids from amphibians with a proposal of uniform specific characteristics. *Journal of Protozoology*, 1958; 5: 251-263.
- Lom J. The morphology and morphogenesis of the buccal ciliary organelles in some peritrichous ciliates. *Archiv fuer Protistenkunde*, 1964; 107: 131-162.
- Lom J. The adhesive disc of *Trichodinella epizootica* - ultrastructure and injury to the host tissue. *Folia Parasitologica*, 1973; 20: 193-202.
- Lom J. Myxosporea: a new look at long-known parasites of fish. *Parasitology Today*, 1987; 3: 327-332.
- Lom J. Phylum Myxozoa. En: Margulis L, Corliss JO, Melkonian M, Chapman DJ (eds.), *Handbook of protozoology*. Jones and Barlett, Boston, 1990; 36-52.
- Lom J. Trichodinidae and Other Ciliates (Phylum Ciliophora). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Lom J, Arthur JR. A guideline for the preparation of species description in Myxosporea. *Journal of Fish Diseases*, 1988; 12: 151-156.
- Lom J, Cerkasova A. Host-finding in invasive stages of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Journal of Protozoology*, 1974; 21: 457.
- Lom J, Dyková I. Protozoan Parasites of Fishes. *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*, 1992; 26: 125-157.
- Lom J, Dyková I. Myxosporea (Phylum Myxozoa). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Lom J, Noble ER. Revised classification of the Myxosporea Bütschli, 1881. *Folia Parasitologica*, 1984; 31: 193-205.
- Lombard GL. A survey of fish diseases and parasites encountered in Transvaal. *Newsletter of the Limnological Society of South Africa*, 1968; 11: 23-29.
- Loot G, Reyjol Y, Poulet N, Simkova A, Blanchet S, Lek S. Effects of small weirs on fish parasite communities. *Parasitology Research*, 2007; 101(5): 1265-1276.

- Loy C, Haas W. Prevalence of cercariae from *Lymnaea stagnalis* snails in a pond system in southern Germany. *Parasitology Research*, 2001; 87: 878-882.
- Lozano-Rey L. Los peces Fluviales de España. *Memorias de la Real Academia de las Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 1935; 5: 390 pp.
- Luo HY, Nie P, Zhang YA, Wang GT, Yao WJ. Molecular variation of *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 (Cestoda: Pseudophyllidea) in different fish host species based on its rDNA sequences. *Systematic Parasitology*, 2002; 52: 159-2002.
- Lusk S, Lusková V, Halačka K. The status of tench (*Tinca tinca* (L.)) in aquatic habitats of the floodplain along the lower reaches of the River Dyje (Czech Republic). *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1998; 45(3): 407-414.
- Lutta AS. The dynamics of the food stores in parasitic helminths in relation to their developmental cycle. *Annals of Leningrad University*, 1939; XLIII, ser. biol., II.
- Lutta AS. Biochemical and morphological studies on anoxybiosis in parasitic worms. *Advances in Modern Biology, Moscow*, 1940; XXII: 2.
- Lydeard C, Cowie RH, Ponder WF, Bogan AE, Bouchet P, Clarck SA, Cummins KS, Frest TJ, Gargominy O, Herbert G, Hershler R, Perez KE, Rorth B, Seddon M, Strong EE, Thompson FG. The global decline of non marine mollusks. *BioScience*, 2004; 54: 321-330.
- Lynn DH, Frombach S, Ewing MS, Kocan KM. The organelle of Lieberkühn as a synapomorphy for the Ophryoglenina (Ciliophora: Hymenostomatida). *Transactions of the American Microscopical Society*, 1991; 110: 1-11.
- Machordom A, Araujo R, Erpenbeck D, Ramos MA. Phylogeography and conservation genetics of European endangered Margaritiferidae. *Biological Journal of the Linnean Society*, 2003; 78: 235-252.
- Máchová J, Stibranyiová I, Prokeš M, Groch L, Vykusová B, Piačka V, Svobodová Z. Effects of different pH values on embryonic development of carp fry. En: Máchová J, Vykusová B, Svobodová Z (eds). *Proceedings of the 7<sup>th</sup> conference on Toxicity and biodegradability of pollutants and substances important for aquatic environment, Milenovice, 12-15 June, VÚRH Vodňany*, 1995; 174-179.
- Mackiewicz JS. Caryophyllidea (Cestoidea): a review. *Experimental Parasitology*, 1972; 31: 417-512.
- Magalhães MF. Feeding ecology of the Iberian cyprinid *Barbus bocagei* Steindachner, 1865 in a lowland river. *Journal of Fish Biology*, 1992; 40: 123-133.
- Magalhães MF. Feeding of an Iberian stream cyprinid assemblage: seasonality of resources in a highly variable environment. *Oecologia*, 1993; 96: 253-260.
- Maia HMS, Maia CFQ, Pires DFC, Valente ACN. Biology of the iberian chub (*Squalius carolitertii*) in an atlantic-type stream (river Lima basin-north Portugal). A preliminary approach. *Limnética*, 2006; 25(3): 713-722.
- Maitlands PS. The feeding relationships of salmon, trout, minnows, stone loach and three-spined sticklebacks in the River Endrick, Scotland. *Journal of Animal Ecology*, 1965; 34: 109-133.
- Malins DC, Ostrander GK. Perspectives in aquatic toxicology. *Annual Review of Pharmacology and Toxicology*, 1991; 31, 371-399.
- Malmberg G. On the occurrence of *Gyrodactylus* on Swedish fishes (en sueco, con descripción de especies y resumen en inglés.) *Skifter utgivna av Södra Sveriges Fiskeriförening, Årsskrift*, 1957; 19-76.
- Malmberg G. The excretory systems and the marginal hooks as a basis for the systematics of *Gyrodactylus* (Trematoda, Monogenea). *Arkiv foer Zoologi*, 1970; 2: 1-235.
- Malmberg G, Fernholm B. *Myxinidocotyle* gen. n. and *Lophocotyle* Braun (Platyhelminthes, Monogenea, Acanthocotylidae) with descriptions of three new species from hagfishes (Chordata, Myxinidae). *Zoologica Scripta*, 1989; 18: 187-204.

- Malmberg G, Malmberg M. Species of *Gyrodactylus* (Platyhelminthes, Monogenea) on salmonids in Sweden. Symposium on the Pathological Conditions of Wild Salmonids. *Fisheries Research*, 1993; 17(1-2): 59-68.
- Malo de Molina JA, Goenaga Sánchez A, Matesanz Marín D, Vázquez-Dodero I, Córdoba Muñoz C, Capilla Folgado A, Solano Sanz P. *Viabilidad del cultivo de la tenca en la España Peninsular*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Secretaría General de Pesca Marítima. 2005; 70 pp.
- Mann H. Schadwirkung des befalls mit *Ergasilus* bei Schleien. *Inf. Fisch-wirts.*, 1960; 7: 48-49.
- Mann RHK. The growth and reproductive strategy of the gudgeon, *Gobio gobio* (L.), in two hard-water rivers in southern England. *Journal of Fish Biology*, 1980a; 17: 163-176.
- Mann RHK. The numbers and production of pike (*Esox lucius*) in two Dorset rivers. *Journal Animal Ecology*, 1980b; 34: 253-275.
- Mann RHK. Growth and Production. En: Winfield IJ, Nelson JS (eds). *Cyprinid Fishes, Systematics, Biology and Exploitation*. Chapman & Hall, London. 1991: 456-482.
- Mann RHK, Orr DRO. A preliminary study of the feeding relationships of fish in a hard-water and a soft-water stream in southern England. *Journal of Fish Biology*, 1969; 1: 31-44.
- Mann RHK, Mills CA, Crisp DT. Geographical variation in the life-history tactics of some species of freshwater fish. En: Miller JT (ed). *Fish Reproduction*. Acad. Press. London, 1983: 177-186.
- Manter HW. Host specificity and other host relationships among the digenetic trematodes of marine fishes. En: Baer, JG (ed). Premier Symposium sur la Specificite Parasitaire des Parasites des Vertebres. *International Union of Biological Sciences Serie B*, 1957; 32: 185-197.
- Margalef R. *Limnología*. Ediciones Omega, S.A, Barcelona. 1983; 1010 pp.
- Margaritov N. Investigation of Gyrodactylidae (Monogenea) in the breeding material of common carp under condition of intensive breeding in Bulgaria. *Godisiahnik na Sofiiskiia Universitet, Biologicheski Fakultet*, 1986; 77: 64-71 (en ruso).
- Margolis L, Arthur JR. Synopsis of the parasites of fishes of Canada. *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada*, 1979; 199.
- Margolis L, Esch GW, Holmes JC, Kuris AM, Schad GA. The use of ecological terms in Parasitology (report of an ad hoc committee of the american society of parasitologist). *Journal of Parasitology*, 1982; 68(1): 131-133.
- Margolis L, Kabata Z. *Guide to the parasites of fishes of Canada. Part II – Crustacea*. Canadian special publication of fisheries and aquatic sciences, vol. 101. Nanaimo, Canada: Department of Fisheries and Oceans. 1988.
- Marin de Mateo M, Adams A, Richards RH, Castagnaro M, Hedrick RP. Monoclonal antibody and lectin probes recognize developmental and sporogonic stages of PKX, the causative agent of proliferative kidney disease (PKD) from European and North American salmonid fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, 1993; 15: 57-63.
- Markiw ME, Wolf K. *Myxosoma cerebralis*: comparative sensitivity of spore detection methods. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1974a; 31: 1597-1600.
- Markiw ME, Wolf K. *Myxosoma cerebralis*: isolation and concentration from fish skeletal elements-sequential enzymatic digestions and purification by differential centrifugation. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1974b; 31: 15-20.
- Markiw ME, Wolf K. *Myxosoma cerebralis* fluorescent antibody techniques for antigen recognition. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1978; 35: 828-832.
- Markov GS. Feeding of fish tapeworms *in vitro*. *C.R. Academic Science of U.S.S.R.*, 1939; XXXV: I.
- Markov GS. The dynamics of the food stores in parasitic worms *in vitro*. *Zoologicheskij Zhurnal*, 1943; XXII: I.

- Markov GS. Glycogen and fat in some helminths in relation to their living conditions. *C.R. Acad. Sci. U.S.S.R.*, 1950; LXXIV: I.
- Markov GS. Physiology of Fish Parasites. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YuI. (eds). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.
- Martín-Jiménez CM. *Guía de Peces de Castilla y León*. Ediciones Cálamo y Junta de Castilla y León. 2006.
- Martínez-Capel F, García de Jalón D. Desarrollo de curvas de preferencia de microhábitat para *Leuciscus pyrenaicus* y *Barbus bocagei* por buceo en el río Jarama (Cuenca del Tajo). *Limnética*, 1999; 17: 71-83.
- Martínez CBR, Souza MM. Acute effects of nitrite on ion regulation in two neotropical fish species. *Comparative Biochemistry and physiology*, 2002; 133: 151-160.
- Maslin-Leny Y, Bohatier, J. Cytologie ultrastructurale de *Trichodina* et *Tripartiella* (Ciliés Péritriches). *Protistologica*, 1984; 20: 113-132.
- Mason BJ. The causes and consequences of surface water acidification. En: Morris R, Taylor EW, Brown DJA, Brown JA (eds) *Acid Toxicity and Aquatic Animals*. Society for Experimental Biology, Seminar Series 34, Cambridge University Press, Cambridge. 1989; 1-12.
- Matthes D, Guhl W, Haider G. Suctorina und Urceolariidae (Peritricha). En: Matthes D (ed). *Protozoenfauna*. Fisher, Stuttgart, 1988; 7: 309 pp.
- Matthews KR. An experimental study of the habitat preferences and movement patterns of copper, quillback and brown rockfishes (*Sebastes* spp.). *Environmental Biology of Fishes*, 1990; 29: 161-178.
- Maule AG, Schreck, CB, Kaattari SL. Changes in the immune system of coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) during the parr-to-smolt transformation and after implantation of cortisol. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 1987; 44: 161-166.
- Maule AG, Tripp RA, Kaattari SL, Schreck CB. Stress alters immune function and disease resistance in chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). *Journal of Endocrinology*, 1989; 120: 135-142.
- McArthur CP, Sengupta S. Antigenic mimicry of eel tissues by a myxosporidian parasite, *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1982; 66: 249-255.
- McCallum HI. Infection dynamics of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Parasitology*, 1982; 85: 475-488.
- McCallum HI. Population effects of parasite survival of host death: experimental studies of interaction of *Ichthyophthirius multifiliis* and its fish host. *Parasitology*, 1985; 90: 529-547.
- McCartney JB, Fortner GW, Hansen MF. Scanning electron microscopic studies of the life cycle of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Journal of Parasitology*, 1985; 71: 218-226.
- McDonald DG. The interaction of environment calcium and low pH on the rainbow trout, *Salmo gairdneri*. I. Branchial and renal net ion fluxes and H<sup>+</sup> fluxes. *Journal of Experimental Biology*, 1983; 102: 123-140.
- McDonald DG, Høbe H, Wood CM. The influence of calcium on the physiological responses of the rainbow trout *Salmo gairdneri*, to low environmental pH. *Journal of Experimental Biology*, 1980; 88: 109-131.
- McDonald DG, Freda J, Cavdek V, Gonzales R, Zhia S. Interspecific differences in gill morphology of freshwater fish in relation to tolerance of low-pH environments. *Physiological Zoology*, 1991; 64: 124-144.
- McDowall A (ed) *The Tetra Encyclopedia of Koi*. Tetra Press, Morris Plains, New Jersey. 1989.
- McKeand JB. Molecular diagnosis of parasitic nematodes. *Parasitology*, 1998; 117: 87-96.

- McLeay DJ, Birtwell IK, Hartman GF, Ennis GL. Response of Arctic grayling (*Thymallus arcticus*) to acute and prolonged exposure to Yukon placer mining sediment. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 1987; 44: 658-673.
- McNeil PL Jr. The use of benzene hexachloride as a copepodicide and some observations on lernaeal parasites in trout rearing units. *Progressive Fish-Culturalist*, 1961; 23: 127-133.
- McQueen A, MacKenzie K, Roberts RJ, Young H. Studies on the skin of plaice (*Pleuronectes platessa* L.). III. The effect of temperature on the inflammatory response to the metacercariae of *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825) (Digenea, Heterophyidae). *Journal of Fish Biology*, 1973; 5: 241-247.
- McVicar AH, Fletcher TC. Serum factors in *Raja radiata* toxic to *Acanthobothrium quadripartitum* (Cestoda: Tetrathyllidea), a parasite specific to *R. naevus*. *Parasitology*, 1970; 61: 55-63.
- Meade JW, Ramsey JS, Williams JC. Effects of cumulative loading levels, as fish weight per unit flow, on water quality and growth of lake trout. *Journal of the World Mariculture Society*, 1985; 16: 40-51.
- Measures LN, Anderson RC. Centrarchid fish as paratenic hosts of the giant kidney worm, *Dioctophima renale* (Goeze, 1782), in Ontario, Canada. *Journal of Wildlife Diseases*, 1985; 21: 11-19.
- Mehlhorn H. *Parasitology in Focus. Facts and Trends*. Springer-Verlag, 1988.
- Mehlhorn H, Walldorf V. Life cycles. En: Mehlhorn H (ed). *Parasitology in Focus. Facts and Trends*. Springer-Verlag, 1988; 48-49.
- Milbrink G. Population biology of the cestode *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas) in bream, *Abramis brama* (L.), and the feeding of fish on oligochaetes. *Report of the Institute of Freshwater Research Drottningholm*, 1975; 54: 36-51.
- Mills CA. The life history of the minnow *Phoxinus phoxinus* (L.) in a productive stream. *Freshwater Biology*, 1987; 17: 53-67.
- Mills CA. The effect of extreme northerly climatic conditions on the life history of the minnow, *Phoxinus phoxinus* (L.). *Journal of Fish Biology*, 1988; 33: 545-561.
- Mills CA. Reproduction and Life History. En: Winfield IJ, Nelson S (eds). *Cyprinid fishes. Systematics, biology and exploitation*. Chapman & Hall. Fish and Fisheries Series, 3. Great Britain. 1991; 483-508.
- Millylä M, Torssonen M, Pulliainen E, Kuusela K. Biological studies on the minnow, *Phoxinus phoxinus*, in northern Finland. *Aquilo Serie Zoologica*, 1983; 22: 149-156.
- Miñano PA, García-Mellado A, Oliva-Paterna FJ, Torralba M. Edad, crecimiento y reproducción de *Gobio gobio* L. (Pisces, Cyprinidae) en un tramo regulado del río Segura (SE España). *Animal Biodiversity and Conservation*, 2003; 26(1): 67-76.
- Miranda R, Campos F, García-Fresca C, Oscoz J, Escala MC, Leukona JM. Distribución de sexos del piscardado (*Phoxinus phoxinus*) durante la época reproductora en un río del norte de España. *Ecología*, 1999; 13: 303-309.
- Miroshnichenko AI. Monogeneans of fresh-water fishes of Crimea. En: Skarlato OA (ed) *Investigations of Monogeneans in the USSR*. Oxonian Press, New Delhi, 1987; 105-114.
- Mitchell LG. Myxosporidia. En: Kreier JF (ed). *Parasitic protozoa*, Vol. 4. Academic Press, New York, 1977; 115-154.
- Mizelle JD. New species of trematodes from the gills of Illinois fishes. *American Midland Naturalist*, 1936; 17: 785-806.
- Mizelle JD, Klucka AR. Studies on monogenetic trematodes. XI. Dactylogyridae form Wisconsin fishes. *American Midland Naturalist*, 1953; 49: 720-733.
- Mizelle JD, Price CE. Additional haptor hooks in the genus *Dactylogyrus*. *Journal of Parasitology*, 1963; 49: 1028-1029.

- Mo TA, Appleby CA. A special technique for studying haptoral sclerites of monogeneans. *Systematic Parasitology*, 1990; 17: 103-108.
- Möller H. Pollution and parasitism in the aquatic environment. *International Journal of Parasitology*, 1987; 17: 353-361.
- Molnar K. Occurrence of new monogeneans of Far east origin on the gills of fishes in Hungary. *Acta Veterinaria Hungarica* 1984; 32: 153-157.
- Molnar K. First record of a common carp parasite, *Dactylogyrus molnari* Ergens and Dulma, 1969 (Monogenea) in Hungary. *Parasitologia Hungarica*, 1987; 20: 41-43.
- Molnár K, Eszterbauer C, Székely C, Dán Á, Harrach B. Morphological and molecular biological studies on intramuscular *Myxobolus* spp. of cyprinid fish. *Journal of Fish Diseases*, 2002; 25: 643-652.
- Monteiro C, Amato JFR, Amato, SB. Helminth parasitism in the Neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in Southern Brazil: effect of host size, weight, sex, and maturity state. *Parasitology Research*, 2011; 109: 849-855.
- Moore JD, Ototake M, Nakanishi T. Particulate antigen uptake during immersion immunisation of fish: The effectiveness of prolonged exposure and the role of skin and gills. *Fish and Shellfish Immunology*, 1998; 8, 393-407.
- MOP (Ministerio de Obras Públicas). *Datos físicos de las corrientes clasificadas por el C.E.H. (Centro de Estudios Hidrográficos)*. Sección de Planificación. Madrid. 1965.
- Moravec F. *Nematodes of Freshwater Fishes of the Neotropical Region*. Academia, Praha: Academy of Sciences of Czech Republic. 1998; 464 pp.
- Morgan MJ, Godin J-GJ. Antipredator benefits of schooling behaviour in a cyprinodont fish, the banded killifish (*Fundulus diaphanus*). *Zeitschrift für Tierpsychologie*, 1985; 70, 236-246.
- Morley NJ, Adams ME, Lewis JW. The role of *Bithynia tentaculata* in the transmission of larval digeneans from a gravel pit in the Lower Thames Valley. *Journal of Helminthology*, 2004; 78: 129-135.
- Morris J, Adams A. PCR and *in situ* hybridisation of *Tetracapsula bryosalmonae* (PKX), the causative agent of Proliferative Kidney Disease (Chapter 12). En: Cunningham O (ed). *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*. Kluwer Academic Publishers, 2002; 345 pp.
- Mozgovoi AA. *Essentials of Nematodology. Vol. 2. Ascaridata of animals and man and the diseases caused by them*. (traducido del ruso, Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations). 1953; 390 pp.
- Mueller JF, van Cleave J. Parasites of Oneida Lake fishes. Part II. Descriptions of new species and some general taxonomic considerations, especially considering the trematode family Heterophyidae. *Roosevelt Wild Life Annals*, 1932; 3: 79-137.
- Munro ALS. The pathogenesis of bacterial diseases of fishes. En: Roberts RJ (ed). *Microbial Diseases of Fishes*. Academic Press, London, 1982; 115-149.
- Munro ALS. Salmon farming. *Fisheries Research*, 1990; 10: 151-161.
- Munro ALS, McVicar AH, Jones R. The epidemiology of infectious disease in commercially important wild marine fish. *Rapports et procès-verbaux des réunions du Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer*, 1983; 182: 21 - 32.
- Murphy G. Relationship of the freshwater mussel to trout in the Truckee River. *California Fish and Game*, 1942; 28: 89-102.
- Musselius VA. *Parasites and diseases of herbivorous fishes and their control measures* (en ruso). "Kolos", Moscow, 1967; 83 pp.
- Musselius VA. Fish diseases in aquaculture of the USSR. 1969. En: *Proceedings of the 7<sup>th</sup> Japan-Soviet Joint Symposium on Aquaculture* (Tokyo, September 1978).



- Musselius VA. Monogeneans of fish farms and their importance in modern methods of pisciculture. En: Skarlato OA (ed). *Investigations of Monogeneans in the USSR*. Oxonian, New Delhi, 1987; 143-151.
- Nagel K, Badino G, Celebrano G. Systematics of european naiades (Bivalves: Margaritiferidae and Unionidae): a review and some new aspects. *Malacological Review*, 1998; I (suppl.7, Bivalvia): 83-104.
- Nakai N. On the development of a parasitic copepod, *Lernaea elegans* Leigh-Sharpe, infesting *Cyprinus carpio* L. *Journal of Fisheries Institute of Tokyo*, 1927; 23: 39-59.
- Nash RD, Valencia AN, Geffen AJ. The Origin of Fulton's Condition Factor - Setting the Record Straight. *Fisheries*, 2006; 31(5): 236-238.
- Negus CL. A quantitative study of growth and production of unionid mussels in the River Thames at Reading. *Journal of Animal Ecology*, 1966; 35: 513-532.
- Nelson J. *Fishes of the World* (3th edition). John Wiley & Sons, Inc. New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore, 1994; 600 pp.
- Neuhaus E. Untersuchungen über die Lebensweise von *Ergasilus sieboldi* Nordmann. *Zs. Fischerei*, 1929; 27: 339-397.
- Neveau A, Thibault M. Comportament alimentaire d'une population sauvage de Truite fario (*Salmo trutta* L.) dans un ruisseau des Pyrénées atlantiques, Le Lissuraga. *Annales Hydrographiques*, 1977; 8: 111-128.
- Newbold JD, Elwood JM, O'Neill RV, Vanwinkle W. Measuring nutrient spiralling on rivers. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 1983; 38: 860-863.
- Newcombe CP, Jensen JOT. Channel suspended sediment and fisheries: A synthesis for quantitative assessment of risk and impact. *North American Journal of Fisheries Management*, 1996; 16: 693-727.
- Nigrelli RF, Pokorny KS, Ruggieri GD. Notes on *Ichthyophthirius multifiliis*, a ciliate parasitic on freshwater species, with some remarks on possible physiological races and species. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1976; 95: 607-613
- Noble ER. Life cycles in the Myxosporidia. *Quarterly Review of Biology*, 1944; 19: 213-235.
- Noga EJ. The importance of *Lernaea cruciata* (Le Sueur) in the initiation of skin lesions in largemouth bass, *Micropterus salmoides* (Lacépède), in the Chowan River, North Carolina, USA. *Journal of Fish Diseases*, 1986; 9: 699-701.
- Nybelin O. *Dactylogyrus* Studier vid Aneboda Fiskeri för söskstation. *Skrift. utgivna södra sveriges fiskeriför*, 1925; 1-2.
- OIE (Office International des Épizooties). *Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals* (5th edition). World Organization for Animal Health, 2006; 469 pp.
- OIE (Office International des Épizooties). *Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animal*. World Organization for Animal Health, 2009; 206 pp.
- Ogut H, Akyol A, Alkan MZ. Seasonality of *Ichthyophthirius multifiliis* in the Trout (*Oncorhynchus mykiss*) Farms of the Eastern Black Sea Region of Turkey. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 2005; 5: 23-27.
- Oliva O. A revision of the cyprinid fishes of Czechoslovaquia with regards to their secondary sexual characters. *Bulletin of the International Academy of Tchèque Sciences*, 1952; 53(1): 409-434.
- Olsen OW. *Parasitología Animal. I-II*. Biblioteca Veterinaria. Aedo. 1977; 719 pp.
- Omerick, JM, Griffith GE. Ecological regions versus hydrologic units: Frameworks for managing water quality. *Journal of Soil and Water Conservation*, 1991; 46: 334-340.

- Ortega C, Múzquiz JL, de Blas I, Ruiz I, Fernández AB, Simón MC, Alonso JL, Orós J, Claver R. Factores de riesgo en la sanidad de la salmicultura del noreste de España. *Medicina Veterinaria*, 1997; 14: 295-303.
- Orth DJ, White RJ. Stream habitat management. En: Kohler Ch, Hubert W (eds). *Inland Fisheries Management in North America*, American Fisheries Society, Bethesda, USA. 1993: 205-230.
- Ortiz JA, Carbonell G, Tarazona JV. Evolución diaria del pH, amoníaco y oxígeno disuelto en sistemas de cría intensiva de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*): estudio experimental. *Investigación Agraria: Producción y Sanidad Animal*, 1994; 9: 139-146.
- Oscos J, Campos F, Escala MC. Alimentación del gobio (*Gobio gobio* (L., 1758)) en el río Larraun (Navarra, N. España). *Limnética*, 2003; 22(3-4): 77-84.
- Oshio Y, Furuta J. Studies on the hyaluronidase in some parasitic Nematodes. *Bulletin of the National Institute of Agricultural Sciences*, 1955; XI.
- Osmanov SU. Raphidascarosis of bream in the delta of Amu-Daria. *Fisheries Industry, Moscow*, 1953; VIII.
- Overstreet RM, Howse HBD. Some parasites and diseases of stuarine fishes in polluted habitat of Mississippi. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1977; 298: 427-462.
- Paggi JC. Una nueva especie de *Therodamas* (Therodamasidae: Cyclopoida) copépodo parásito de peces de agua dulce de la República Argentina. *Physis*, sección B, 1976; 335: 93-102.
- Palenzuela O, Bartholomew J. Molecular tools for the diagnosis of *Ceratomyxa shasta* (Myxozoa) (Chapter 11). En: Cunningham O (ed). *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*. Kluwer Academic Publishers, 2002; 345 pp.
- Palyi MA. Fish parasites in Yaniv pond faro. *Nauk. Zap. Lvivsk. Gos. Univ.*, 1949; XVI: 5.
- Paperna I. Studies on monogenetic trematodes in Israel. I. Three species of monogenetic trematodes of reared carp. *Bamidgeh*, 1959; 3: 51-67.
- Paperna I. Studies on monogenetic trematodes in Israel. 2. Monogenetic trematodes of cichlids. *Bamidgeh*, 1960; 12: 20-33.
- Paperna I. Some observations on the biology and ecology of *Dactylogyrus vastator* in Israel. *Bamidgeh*, 1963a; 15, 8-29.
- Paperna I. Dynamics of *Dactylogyrus vastator* Nybelin (Monogenea) populations on the gills of carp fry in fish ponds. *Bamidgeh*, 1936b; 15: 31-50.
- Paperna I. Competitive exclusion of *Dactylogyrus extensus* by *Dactylogyrus vastator* (Trematoda, Monogenea) on the gills of reared carp. *Journal of Parasitology*, 1964a; 50: 94-98.
- Paperna I. Host reaction to infection of carp with *Dactylogyrus vastator* Nybelin, 1924 (Monogenea). *Bamidgeh*, 1964b; 16: 126-141.
- Paperna I. Adaptation of *Dactylogyrus extensus* (Mueller and Van Cleave, 1932) to ecological conditions of artificial ponds in Israel. *Journal of Parasitology*, 1964c; 50: 90-93.
- Paperna I. The metazoan parasite fauna of Israel inland water fishes. *Bamidgeh*, 1964d; 16: 3-66.
- Paperna I. Parasitic helminths from inland water fishes in Israel. *Israel Journal of Zoology*, 1964e; 13: 1-20.
- Paperna I. Studies on the transmission of schistosomiasis in Ghana. I. Ecology of *Bulinus (Physopsis) globosus* the snail host of *Schistosoma haematobium* in Soth East Ghana. *Ghana Journal of Science*, 1968a; 8: 30-51.
- Paperna I. Studies on the transmission of schistosomiasis in Ghana. III. Notes on the ecology and distribution of *Bulinus truncates rohlfsi* and *Biomphalaria pfeifferi* in the lower Volta basin, Ghana. *Ghana Medical Journal*, 1968b; 7: 139-145.

- Paperna I. Infection by *Ichthyophthirius multifiliis* of fish in Uganda. *Progressive Fish Culturist*, 1972; 34: 162-164.
- Paperna I. Parasites and diseases of the grey mullet (Mugilidae) with special reference to the seas of the Near East. *Aquaculture*, 1975; 5: 65-80.
- Paperna I. Parasites, infections and diseases of fish in Africa. Food Agriculture Organization, UN, *CIFA Technical paper*, 1980; 7.
- Paperna I. Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. *Annual Review of Fish Diseases*, 1991; 1: 155-194.
- Paperna I. Digenea (Phylum Platyhelminthes). En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- Paperna I, Thurston JP. Report on ectoparasitic infections of freshwater fish in Africa. *Third Symposium of Comm. Institutes of Epizootics et. Etudes de. Maladies en. Poisson*, Stockholm, 23-27 Sept. 1968. *Contr.* 1968; 10: 9 .
- Parker JC. *Studies on the natural history of Ichthyophthirius multifiliis Fouquet 1876 and ectoparasitic ciliate of fish*. PhD Dissertation University of Maryland. 1965.
- Pauley G. Fish sporozoa: Extraction of antigens from *Myxosoma cerebralis* which mimic tissue antigens of rainbow trout (*Salmo gairdneri* Rafinesque). *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1974; 31: 1481-1484.
- Pavanelli GC. *Proteocephalidea (Platyhelminthes - Cestoda) parasitos de algumas espécies de peixes, em especial da Familia Pimelodidae, do rio Paraná*. Estado do Paraná. Tese (Doutorado) Universidade Federal do Paraná, Estado do Paraná, Curitiba. 1991; 158 pp.
- Pavanelli GC, Eiras JC, Takemoto RM. *Doenças de peixes. Profilaxia, diagnostico e tratamento*. Maringá: Ed. Universidade Estatal de Maringá, 1999; 264 pp.
- Pavlovski EN. The concept of biocenosis in application to some parasitological problems. *Bulletin of Academic Sciences of U.R.R.S.* 1937.
- Pavlovski EN. *Guide to parasitology of man I*. AN S.S.S.R. 1946a.
- Pavlovski EN. Conditions and factors contributing to the process of animal becoming a host to a parasite in the course of evolution. *Zoologicheskij Zhurnal*, 1946b; XXV(4).
- Pearson JC. Observations on the morphology and life-cycle of *Paucivitellosus fragilis* Coil, Reid and Kuntz, 1965 (Trematoda: Bivesiculidae). *Parasitology*, 1968; 58: 769-788.
- Penczak T, Kusto E, Kryzanowska D, Molinski M, Suszycka E. Food consumption and energy transformations by fish populations in two small lowland rivers in Poland. *Hydrobiologia*, 1984; 108: 135-144.
- Pennycuik L. Quantitative effects of three species of parasites on a population of three-spined sticklebacks, *Gasterosteus aculeatus*. *Journal of Zoology, London*, 1971; 165: 143-162.
- Pereira-Bueno JM. *Helminthocenosis del Tracto Digestivo de los Ciprínidos de los Ríos de León*. Tesis Doctoral. Facultad de Veterinaria de León. Publica: Ministerio de Agricultura. Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. 1980; 313 pp.
- Pérez JA, Espigares M. *Estudio sanitario del agua*. Universidad de Granada. Granada. 1995.
- Persson L. Food consumption and the significance of detritus and algae to intraspecific competition in roach *Rutilus rutilus* in a shallow eutrophic lake. *Oikos*, 1983; 4, 118-125.
- Peshkov MA, Tikhomirova LA. Ultrafine structure of nuclear apparatus in *Ichthyophthirius multifiliis* at the protomite cyst stage. *Doklady Akademiia Nauk SSSR, Noviaia seriia*, 1968; 183: 451-452.
- Petrushevski GK, Kogteva EP. Effect of parasitic diseases on condition of fish. *Zoologicheskij Zhurnal*, 1954; 33: 395-405. (en ruso)

- Petrushevski GK, Shulman SS. The parasitic diseases of fishes in the natural waters of the USSR. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YuI (eds.). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.
- Petter AJ, Thatcher VE. Observations sur la capsule buccale de *Spirocamallanus inopinatus* (Nematoda), parasite de poissons brésiliens. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris*, 1988; 4(10A): 685-692.
- Petts GE. *Impoundmed rivers*. Willey & sons, Nueva York. 1984; 214 pp.
- Pickering AD, Duston J. Administration of cortisol to brown trout, *Salmo trutta* L., and its effects on the susceptibility to *Saprolegnia* infection and furunculosis. *Journal of Fish Biology*, 1983; 23: 163-175.
- Pickering AD, Richards RH. Factors influencing the structure, function and biota of the salmonid epidermis. *Proceedings of the Royal Society, Edinburgh*, 1980; 79B: 93-104.
- Picket STA, White PS (eds.). *The ecology of natural disturbance and patch dynamics*. Academic Press, USA. 1985; 326 pp.
- Pires AM, Cowx IG, Coelho MM. Life history strategy of *Leuciscus pyrenaicus* in intermittent streams of the Guadiana basin. *Cybium*, 2000; 24: 287-297.
- Poff NL, Allan JD. Functional organization of stream fish assemblages in relation to hydrological variability. *Ecology*, 1995; 76(2): 606-627.
- Polyanski YI, Shulman SS. Changes in parasite fauna of fishes with the age of host. *Tr. Karelo-Finski. fil. AN S.S.S.R.*, 1956; IV.
- Polzin B, Bremen H. Some cytochemical investigations of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet and investigations on the variable density of infestations of different fish species with the parasite. *Wissens. Zeits. Paedagog. Inst. Guestrow, Mat. Naturwiss. Fakul*, 1971; 53-58. (traducido al inglés, National Science Foundation, U.S. Department of the Interior, no. TT77-55062)
- Price CE, Mizelle JD. Studies on monogenetic trematodes. XXVI. Dactylogyrynae from California with the proposal of a new genus, *Pellucidhaptor*. *Journal of Parasitology*, 1964; 50: 572-578.
- Prichard R. Application of molecular biology in veterinary parasitology. *Veterinary Parasitology*, 1997; 71: 155-175.
- Prost M. Investigations on the development and pathogenicity of *Dactylogyryrus anchoratus* (Duj., 1945) and *D. extensus* Mueller and v. Cleave, 1952 for breeding carps. *Acta Parasitologica Polonica*, 1963; 11: 17-47.
- Prost M. Fish Monogenea of Poland. V. Parasites of the carp, *Cyprinus carpio* L. *Acta Parasitologica Polonica*, 1980; 27: 125-131.
- Puchkov NV. *Physiology of fishes*. Publ: Pishchepromizdat. 1954.
- Rackova VM. Infestations of *Leuciscus idus* and their influence on that fish. *Report, Mosk, tekhn, in-t ryb. prom. khoz.* 1954.
- Ratanarat-Brockelmann C. Migration of *Diplostomum spathaceum* (Trematoda) in the fish intermediate host. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1974; 43: 123-134.
- Real Decreto 927/1988, de 29 de julio, por el que se aprueba el Reglamento de la administración pública del agua y de la Planificación Hidrológica, en desarrollo de los títulos II y III de la Ley 29/1985, de Aguas, *Boletín Oficial del Estado*. 209 de 31 de agosto de 1988.
- Real Decreto 1138/1990, de 14 de Septiembre, por el que se aprueba la Reglamentación Técnico Sanitaria para el abastecimiento y control de aguas potables para consumo humano. *Boletín Oficial del Estado*. 249 de 20 de septiembre de 1990.
- Real Decreto 1/2001, de 20 de Julio, por el que se aprueba el texto refundido de la Ley de Aguas. *Boletín Oficial del Estado*. 176 de 24 de julio de 2011.

- Real Decreto 125/2007, de 2 de Febrero, por el que se fija el ámbito territorial de las demarcaciones hidrográficas. *Boletín Oficial del Estado*. 30 de 3 de febrero de 2007.
- Real Decreto 1614/2008, de 3 de Octubre, relativo a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos. *Boletín Oficial del Estado*. 242 de 7 de octubre de 2008.
- Reddy PK, Leatherland JF. Stress Physiology. En: Leatherland JF, Woo PTK (eds). *Fish Diseases and Disorders. Volume 2. Non-infectious Disorders*. CABI-Publishing. London. 1998; 279-301.
- Reichenbach-Klinke HH. *Enfermedades de los peces*. Acribia, S.A. Zaragoza. 1982; 507 pp.
- Reichenbach-Klinke HH, Landolt M. *Fish Pathology*. TFH, Jersey City. 1973.
- Reinsone AD. *The fish parasitofauna of industrial lakes in the Latvian SSR*. Avtoreferat, Latviiskii Gosudarstvennyi Universitet, Riga. 1955 (en ruso)
- Reis J, Araujo R. Redescription of *Unio tumidiformis* Castro, 1899 (Bivalvia: Unionoidea), an endemism from Southwestern Iberian Peninsula. *Journal of Natural History*, 2009; 43(31-32): 1929-1945.
- Reiser DW, White RG. Effects of two sediments size-classes on survival of steelhead and chinook salmon eggs. *North American Journal of Fisheries Management*, 1988; 8: 432-437.
- Reshetnikova AV. Contribution to parasite fauna of the fishes of the Black Sea. *Transactions of the Karadag Biological Station*, 1955; XIII..
- Reuling FH. Acquired immunity to an animal parasite. *Journal of Infectious Diseases*, 1919; 24: 337-346.
- Ricciardi A, Neves RJ, Rasmunssen JB. Impending extinctions of North American freshwater mussels (Unionida) following the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) invasion. *Journal of Animal Ecology*, 1998; 67: 613-619.
- Richardson LR. *Trichodina* on *Salvelinus fontinalis*. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1938; 67: 228-233.
- Ricker WE. *Methods for Assessment of Fish Production in Fresh Waters*. Blackwell Scientific. 1968; 313 pp.
- Rincón PA, Lobón-Cerviá J. Reproductive and growth strategies of the red roach, *Rutilus arcasii* (Steindachner, 1866), in two contrasting tributaries of the River Duero, Spain. *Journal of Fish Biology*, 1989; 34: 687-705.
- Rincón PA, Lobón-Cerviá J. Microhabitat use by stream-resident brown trout: bioenergetic consequences. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1993; 122: 575-587.
- Rintamäki-Kinnunen P, Valtonen ET. Finfish salmon resistant to *Gyrodactylus salaris*: a long-term study at fish farm. *International Journal for Parasitology*, 1996; 26: 723-732.
- Riolobos P, Álvarez Cobelas M, Rojo C, Rodrigo MA, Ortega Mayagoitia E, Cirujano S. *Técnicas habituales de análisis físicos, químicos y biológicos del Grupo de Investigación del Agua*. Edita: Real Jardín Botánico (CSIC), Estudios Europeos de Medio Ambiente S.L. y Centro de Ciencias Medioambientales (CSIC), 2002.
- Rivas-Martínez S, Díaz TE, Fernández-González F, Izco J, Loidi J, Lusa M, Penas A. Vascular Plant Communities of Spain and Portugal. *Itinera Geobotánica*, 2002; 15(1-2).
- Roberts LS. *Ergasilus* (Copepoda, Cyclopoida): revision and key to species in North America. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1970; 89: 134-161.
- Roberts RJ (ed). *Fish Pathology*. Baillière Tindall, London. 1978.
- Roberts RJ. *Patología de los peces*. Ed. Mundi-Prensa, 1981; 3: 63-102.
- Roberts RJ (ed). *Fish Pathology* (3<sup>th</sup> edition). W.B. Saunders. 2001; 472 pp.

- Rodier J. Investigación y recuento de los gérmenes indicadores de una contaminación fecal. En: *Análisis de las aguas*. Omega. Barcelona. 1981; 697-770.
- Rodríguez LA, Gallardo CS, Vivas J, Saa AI. *Manual de Prácticas de Microbiología*. Servicio de Publicaciones da Universidade de Vigo, 2000.
- Rodríguez-Ruiz A. *Relación entre la comunidad íctica y la estructura del hábitat en un río de régimen mediterráneo*. Tesis Doctoral, Universidad de Sevilla. 1992; 430 pp.
- Rodríguez-Ruiz A, Granado-Lorencio C. Spawning period and migration of three species of cyprinids in a stream with mediterranean regimen (SW Spain). *Journal of Fish Biology*, 1992; 41: 545-556.
- Rodríguez-Ruiz A, Encina L, Granado-Lorencio C. Estrategias de vida de las especies ícticas en un río de ambiente fluctuante en el sur de España: una visión holística. *Boletín de la Sociedad Biológica de Concepción*, 1998; 69: 175-189.
- Rogers WA, Gaines JL. Lesions of protozoan diseases in fish. En: Ribelin WE, Migaki G (eds). *The Pathology of Fishes* (s.I.) The University of Wisconsin Press. 1975; 117-131.
- Rohde K. Diseases caused by metazoans: helminths. En: Kinne O (ed). *Diseases of Marine Animals. Vol. IV, Part 1. Introduction. Pisces*. Biologische Anstalt Halgoland, Hamburg, 1984; 193-320.
- Romer AS. *Vertebrate Paleontology* (3rd edition). University of Chicago Press, Chicago. 1996.
- Roncero V, Gázquez A, Redondo E, Moyano MC, Durán E. Etude structural et ultrastructurale du rein de la tanche (*Tinca tinca* L.) apres intoxication expérimentale par absorption de nitrate de plomo. *Zentralblatt fur Veterinarmedizin. Reihe A*, 1988; 35: 529-543.
- Rosgen D. A classification of natural rivers. *Catena*, 1994; 22: 169-199.
- Rosgen D. *Applied River Morphology*. Wildland Hydrology. Pagosa Springs, Colorado, USA. 1996.
- Rosseland BO, Henriksen A. Acidification in Norway. Loss of fish populations and the 1000-lake survey 1986. *The Science of the Total Environment*, 1990; 96: 45-56.
- Rózsa L, Reiczigel J, Majoros G. Quantifying parasites in simples of hosts. *Journal of Parasitology*, 2000; 86(2): 228-232.
- Ruiz-Zarzuela I. *Caracterización epidemiológica y sanitaria de las cuencas fluviales de la Comunidad Foral de Navarra*. Tesis Doctoral. Departamento de Patología Animal, Facultad de Veterinaria de la Universidad de Zaragoza. 2003; 256 pp.
- Russo RC. Ammonia, nitrite and nitrate. En: Rand GM, Pertocelli SR (eds). *Fundamentals of Aquatic Toxicology*. Hemisphere, New York. 1985; 455-471.
- Russo RC, Thurston RV. Toxicity of ammonia, nitrite, and nitrate to fishes. En: Brune DE, Tomasso JR (eds). *Aquaculture and Water Quality*. World Aquaculture Society. Baton Rouge. 1991; 58-59.
- Ruszkowski JS. Materjaly do fauny helmintologicznej Polski. Część I. *Sprawozdania Komisji Fizyograficznej oraz Materialy do Fizyografii Kraju*. Kraków, 1926; 39: 68-72.
- Sabaut JJ. *Cría de la trucha arco iris*. CIPASA. 1976.
- Salcedo-Pérez MT. *Contribución al Conocimiento de la Parasitofauna de Peces de Acuario*. Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid, Facultad de Veterinaria. 1994.
- Salvati L, Bolognesi M, Ascenzi P. Does inhibition of *Trypanosoma cruzi* key enzymes affect parasite life cycle and geographic distribution? *IUBMB Life*, 2002; 53(1): 45-47.
- Sattaur O. Parasites prey on wild salmon in Norway. *New Scientist*, 1988; 120: 21.
- Saulnier D, de Kinkelin P. Antigenic and biochemical study of PKX, the causative agent of proliferative kidney disease of salmonid fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, 1996; 27: 103-114.
- Schäperclaus W. *Fischkrankheiten* (3<sup>rd</sup> ed), Akademie Verlag, Berlin. 1954; 708 pp

- Schäperclaus W. Diseases caused by ciliates. En: Schäperclaus W, Kulow H, Schreckenbach K (eds). *Fish Diseases*. Amerind Publishing, New Delhi, 1991; 702-725.
- Schäperclaus W, Kulow H, Schreckenbach K. *Fish Diseases* (5<sup>th</sup> ed). Oxion Press, New Delhi. 1991.
- Schenkova J, Helešic J. Habitat preferences of aquatic Oligochaeta (Annelida) in the Rokttná River, Czech Republic- a small highland stream. *Hydrobiologia*, 2006; 564(1): 117-126.
- Scheuring L. Beobachtungen zur Biologie des Genus *Trianenophorus* und Betrachtungen über das Jahreszeitliche Auftreten von Bandwürmern. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1929; 2: 157-177.
- Schlosser, IJ. The role of predation in age and size related habitat use by stream fishes. *Ecology*, 1987; 68: 651-659.
- Schmidt GD. *CRC Handbook of Tapeworm Identification*. CRC Press, Boca Raton, FL. 1986; 675 pp.
- Schmidt GD, Roberts LS. *Foundations of Parasitology*. C.V. Mosby Company, Saint Louis, Mi. 1977
- Schnur LF. The use of methylene blue for staining cestodes. *Journal of Science and Technology*, 1969; 2: 33-34.
- Scholz T. Parasites in cultured and feral fish. *Veterinary Parasitology*, 1999; 84: 317-335.
- Scholz T, Drábek R, Hanzelová V. Scolex morphology of *Proteocephalus* tapeworms (Cestoda: Proteocephalidae), parasites of freshwater fish in the Palearctic region. *Folia Parasitologica*, 1998; 145: 27-43.
- Schreck CB, Patiño R, Pring CK, Winton JR, Holway JE. Effects of rearing density on indices of smoltification and performance in coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. *Aquaculture*, 1985; 45(1-4): 345-358.
- Scott JS. Trematode populations in the Atlantic argentine, *Argentina silus*, and their use as biological indicators. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1969; 26: 879-891.
- Scott A. Prey selection by juvenile cyprinids from running waters. *Freshwater Biology*, 1987; 17: 129-142.
- Scott AL, Grizzle JM. Pathology of cyprinid fishes caused by *Bothriocephalus gowkongenesis* Yea, 1955 (Cestoda: Pseudophyllidea). *Journal of Fish Diseases*, 1979; 2: 69-73.
- Sekutowicz S. Etudes sur le développement et sur la biologie de *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas). *Comptes Rendus Classe des Sciences, Mathématiques et Naturelles. Académie Polonaise des Sciences et des Lettres*, 1932; 8; 4.
- Servici JA, Martens DW. Some effects of suspended Fraser river sediments on sockeye salmon (*Oncorhynchus nerka*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 1987; 96: 254-264.
- Servici JA, Martens DW. Sublethal response of coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) to suspended sediments. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 1992; 49: 1389-1395.
- Shariff M. The histopathology of the eye of big head carp, *Aristichthys nobilis* (Richardson), infested with *Lernaea piscinae* Harding, 1950. *Journal of Fish Diseases*, 1981; 4, 161-168.
- Shariff M, Roberts RJ. The experimental histopathology of *Lernaea polymorpha* Yu, 1938 infection in naive *Aristichthys nobilis* (Richardson) and a comparison in naturally infected clinically resistant fish. *Journal of Fish Diseases*, 1989; 12: 405-414.
- Shariff M, Sommerville C. Identification and distribution of *Lernaea* spp. in peninsular Malaysia. En: Maclean JL, Dizon LB, Hosillos LV (eds). *First Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila, 1986a; 269-272.
- Shariff M, Sommerville C. The life cycles of *Lernaea polymorpha* and *L. cyprinacea*. En: Maclean JL, Dizon LB, Hosillos LV (eds). *First Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila, 1986b; 273-278.
- Shariff M, Sommerville C. Effects of *Lernaea polymorpha* on the growth of big head carp, *Aristichthys nobilis*. *ICOPA VI Handbook*, 1986c; Abstract no. 598, 227.

- Shariff M, Sommerville C. Comparative morphology of adult *Lernaea polymorpha* Yu and *Lernaea cyprinacea* Linnaeus. En: Hirano R, Hanyu I (eds). *Second Asian Fisheries Forum*. Asian Fisheries Society, Manila, 1990; 717-720 pp.
- Shariff M, Kabata Z, Sommerville C. Host susceptibility to *Lernaea cyprinacea* L. and its treatment in a large aquarium system. *Journal of Fish Diseases*, 1986; 9: 393-401.
- Sharp GJE, Pike AW, Secombes CJ. Sequential development of the immune response in rainbow trout, [*Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792)] to experimental plerocercoid infections of *Diphyllobothrium dendriticum* (Nitzsch, 1824). *Parasitology*, 1992; 104: 169-178.
- Shcherbina AK, Il'in VA. Veterinary fish cultural measures in the struggle with chilodoniasis. *Rybn.Khoz.* 1950; 9.
- Shepherd J, Bromage N. *Piscicultura intensiva*. Acribia, S.A. Zaragoza. 1999.
- Shields M, Goode RP. Host rejection of *Lernaea cyprinacea* L. (Copepoda). *Crustaceana*, 1978; 35: 301-307.
- Shields RJ. Procedures for the laboratory rearing of *Lernaea cyprinacea* L. (Copepoda). *Crustaceana*, 1978; 35: 301-307.
- Shields RJ, Sperber RG. Osmotic relationships of *Lernaea cyprinacea* L. (Copepoda). *Crustaceana*, 1974; 26, 157-171.
- Shields RJ, Tidd WM. Effect of temperature on the development of larval and transformed females of *Lernaea cyprinacea* L. (Lernaeidae). *Crustaceana*, 1968; Supplement 1: 87-95.
- Shields RJ, Tidd WM. Site selection on hosts by copepodids of *Lernaea cyprinacea* L. (Copepoda). *Crustaceana*, 1974; 27: 225-230.
- Shostak AW, Rosen RB, Dick TA. Orientation of proceroids of *Triaenophorus crassus* Forel in *Cyclops bicuspidatus thomasi* Forbes: effects on growth and development. *Canadian Journal of Zoology*, 1984; 62: 1373-1377.
- Shotter RA. Changes in the parasite fauna of Whiting *Odontogadus merlangus* L. with age and sex of host, season and from different areas in the vicinity of the Isle of Man. *Journal of Fish Biology*, 1973; 5: 559-573.
- Shulman SS. Specificity of fish parasites. En: Dogiel VA, Petrushevski GK, Polyanski YuI (eds). *Parasitology of Fishes*. Oliver and Boyd Ltd., London. 1961.
- Shulman SS (ed). Parasitic Protozoa (en ruso). Vol. 1. En: Bauer ON (ed). *Key to the Parasites of Freshwater Fauna of USSR, Vol. 140 of the Keys to the Fauna of the USSR*. Nauka, Leningrad, 1984; 428 pp.
- Shulman SS. *Myxosporidia of the Fauna of the USSR* (en ruso). Nauka, Moscow-Leningrad, 1966; 504 pp.
- Shulman SS, Jankovski AV. Phylum Ciliates-Ciliophora Doflein, 1901. (en ruso). En: Shulman SS (ed). *Parasitic protozoa*, Vol. 1. En: Bauer ON (ed). *Key to parasites of freshwater fishes of the USSR*, Vol. 140 of Keys to the fauna of the USSR. Nauka, Leningrad, 1984; 252-280.
- Shulman SS, Kovaleva AA, Donets ZS. *Monograph of the Myxosporidia*. (en ruso). 1992
- SIGPAC (Sistema de Información Geográfica de Parcelas Agrícolas), versión 4.0. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Disponible el 26/04/2012 en URL: <http://www.sigpac.jcyl.es/visor>
- Simpson CT. Synopsis of the Naiades or pearly fresh-water mussels. *Proceedings of the United States National Museum*, 1900; 22(1205): 501-1044.
- Sindermann CJ. *Principal diseases of marine fish and shellfish*. Vol. 1 and 2. Academic Press, California. 1990.



Skirnisson K, Galaktionov KV, Kozminsky EV. Factors influencing the distribution of digenetic trematode infections in a mudsnail (*Hydrobia ventrosa*) population inhabiting salt marsh ponds in Iceland. *Journal of Parasitology*, 2004; 90: 50-59.

Skrjabin KI (y colaboradores). *Key to the Trematodes of Animals and Man* (traducción al inglés: Arai HP). University of Illinois Press, Urbana. 1964

Skrjabin KI, Sobolev AA, Ivshikin JM. *Essentials of Nematology, vol. 16, part 4. Spirurata of Animals and Man and the Diseases Caused by Them*. 1967 (traducción al inglés: NTIS, U.S. Dep. Comm., Springfield, VA, no. TT7050167. 1971; 610 pp.)

Smith HW. The excretion of ammonia and urea by the gills of fish. *Journal of Biological Chemistry*, 1929; 81: 71-73.

Snieszko SF. The effects of environmental stress on outbreaks of infectious diseases of fishes. *Journal of Fish Biology*, 1973; 6 (2): 197-208.

Soderberg RW, Flynn JB, Schmittou HR. Effects of ammonia on growth and survival of rainbow trout in intensive static-water culture. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1983; 112: 448-451.

Soleim O. A comparison of *Thynnascaris adunca* populations in two different cod populations. *Norwegian Journal of Zoology*, 1976; 24: 319-323.

Solomatova VP, Luzin AV. Gyrodactylosis of carps in fish tanks located on discharged waters of the Kostromsk electric power plant and some problems of the biology of *Gyrodactylus katharineri*. En: Skarlato OA (ed). *Investigations of Monogeneans of the USSR*. Oxonian, New Delhi, 1987; 163-168.

Sommerville C. A comparative study of the tissue response to invasion and encystment by *Stephanochasmus bacchatus* (Nicoll, 1907) (Digenea: Acanthocolpidae) in four species of flatfish. *Journal of Fish Diseases*, 1981;4(1): 53-68.

Sommerville C. The pathology of *Haplorchis pumilio* (Looss, 1896) infection in cultured tilapias. *Journal of Fish Diseases*, 1982; 5: 243-250.

Sommerville C, Iqbal NAM. The process of infection, migration, growth and development of *Sanguinicola inermis* Plehn, 1905 (Digenea: Sanguinicolidae) in carp, *Cyprinus carpio* L. *Journal of Fish Diseases*, 1991; 14: 211-219.

Sood ML. Some nematode parasites from freshwater fishes of India. *Indian Journal of Helminthology*, 1988; 29: 83-110.

Sostoa A, Allue R, Bas C, Casals F, Casaponsa J, Castillo M, Doadrio I. y otros. *Historia Natural dels Païses Catalans*. Peixos. Fundació Enciclopedia Catalana. Barcelona. 1990.

Southwood TRE. Tactics, strategies and templets. *Oikos*, 1988; 52: 3-18.

Spall RD, Summerfelt RC. Host-parasite relations of certain endoparasitic helminths of the channel catfish and white crappie in an Oklahoma reservoir. *Bulletin of the Wildlife Disease Association*, 1969; 5: 48-67.

Spall RD, Summerfelt RC. Life cycle of the white grub, *Posthodiplostomum minimum* (MacCallum, 1921: Trematoda, Diplostomatidae), and observations on host-parasite relationships of the metacercariae in fish. En: Snieszko SF (ed). *A symposium on diseases of fishes and shellfishes*. American Fisheries Society Special Publication. 1970; 5: 218-230.

Speare DJ. Disorders associated with exposure to excess dissolved gases. En: Leatherland JF, Woo PTK (eds). *Fish Diseases and Disorders. Volume 2. Non-infectious Disorders*. CABI-Publishing. London. 1998; 207-224.

Šrámek A. Helminthen der an der zoologischen Station in Podiebrad (Böhmen) untersuchten Fische. *Archiv für die Naturwissenschaftliche Landesdurchforschung von Böhmen*, 1901; 11: 94-108.

- Stanley JG, Colby PJ. Effects of temperature on electrolyte balance and osmoregulation in the alewife (*Alosa pseudoharengus*) in fresh and sea water. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1971; 100: 624-638.
- Steffens W. The tench (*Tinca tinca* L.), a neglected pond fish species. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1995; 42: 161-180.
- Stickney RR. *Culture of Nonsalmonid Freshwater Fishes*. CRC Press, Boca Raton, Florida. 1986.
- Stiles CW. Reports on a parasitic protozoan observed on fish in the aquarium. *Bulletin of the United States Fisheries Commission* 1894; 13: 73-190.
- Stolyarov VP. Parasite fauna of the cyprinids in the 'Ropsha' farm and its economic significance. *Travaux du Societe National de Leningrad*, 1934; LXIII: 3.
- Stolyarov VP. Observations on the life cycle of *Lernaea cyprinacea* and its pathogenic influence on the skin of fishes. *Travaux du Societe National de Leningrad*, 1936; LXV: 2.
- Stormer J, Jensen FB, Rankin JC. Uptake of nitrite, nitrate, and bromide in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*: effects on ionic balance. *Canadian Journal of Fisheries Aquatic Science*, 1996; 53: 1943-1950.
- Stoskopf MK. *Fish Medicine*. W.B. Saunders Company. 1993; 882 pp.
- Strakraba M, Chiar J, Frank S, Hruska V. Contribution to the problem of food competition among the sculpin, minnow and brown-trout. *Journal of Animal Ecology*, 1996; 35: 303-311.
- Strauss SY. Indirect effects in community ecology: their definition, study and importance. *Trends in Ecology and Evolution*, 1991; 6: 206-210.
- Strayer DL, Caraco NF, Cole JJ, Findlay S, Pace ML. Transformation of freshwater ecosystem by bivalves. *BioScience*, 1999; 49: 19-27.
- Sweeting RA. Studies on *Ligula intestinalis*. Some aspects of the pathology in the second intermediate host. *Journal of Fish Biology*, 1977; 10: 43-50.
- Swingle HS. *Methods of Analysis for Waters, Organic Matter and Pond Bottom Soils Used in Fisheries Research*. Auburn University, Auburn, Alabama. 1969.
- Szidat L. Über ein Fischsterben im Kurischen Haff und seine Ursachen. *Zeitschrift für Fischkunde*, 1927; XXV: I.
- Tell KHI. Parasite fauna of the fishes in the lake Vyrstyarv. *Report of Institute Zoology and Botany. AN Est. S.S.R.* 1955.
- Tellervo-Valtonen E, Keränen A. Ichthyophthiriasis of Atlantic salmon, *Salmo salar* L. at the Montta Hatchery in northern Finland in 1978-1979. *Journal of Fish Diseases*, 1981; 4: 405-411.
- Thatcher VE, Boeger WA. The parasitic crustaceans of fishes from the Brazilian Amazon. 4. *Ergasilus colomesus* n.sp. (Copepoda: Cyclopoida) from an ornamental fish, *Colomesus asellus* (Tetraodontidae) and aspects of its pathogenicity. *Transactions of the American Microscopical Society*, 1983; 102: 371-379.
- Thatcher VE. Amazon fish parasites. *Amazoniana*, 1991; 11: 263-571.
- Thatcher VE. *Trematódeos Neotropicais*. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. 1993; 553 pp.
- Thélohan P. Reserches sur les Myxosporidies. *Bulletin Scientifique de la France et de la Belgique*, 1895; 26: 100-394.
- Thrusfield M. *Veterinary Epidemiology* (2<sup>o</sup> ed). Ed. Blackwell Science Ltd. Oxford. 1995; 479 pp.
- Thrusfield M. Veterinary clinical trials. En: *Aplicacion of quantitative methods in veterinary epidemiology*. Instituto Agronómico Mediterráneo de Zaragoza-IAMZ. European Network on Veterinary Epidemiology and Animal Health Economics-EPIDECON. Wageningen Agricultural University-PHCO/WAU. 14-25 de octubre. Zaragoza. 1996.

- Thrusfield M, Ortega C, de Blas I, Noordhuizen JP, Frankena K. Win Episcope 2.0: improved epidemiological software for veterinary medicine. *The Veterinary Record*, 2001; 148: 567-72.
- Thurston JP. The biology of *Lernaea barnimiana* (Crustacea: Copepoda) from Lake George, Uganda. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*, 1969; 80: 15-33.
- Tidd WM. Recent infestations of goldfish and carp by the "anchor parasite", *Lernaea carassi*. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1933; 64: 176-180.
- Tidd WM, Shields RJ. Tissue damage inflicted by *Lernaea cyprinacea* Linnaeus, a copepod parasitic on tadpoles. *Journal of Parasitology*, 1963; 49: 693-696.
- Timmerman W. Zur Biologie von *Cercaria C* (Szidat) und *Diplostomulum volvens* (von Nordmann). Inaug. Dissert. Arb. Biol. Versuchsanst. München. 1936; 136.
- Toledo R, Muñoz-Antoli C, Pérez M, Esteban JB. Larval trematode infections in freshwater gastropods from the Albufera Natural Park in Spain. *Journal of Helminthology*, 1998; 72: 79-82.
- Tomasso JR, Davis KB, Simco BA. Plasma corticosteroid dynamics in channel catfish (*Ictalurus punctatus*) exposed to ammonia and nitrite. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 1981; 38: 1106-1112.
- Tonn WM. Climate change and fish communities: a conceptual framework. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1990; 119: 337-352.
- Tonn WM, Magnuson JJ, Rask M, Toivonen, J. Intercontinental comparison of small-lake fish assemblages: the balance between local and regional processes. *Memoirs of the American Museum of Natural History*, 1990; 136: 345-357.
- Torrallba M, Puig MA, Fernández-Delgado C. Effect of river regulation on the life-history patterns of *Barbus sclateri* in the Segura river basin (south-east Spain). *Journal of Fish Biology*, 1997; 51: 300-311.
- Townsend CR. The patch dynamics concept of stream ecology. *Journal of the North American Benthological Society*, 1989; 8(1): 36-50.
- Tubangui MA. Trematode parasites of Philippine vertebrates. III. Flukes from fish and reptiles. *Philippine Journal of Science*, 1931; 44: 417-423.
- Tuuha H, Valtonen ET, Taskinen J. Ergasilid copepods as parasites of perch *Perca fluviatilis* and roach *Rutilus rutilus* in central Finland: seasonality, maturity and environmental influence. *Journal of Zoology*, 1992; 228, 405-422.
- Uspenskaya AV. Feeding of monogenetic trematodes. *Doklady Akademii Nauk SSSR*, 1962; 42: 1212-1215.
- Uspenskaya AV. New data on the life cycle and biology of Myxosporidia. *Archiv fuer Protistenkunde*, 1982; 126: 309-338.
- Uspenskaya AV. *Cytology of myxosporidia*. (en ruso). Nauka, Leningrad, 1984; 122 pp.
- Uzmann JR, Rayner HJ. Record of the parasitic copepod *Lernaea cyprinacea* L. in Oregon and Washington fishes. *Journal of Parasitology*, 1958; 44: 452-453.
- Valtonen ET, Keränen A. Ichthyophthiriasis of Atlantic salmon, *Salmo salar* L. at the Montta Hatchery in northern Finland in 1978-1979. *Journal of Fish Diseases*, 1981; 4: 405-411.
- van Cleave HJ, Mueller JF. Parasites of Oneida lake fishes. Part III. A biological and ecological survey of the worm parasites. *Roosevelt Wildlife Annual*, 1934; 3: 161-334.
- van den Broek E, de Jong N. Studies on the life cycle of *Asymphylogora tincae* (Modeer, 1790) (Trematoda, Monorchiiidae) in a small lake near Amsterdam. Part 1. The morphology of various stages. *Journal of Helminthology*, 1979; 53: 79-89.

- van Muiswinkel WB. The Piscine Immune System: Innate and Acquired Immunity. En: Woo PTK (ed). *Fish Diseases and Disorders, Volumen I: Protozoan and Metazoan Infections*. CABI Publishing, 1995; 808 pp.
- van Muiswinkel WB, Jagt LP. Host-parasite relationships in fish and other ectothermic vertebrates. *Developmental and Comparative Immunology*, 1984; 3(Suppl): 205-208.
- Vannote RL, Minshall GW, Cummins KW, Sedell JR, Cushing CE. The river continuum concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 1980; 37: 130-137.
- Vaughn CC, Nichols SJ, Spooner DE. Community and food web of freshwater mussels. *Journal of the North American Benthological Society*, 2008; 27: 409-423.
- Vela I. *Migración reproductiva de la ictiofauna del Río Guadalete (Parque Natural de Grazalema)*. Tesis de Licenciatura en Biología. Universidad de Sevilla. 2003; 109 pp.
- Velasco JC, Romero R. *Las Náyades de Castilla y León*. Junta de Castilla y León, Consejería de Medio Ambiente. 2005; 77 pp.
- Velasco JC, Peris SJ, Pollo CJ, González N. *Los peces de la Provincia de Salamanca: atlas de distribución*. Universidad de Salamanca, Salamanca. 1997; 172 pp.
- Velasco JC, Lizana Avia M, Román Sancho J, Delibes de Castro M, Fernández Gutiérrez J. *Guía de los Peces, Anfibios, Reptiles y Mamíferos de Castilla y León*. Náyade Editorial. 2005.
- Velasco JC, Araujo R, Basset J, Toledo CY, Machordom A. Primeros datos sobre la presencia de *Margaritifera Margaritifera* L. (Bivalvia, Unionoidea) en la cuenca del Tajo (España). *Iberus*, 2006; 24: 69-79.
- Ventura MT, Paperna I. Histopathology of *Ichthyophthirius multifiliis* infections in fishes. *Journal of Fish Biology*, 1985; 27: 185-203.
- Verdú JR, Galante E. (eds). *Libro Rojo de los Invertebrados de España*. Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid. 2006; 411 pp.
- Vladimirov VL. The morphology and biology of the cercariae of *Posthodiplostomum cuticola* (Nordmann, 1832) Dubois, 1936 - causing black-spot disease in fish. *Doklady Akademii Nauk SSSR*, 1960; 135: 1009-1011. (en ruso)
- Vladimirov VL. Immunity of fishes during dactylogyrosis. *Parazitologiya*, 1971; 5: 51-58.
- von Frisch K. Über einen Schreckstoff der Fischhaut und seine biologische Bedeutung. En: *Zeitschrift für vergleichende Physiologie*, 1941; 29, 46-145.
- Wagner G. Der entwicklungszyklus von *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet und der einfluss physikalischer und chemischer aussenfaktoren. *Zeitschrift für Fischerer und der Hilfswissenschaften*, 1960; 9: 425-433.
- Wahli T, Meier W. Affinity of *Ichthyophthirius multifiliis* theronts to light and/or fish. *Journal of Applied Ichthyology*, 1991; 7: 244-249.
- Walburg CH. Loss of young fish in reservoir discharge and year-class survival, Lewis and Clark Lake, Missouri River. *American Fisheries Society Special Publication*, 1971; 8: 441-448.
- Walter DJ, Wittrock, DD. Histochemistry and ultrastructure of the metacercarial cyst of *Bolbogonotylus corkumi* (Trematoda: Cryptogonimidae). *Journal of Parasitology*, 1992; 78: 725-730.
- Ward J, Standford JA. The serial discontinuity concept of lotic ecosystems. *Symposium Dynamics of Lotic Ecosystems*, Augusta. 1980; 17 pp.
- Ward JV. Altitudinal zonation in a Rocky Mountain stream. *Archiv fuer Hydrobiologie*, 1986; 74(Suppl): 133-199.
- Weatherley AH. *Growth and Ecology of Fish Populations*. Academic Press, Londres, 1972; 293 pp.
- Webster JR, Patten BC. Effects of water-shed perturbation on stream potassium and calcium dynamics. *Ecological Monographs*, 1979; 49: 51-72.

- Wedemeyer GA. The role of stress in disease resistance of fishes. En: Snieszko SF (ed) *A symposium on diseases of fishes and shellfishes*. American Fisheries Society, Special Publication No. 5, Bethesda, MD. 1970; 30-35.
- Wedemeyer GA. Some physiological consequences of handling stress in juvenile coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*) and steelhead trout (*Salmo gairdneri*). *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 1972; 29: 1780-1783.
- Wedemeyer GA. *Stress as a predisposing factor in fish diseases*. U.S. Department of the Interior, Fish and Wildlife Service, Division of Cooperative Research, Washington, D.C. 1974; 38: 8 pp.
- Weitkamp DE, Katz M. A review of dissolved gas supersaturation literature. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1980; 109: 659-702.
- Welborn TL. Trichodinidae (Ciliate: Urceolaridae) of freshwater fishes of the southeastern United States. *Journal of Protozoology*, 1967; 14, 399-412.
- Welcomme RC. *River fisheries*. FAO Fish Technical Paper, Roma. 1985; 262: 49 pp.
- Welsh PG, Parrot JL, Dixon DG, Hodson PV, Spry DJ, Mierle G. Estimating acute cooper toxicity to larval fathead minnow (*Pimephales promelas*) in soft water from measurements of dissolved organic carbon, calcium, and pH. *Canadian Journal of Fisheries Aquatic Science*, 1996; 53: 1263-1271.
- Whyte SK, Allan JC, Secombes CJ, Chappell LH. Cercariae and diplostomes of *Diplostomum spathaceum* (Digenea) elicit an immune response in rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. *Journal of Fish Biology*, 1987; 31(suppl): 185-190.
- Wieniawski J. Bilans d'oxigen dans les installations à l'élevage des poissons salmonides. *Rocz Nauk Roln. Ser H*, 1971; 93: 83-108.
- Wiens JA. Population responses to patchy environments. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 1976; 7: 81-120.
- Wieser W, Schiener Fr, Goldschmidt A, Kotrschal K (eds). *Environmental biology of european cyprinids*. Kluwer Academic Publs., Netherlands, 1992; 233 pp.
- Wikgren BJ. Osmotic regulation in some aquatic animals with special reference to the influence of temperature. *Acta Zoologica Fennica*, 1953; 71: 1-102.
- Wikgren BJ. Studies on Finnish larval flukes with a list of known Finnish adult flukes (Trematoda: Malacotylea). *Annales Zoologici Fennici*, 1956; 91: 1-106.
- Wilde J. *Dactylogyrus macracanthus* W. als Krankheitserreger auf den Kiemen der Schleie (*Tinca tinca*). *Zeitschrift fur Parasitenkunde*, 1937; IX: 2.
- Williams JE. The Coefficient of Condition of Fish. Chapter 13. En: Schneider JC (ed). *Manual of fisheries survey methods II: with periodic updates*. Michigan Department of Natural Resources, Fisheries Special Report 25, Ann Arbor, 2000.
- Willis DW, Stephen JL. Relationship between storage ratio and population density, natural recruitment, and stocking success of walleye in Kansas reservoirs. *North-American Journal of Fisheries Management*, 1987; 7: 279-282.
- Wilson C. Copepod parasites of fresh water fishes and their economic relations to mussel glochidia. *Bulletin of U.S. Bureau of Fisheries*. 1914, XXXIV.
- WinEpi (Programa informático on line Working in Epidemiology). Disponible el 26/04/2012 en URL: <http://www.winepi.net>
- Wisniewski LW. Das Genus *Archigetes* Leuck., eine Studie zur Anatomie Histogenese, Systematic und Biologie. *Bulletin de l'Académie polonaise des sciences. Série des sciences biologiques, Série des Sciences Biologiques*, II. 1930.
- Wisniewski LW. Zur postembryonalen Entwicklung von *Cyathocephalus truncatus*. *Zoologischer Anzeiger*, 1932; XCVIII: 7-8.

- Witters HE. Disorders associated with environmental pH. En: Leatherland JF, Woo PTK (eds). *Fish Diseases and Disorders. Volume 2. Non-infectious Disorders*. CABI-Publishing. London. 1998; 187-206.
- Wittrock DD, Bruce CS, Johnson AD. Histochemistry and ultrastructure of the metacercarial cysts of blackspot trematodes *Uvulifer ambloplitis* and *Neascus pyriformis*. *Journal of Parasitology*, 1991; 77: 454-460.
- Wolda H. The equilibrium concept and density dependence tests: what does it all mean? *Oecologia*, 1989; 81: 430-432.
- Wolf K, Markiw ME. Ichthyophthiriasis: immersion immunization of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) using *Tetrahymena thermophila* as a protective immunogen. *Canadian Journal of Aquatic Sciences*, 1982; 39: 1722-1725.
- Wolf K, Markiw ME. Biology contravenes taxonomy in the Myxozoa: new discoveries show alternation of invertebrate and vertebrate hosts. *Science*, 1984; 225: 1449-1452.
- Wolnicki J. Intensive rearing of larval and juvenile vimba, *Vimba vimba* (L.) fed natural and formulated diets. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 1996; 43, 447-454.
- Woo PTK (ed). Immunological responses of fish to parasitic organisms. *Annual Review of Fish Diseases*, 1992; 2, 339-366.
- Wood BP, Matthews RA. The immune response of the thick-lipped mullet *Chelon labrosus* (Risso, 1826), to metacercarial infection of a *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825). *Journal of Fish Biology*, 1987; 31 (suppl): 175-183.
- Woo PTK, Jones SRM. The piscine immune system and the effects of parasitic protozoans on the immune response. En: Ko RC (ed) *Current Concepts in Parasitology*. Hong Kong University Press, Hong Kong, 1989: 47-64.
- Woo PTK, Shariff M. *Lernaea cyprinacea* L. (Copepoda: Caligidae) in *Helostoma temmincki* Cuvier and Valenciennes: the dynamics of resistance in recovered and naive fish. *Journal of Fish Diseases*, 1990; 13: 485-494.
- Woo PTK, Leatherland JF, Lee MS. *Cryptobia salmositica*: cortisol increases the susceptibility of *Salmo gairdneri* Richardson to experimental cryptobiosis. *Journal of Fish Diseases*, 1987; 10: 75-83.
- Wootton RJ, Mills LA. Annual cycle in female minnows *Phoxinus phoxinus* (L.) from an upland Welsh lake. *Journal of Fish Biology*, 1979; 14: 607-618.
- Woran JDW, Kent ML. Diagnosing *Kudoa thyrsites* (Myxozoa: Myxosporidia) infections in fish (Chapter 14). En: Cunningham O (ed). *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*. Kluwer Academic Publishers, 2002; 345 pp.
- Wright CA. *Flukes and snails*. En: Carthy JD, Sutcliffe JF (eds). Allen and Unwin, London, 1971; 168 pp.
- Wunder W. Die Dactylogyrushkrankheit der Karpfenbrut, ihre Ursache u. ihre Bekämpfung. *Zeitschrift für Fischkunde*, 1929; XXVII: 4.
- Wunder W. Das jahreszeitliche auftreten des bandwurmes *Caryophyllaeus laticeps* Pall. im darm Karpfens (*Cyprinus carpio* L.). *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 1939; 10: 704-713.
- Wurtsbaugh AB, Tapia RA. Mass mortality of fishes in Lake Titicaca (Perú-Bolivia) associated with the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. *Transactions of the American Fisheries Society*, 1988; 117: 213-217.
- Yamaguti S. *Systema Helminthum. Vol. I, The Digenetic Trematodes of Vertebrates, Parts I, II*. Interscience Publications, New York. 1958.
- Yamaguti S. *Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates* Vols. I and II. Keigaku, Tokyo. 1970; 1074 pp.
- Yekutieli, D. *Metacercarial infections of cichlid fry in Lake Kinnereth*. Unpublished M.Sc. thesis, Hebrew University of Jerusalem (en hebreo con resumen en inglés). 1985.

Yunchis ON. Studies on ichthyophthiriasis. En: *Proceedings of the 6<sup>th</sup> All-Union Congress on Diseases of Parasites of Fishes (Moscow)*, Vsesoy. Sovesk. Bolez. Paraz. Ryb. 1978; VI: 117.

Zbikowska E, Nowak A. One hundred years of research on the natural infection of freshwater snails by trematode larvae in Europe. *Parasitology Research*, 2009; 105: 301-311.

Zhang DY, Wang G. Evolutionarily stable reproductive strategies in sexual organisms: an integrated approach to life-history evolution and sex allocation. *The American Naturalist*, 1994; 144(1): 65-75.

Zmerzlaya EI. *Ergasilus sieboldi* Nordmann, 1832, its development, biology and epizootic significance. *Izvestiya Gosudarstvennogo Nauchno-issledovateleskogo Instituta Ozernogo i Rechnogo Rybnog Zhozuaistva*, 1972; 80, 132-177.

Zschokke F. Recherches sur l'organisation et la distribution zoologique des vers parasites des poissons d'eau douce. *Archives de Biologie*, 1884; 5: 153-241.

### Anexo 1.1. Variables incluidas en el cuestionario correspondiente a la recogida de datos del punto de muestreo

Variable	Tipo
<b>Código de muestreo (Punto de control)</b>	Numérica
<b>Características generales</b>	
Nombre del río / piscifactoría	Nominal
Punto de muestreo (localidad)	Nominal
Ubicación (tramo del río)	Nominal
Fecha del muestreo	Fecha
Estación del año	Nominal
<b>Parámetros físico-químicos del agua</b>	
Temperatura (°C)	Cuantitativa
Oxígeno disuelto en el agua (ppm)	Cuantitativa
pH	Cuantitativa
Conductividad (µS/cm)	Cuantitativa
Turbidez (FTU)*	Cuantitativa
Alcalinidad (mg/l HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	Cuantitativa
Dureza (mg/l CO <sub>3</sub> <sup>2-</sup> y HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> de Ca y Mg)	Cuantitativa
Amonio (mg/l NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> )	Cuantitativa
Nitritos (mg/l NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> )	Cuantitativa
Nitratos (mg/l NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	Cuantitativa
Fosfato total (mg/l PO <sub>4</sub> <sup>-</sup> )	Cuantitativa
<b>Parámetros microbiológicos del agua</b>	
Coliformes totales (ufc/100 ml)	Cuantitativa
Coliformes fecales (ufc/100 ml)	Cuantitativa
Estreptococos fecales (ufc/100 ml)	Cuantitativa
Clostridios sulfito-reductores (ufc/20 ml)	Cuantitativa
Aerobios totales a 37°C (ufc/ml)	Cuantitativa
Aerobios totales a 22°C (ufc/ml)	Cuantitativa

\* FTU: Unidad Normalizada de Turbidez, equivalente a NTU (Unidad Nefelométrica de Turbidez)



## Anexo 1.2. Variables incluidas en el cuestionario correspondiente a la recogida de datos de los peces muestreados

Variable	Tipo		
Código de muestreo (Punto de control)	Numérica		
<b>Características de los peces</b>			
Especie	Nominal		
Sexo	Dicotómica		
Longitud total (cm) <sup>1</sup>	Continua		
Peso (g)	Continua		
Índice de condición (K) <sup>2</sup>	Continua		
Estado de freza	Dicotómica		
<b>Agentes parasitarios (Infección)</b>	<b>Infección</b>	<b>Localización</b>	<b>Intensidad</b>
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Tripartiella</i> sp.	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Dactylogyrus</i> sp.	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Gyrodactylus</i> sp.	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Ergasilus</i> sp.	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Lernaea</i> sp.	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Myxobolus</i> sp. (órganos externos) <sup>3</sup>	Dicotómica	Nominal	Ordinal
<i>Myxobolus</i> sp. (órganos internos) <sup>3</sup>	Dicotómica	Nominal	Ordinal
Gloquidios	Dicotómica	Nominal	Ordinal
Nemátodos	Dicotómica	Nominal	Ordinal
Cestodos	Dicotómica	Nominal	Ordinal
Digenéticos	Dicotómica	Nominal	Ordinal

<sup>1</sup> Longitud total: longitud del pez desde el extremo de la cabeza hasta el extremo de la aleta caudal. La variable "edad" no se ha incluido debido a la dificultad para estimarla a partir de las escamas de los peces ciprínidos (especialmente complicado en algunas especies).

<sup>2</sup> Índice de condición (factor de condición, condición somática o índice de Fulton), según la ecuación de Fulton:  $K = 100 \times \text{peso} / \text{longitud}^3$ .

<sup>3</sup> Se ha considerado los parásitos del género *Myxobolus* de forma separada para órganos externos y para órganos internos, debido a la posibilidad de determinar la intensidad de infestación en el caso de los órganos externos (recuento de quistes), pero no así en los órganos internos (donde sólo se puede apreciar la presencia de esporas).

## Anexo 2.1. Distribución espacial y temporal de las muestras

Tabla A2.1. Muestras de agua recogidas en los distintos puntos de muestreo

Origen	Nº muestras agua	Tramo	Nº muestras agua	Punto muestreo	Nº muestras agua
Río	44	Tramo medio	24	Arl	5
				Dur	8
				Er	6
				Uc-M	5
		Tramo alto	20	Rev	11
				Uc-A	9
Piscif.	5	Piscif.	5	Pisc	5
<b>Total</b>	<b>49</b>		<b>49</b>		<b>49</b>

Tabla A2.2. Muestras de agua recogidas en las distintas estaciones del año

Muestras agua	Nº muestras
Primavera	14
Verano	16
Otoño	19
<b>Total</b>	<b>49</b>

## Anexo 2.2. Calidad físico-química del agua

Tabla A2.3. Temperatura (°C) en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 12,48 ± 3,99	(n=16) 17,03 ± 2,98	(n=19) 10,07 ± 2,60	<0,001	13,03 ± 4,30
Ríos	(n=13) 11,98 ± 3,66	(n=14) 16,43 ± 2,22	(n=17) 10,42 ± 2,50	<0,001	12,79 ± 3,78
Tramos altos	(n=7) 9,44 ± 2,37	(n=5) 14,18 ± 1,42	(n=8) 9,99 ± 2,52	0,004	10,85 ± 2,91
Tramos medios	(n=6) 14,93 ± 2,44	(n=9) 17,68 ± 1,44	(n=9) 10,80 ± 2,57	<0,001	14,41 ± 3,70
Rev	(n=4) 8,33 ± 2,47	(n=3) 14,73 ± 1,70	(n=4) 9,21 ± 3,27	0,045	10,40 ± 3,68
Dur	(n=2) 14,10 ± 1,27	(n=3) 19,10 ± 0,1	(n=3) 10,40 ± 2,86	0,044	14,59 ± 4,35

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla A2.4. Temperatura (°C) del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Global	(n= 20) 10,85 ± 2,91	(n=24) 14,54 ± 4,49	0,004	12,79 ± 3,78
Ucero	(n= 9) 11,40 ± 1,61	(n= 5) 15,58 ± 2,89	0,012	12,89 ± 2,91

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.5. Oxígeno disuelto (ppm) en el agua en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 9,09 ± 1,54	(n=16) 8,19 ± 1,93	(n=19) 10,80 ± 2,12	0,002	9,48 ± 2,21
Ríos	(n=13) 8,85 ± 1,34	(n=14) 8,14 ± 2,05	(n=14) 10,42 ± 1,88	0,006	9,25 ± 2,04
Tramos medios	(n=6) 8,48 ± 1,016	(n=9) 7,51 ± 1,87	(n=9) 10,51 ± 2,36	0,024	8,88 ± 2,28

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla A2.6. pH del agua en los ríos y la piscifactoría (media  $\pm$  DE)

	Río (n=44)	Piscifactoría (n=5)	p <sup>MW</sup>	Total
Global	7,42 $\pm$ 0,53	9,62 $\pm$ 0,76	<0,001	7,65 $\pm$ 0,87

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.7. pH del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Punto	n	pH
Arl	5	7,37 $\pm$ 0,44
Dur	8	7,95 $\pm$ 0,32
Er	6	7,43 $\pm$ 0,24
Pisc	5	9,62 $\pm$ 0,76
Rev	11	6,73 $\pm$ 0,30
Uc-A	9	7,49 $\pm$ 0,34
Uc-M	5	7,89 $\pm$ 0,16
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>7,65 <math>\pm</math> 0,87</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.8. pH del agua en distintos tramos de los ríos (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	(n= 20) 7,09 $\pm$ 0,50	(n=24) 8,02 $\pm$ 0,87	<0,001	7,42 $\pm$ 0,53
Ucero	(n=9) 7,49 $\pm$ 0,34	(n=5) 7,89 $\pm$ 0,16	0,007	7,63 $\pm$ 0,34

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.9. pH del agua en los distintos puntos de muestreo de los ríos (media  $\pm$  DE)

Punto	n	pH
Arl	5	7,37 $\pm$ 0,44
Dur	8	7,95 $\pm$ 0,32
Er	6	7,43 $\pm$ 0,24
Rev	11	6,73 $\pm$ 0,30
Uc-A	9	7,49 $\pm$ 0,34
Uc-M	5	7,89 $\pm$ 0,16
<b>Total</b>	<b>44</b>	<b>7,42 <math>\pm</math> 0,53</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.10. Conductividad ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ) del agua en distintos tramos de los ríos (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto (n= 20)	Tramo medio (n=24)	$p^{\text{MW}}$	Total
Ríos	156,91 $\pm$ 152,52	295,00 $\pm$ 99,51	<0,001	241,08 $\pm$ 146,19

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.11. Conductividad ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Conductividad
Arl	5	194,40 $\pm$ 64,42
Dur	8	354,63 $\pm$ 30,98
Er	6	260,33 $\pm$ 117,49
Pisc	5	234,00 $\pm$ 65,25
Rev	11	47,03 $\pm$ 14,49
Uc-A	9	279,00 $\pm$ 142,28
Uc-M	5	402,8 $\pm$ 35,14
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>240,34 <math>\pm</math> 139,50</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis,  $p < 0,001$

Tabla A2.12. Turbidez (FTU) del agua en distintos tramos de los ríos (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	$p^{\text{MW}}$	Total
Ríos	(n=20) 2,47 $\pm$ 2,45	(n=24) 9,63 $\pm$ 15,52	<0,001	6,85 $\pm$ 13,14
Ucero	(n=9) 3,81 $\pm$ 2,86	(n=5) 18,43 $\pm$ 18,05	0,019	9,03 $\pm$ 12,58

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.13. Turbidez (FTU) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Turbidez
Arl	5	17,71 $\pm$ 32,12
Dur	8	4,10 $\pm$ 1,91
Er	6	6,41 $\pm$ 5,37
Pisc	5	5,44 $\pm$ 2,97
Rev	11	1,38 $\pm$ 1,38
Uc-A	9	3,81 $\pm$ 2,86
Uc-M	5	18,43 $\pm$ 18,05
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>6,71 <math>\pm</math> 12,47</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis,  $p = 0,003$

Tabla A2.14. Turbidez (FTU) del agua en los tramos altos de los ríos en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=7)	Verano (n=5)	Otoño (n=8)	$p^{\text{KW}}$	Total
Tramo alto	3,79 $\pm$ 2,86	0,74 $\pm$ 0,65	2,41 $\pm$ 2,26	0,032	2,47 $\pm$ 2,45

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla A2.15. Alcalinidad (mg/l) del agua en distintos tramos (alto y medio) (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	(n=20) 134,51 $\pm$ 107,10	(n=24) 178,72 $\pm$ 68,07	0,139	164,52 $\pm$ 90,60
Ucero	(n=9) 246,71 $\pm$ 21,81	(n=5) 275,72 $\pm$ 18,50	0,029	257,07 $\pm$ 24,62

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.16. Alcalinidad (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo de los ríos (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Alcalinidad
Arl	5	119,56 $\pm$ 27,82
Dur	8	224,18 $\pm$ 9,08
Er	6	129,80 $\pm$ 29,51
Rev	11	42,70 $\pm$ 28,48
Uc-A	9	246,71 $\pm$ 21,81
Uc-M	5	275,72 $\pm$ 18,50
<b>Total</b>	<b>44</b>	<b>160,68 <math>\pm</math> 87,90</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.17. Dureza (mg/l) del agua en distintos tramos (alto y medio) del mismo río (río Ucero) (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ucero	(n=9) 248 $\pm$ 21,63	(n=5) 291,6 $\pm$ 15,06	0,004	263,57 $\pm$ 28,77

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.18. Dureza (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Dureza
Arl	5	165,60 $\pm$ 49,95
Dur	8	225,00 $\pm$ 23,57
Er	6	147,00 $\pm$ 28,84
Pisc	5	118,80 $\pm$ 48,63
Rev	11	49,09 $\pm$ 14,15
Uc-A	9	248,00 $\pm$ 21,63
Uc-M	5	291,60 $\pm$ 15,06
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>170,08 <math>\pm</math> 87,11</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.19. Amonio (mg/l) del agua en distintos tramos (alto y medio) (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	(n=20) 0,055 $\pm$ 0,034	(n=24) 0,122 $\pm$ 0,116	0,001	0,096 $\pm$ 0,101
Ucero	(n=9) 0,063 $\pm$ 0,051	(n=5) 0,210 $\pm$ 0,188	0,029	0,116 $\pm$ 0,133

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.20. Amonio (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Amonio
Arl	5	0,130 $\pm$ 0,152
Dur	8	0,100 $\pm$ 0,654
Er	6	0,108 $\pm$ 0,097
Pisc	5	0,080 $\pm$ 0,067
Rev	11	0,047 $\pm$ 0,007
Uc-A	9	0,063 $\pm$ 0,051
Uc-M	5	0,210 $\pm$ 0,188
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>0,095 <math>\pm</math> 0,098</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p=0,020

Tabla A2.21. Nitritos (mg/l) del agua en distintos tramos (alto y medio) (media  $\pm$  DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	(n=20) 0,055 $\pm$ 0,034	(n=24) 0,122 $\pm$ 0,116	0,001	0,092 $\pm$ 0,115
Ucero	(n=9) 0,020 $\pm$ 0,011	(n=5) 0,19 $\pm$ 0,184	0,001	0,081 $\pm$ 0,133

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.22. Nitritos (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

Puntos	n	Nitritos
Arl	5	0,042 $\pm$ 0,038
Dur	8	0,191 $\pm$ 0,080
Er	6	0,170 $\pm$ 0,137
Pisc	5	0,018 $\pm$ 0,008
Rev	11	0,016 $\pm$ 0,008
Uc-A	9	0,020 $\pm$ 0,011
Uc-M	5	0,190 $\pm$ 0,184
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>0,085 <math>\pm</math> 0,111</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.23. Nitratos (mg/l) del agua en los ríos y la piscifactoría (media ± DE)

	Río (n=44)	Piscif. (n=5)	pMW	Total
Global	6,36 ± 4,24	2,60 ± 1,34	0,022	5,98 ± 4,19

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.24. Nitratos (mg/l) del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramo alto (n= 20)	Tramo medio (n=24)	pMW	Total
Ríos	3,85 ± 2,16	7,45 ± 4,63	0,003	6,36 ± 4,24

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.25. Nitratos (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Nitratos
Arl	5	4,40 ± 3,29
Dur	8	9,38 ± 5,04
Er	6	10,83 ± 3,97
Pisc	5	2,60 ± 1,34
Rev	11	2,73 ± 1,01
Uc-A	9	5,22 ± 2,44
Uc-M	5	8,20 ± 2,68
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>5,98 ± 4,19</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.26. Fosfatos (mg/l) del agua en distintos tramos (alto y medio) (media ± DE)

	Tramo alto (n=20)	Tramo medio (n=24)	pMW	Total
Ríos	0,36 ± 0,54	0,64 ± 0,46	0,003	0,53 ± 0,53
Ucero	0,25 ± 0,19 (n=9)	0,52 ± 0,16 (n=5)	0,029	0,35 ± 0,22

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.27. Fosfatos (mg/l) del agua en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Fosfatos
Arl	5	0,54 ± 0,55
Dur	8	0,40 ± 0,31
Er	6	1,22 ± 0,46
Pisc	5	0,56 ± 0,29
Rev	11	0,47 ± 0,73
Uc-A	9	0,25 ± 0,19
Uc-M	5	0,52 ± 0,16
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>0,53 ± 0,51</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p=0,010



## Anexo 2.3. Calidad microbiológica del agua

Tabla A2.28. Recuento de aerobios totales (22°C) (ufc/ml) del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramo alto (n= 20)	Tramo medio (n=24)	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	1984,7 ± 3970,7	5081,0 ± 9328,2	0,007	4255,7 ± 8114,2

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.29. Recuento de aerobios totales (22°C) (ufc/ml) en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Aerobios totales (22°C)
Arl	5	3259,4 ± 4765,0
Dur	8	4764,1 ± 3973,9
Er	6	10017,8 ± 19373,1
Pisc	5	413,0 ± 228,3
Rev	11	1800,5 ± 4998,2
Uc-A	9	2189,4 ± 2698,1
Uc-M	5	6153,2 ± 4470,4
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>3855,4 ± 776,1</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p=0,010

Tabla A2.30. Recuento de aerobios totales (37°C) (ufc/ml) del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Total
Ríos	(n= 20) 186,3 ± 268,7	(n=24) 876,6 ± 1053,8	<0,001	663,4 ± 930,0
Ucero	(n= 9) 319,3 ± 312,7	(n= 5) 1258,8 ± 552,5	0,004	654,9 ± 610,2

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.31. Recuento de aerobios totales (37°C) (ufc/ml) en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Aerobios totales (37°C)
Arl	5	1280,4 ± 2233,3
Dur	8	886,4 ± 699,1
Er	6	866,5 ± 598,4
Pisc	5	86,8 ± 103,9
Rev	11	66,5 ± 154,4
Uc-A	9	319,3 ± 312,7
Uc-M	5	1258,8 ± 552,5
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>603,3 ± 897,5</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p=0,001

Tabla A2.32. Recuento de coliformes totales (ufc/100 ml) en los ríos y la piscifactoría (media ± DE)

	Río (n=44)	Piscifactoría (n=5)	p <sup>MW</sup>	Total
Global	3173,9 ± 4529,0	43,6 ± 87,4	<0,001	2854,5 ± 4392,3

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.33. Recuento de coliformes totales (ufc/100 ml) en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Coliformes totales
Arl	5	2409,0 ± 3047,0
Dur	8	3102,5 ± 2586,8
Er	6	2146,3 ± 3423,7
Pisc	5	43,6 ± 87,4
Rev	11	391,6 ± 603,3
Uc-A	9	3400,0 ± 1972,3
Uc-M	5	11000,0 ± 8710,6
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>2854,5 ± 4392,3</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.34. Recuento de coliformes totales (ufc/100 ml) del agua en distintos tramos (alto y medio) del mismo río (río Uceró) (media ± DE)

	Tramo alto (n=9)	Tramo medio (n=5)	p <sup>MW</sup>	Totales
Uceró	3400,0 ± 1972,3	11000,0 ± 8710,6	0,042	6114,3 ± 6326,2

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.35. Recuento de coliformes fecales (ufc/100 ml) en los ríos y la piscifactoría (media ± DE)

	Río (n=44)	Piscifactoría (n=5)	p <sup>MW</sup>	Total
Global	1859,8 ± 2913,8	32,8 ± 71,1	0,006	1673,4 ± 2814,0

<sup>MW</sup> Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.36. Recuento de coliformes fecales (ufc/100 ml) en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Coliformes fecales
Arl	5	1686,2 ± 3531,0
Dur	8	1696,3 ± 2640,6
Er	6	2008,3 ± 1091,1
Pisc	5	32,8 ± 71,1
Rev	11	83,6 ± 127,6
Uc-A	9	1778,9 ± 1857,7
Uc-M	5	6170,0 ± 5111,7
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>1673,4 ± 2814,0</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.37. Recuento de estreptococos fecales (ufc/100 ml) del agua en distintos tramos de los ríos (media ± DE)

	Tramo alto	Tramo medio	p <sup>MW</sup>	Totales
Ríos	(n= 20) 67,4 ± 84,5	(n=24) 284,2 ± 388,0	0,004	211,4 ± 333,3
Ucero	(n= 9) 127,6 ± 93,0	(n= 5) 1004,0 ± 402,3	0,001	440,6 ± 495,0

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

Tabla A2.38. Recuento de estreptococos fecales (ufc/100 ml) en los distintos puntos de muestreo (media ± DE)

Puntos	n	Estreptococos fecales
Arl	5	164,0 ± 259,4
Dur	8	110,6 ± 85,0
Er	6	205,0 ± 72,3
Pisc	5	57,6 ± 76,9
Rev	11	18,2 ± 27,1
Uc-A	9	127,6 ± 93,0
Uc-M	5	1004,0 ± 402,3
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>195,7 ± 319,7</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis, p<0,001

Tabla A2.39. Recuento de clostridios sulfito reductores (24 h) del agua en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 8,3 ± 23,2	(n=16) 0,0 ± 0,0	(n=19) 0,0 ± 0,0	0,004	2,4 ± 12,5
Ríos	(n=13) 9,0 ± 24,1	(n=14) 0,0 ± 0,0	(n=17) 0,0 ± 0,0	0,005	2,6 ± 13,3
Tramos medios	(n=6) 15,2 ± 33,8	(n=9) 0,0 ± 0,0	(n=9) 0,0 ± 0,0	0,044	3,8 ± 17,1

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla A2.40. Recuento de clostridios sulfito reductores (48 h) (ufc/20 ml) del agua en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>KW</sup>	Total
Global	(n=14) 12,5 ± 26,3	(n=16) 0,3 ± 1,0	(n=19) 1,4 ± 3,1	0,012	4,0 ± 14,3
Ríos	(n=13) 13,6 ± 27,3	(n=14) 0,3 ± 1,1	(n=17) 1,5 ± 3,2	0,011	4,5 ± 15,1
Tramos medios	(n=7) 4,8 ± 7,0	(n=5) 1,0 ± 2,0	(n=8) 0,6 ± 1,5	0,337	2,2 ± 4,6

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

Tabla A2.41. Recuento de clostridios sulfito reductores (48 h) (ufc/20 ml) del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

<b>Puntos</b>	<b>n</b>	<b>CSR (48h)</b>
Arl	5	1,2 $\pm$ 1,8
Dur	8	0,0 $\pm$ 0,0
Er	6	17,7 $\pm$ 36,7
Pisc	5	0,2 $\pm$ 0,5
Rev	11	0,0 $\pm$ 0,0
Uc-A	9	4,6 $\pm$ 5,9
Uc-M	5	5,8 $\pm$ 10,9
<b>Total</b>	<b>49</b>	<b>4,0 <math>\pm</math> 14,3</b>

Significación según la prueba de Kruskal-Wallis,  $p=0,040$

## Anexo 2.4. Calidad físico-química y microbiológica del agua en cada punto de muestreo

Tabla A2.42. Calidad físico-química y microbiológica del agua en la piscifactoría en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=1)	Verano (n=2)	Otoño (n=2)	Total (n=5)	p <sup>KW</sup>
T <sup>a</sup>	19,00	21,25 $\pm$ 5,30	7,10 $\pm$ 1,27	15,14 $\pm$ 7,88	0,223
OD	11,80	8,55 $\pm$ 0,78	14,05 $\pm$ 1,06	11,40 $\pm$ 2,84	0,165
pH	10,37	9,55 $\pm$ 0,13	9,31 $\pm$ 1,23	9,62 $\pm$ 0,76	0,368
Cond	167,00	206,50 $\pm$ 23,34	295,00 $\pm$ 55,15	234,00 $\pm$ 65,25	0,165
Turb	4,56	4,07 $\pm$ 3,06	7,25 $\pm$ 3,85	5,44 $\pm$ 2,97	0,819
Alc	85,40	109,80 $\pm$ 17,25	164,70 $\pm$ 77,64	126,88 $\pm$ 53,60	0,301
Dur	72,00	99,00 $\pm$ 12,73	162,00 $\pm$ 50,91	118,80 $\pm$ 48,63	0,165
NH <sub>4</sub>	0,050	0,125 $\pm$ 0,106	0,050 $\pm$ 0,000	0,080 $\pm$ 0,067	0,472
NO <sub>2</sub>	0,020	0,020 $\pm$ 0,014	0,015 $\pm$ 0,007	0,018 $\pm$ 0,008	0,823
NO <sub>3</sub>	2,00	3,50 $\pm$ 2,12	2,00 $\pm$ 0,00	2,60 $\pm$ 1,34	0,472
PO <sub>4</sub>	0,80	0,55 $\pm$ 0,35	0,45 $\pm$ 0,35	0,56 $\pm$ 0,29	0,398
AT22°C	484,0	257,5 $\pm$ 292,0	533,0 $\pm$ 202,2	413,0 $\pm$ 228,3	0,497
AT37°C	9,0	187,0 $\pm$ 97,6	25,5 $\pm$ 6,4	86,8 $\pm$ 104,0	0,165
CT	6,0	101,0 $\pm$ 140,0	5,0 $\pm$ 0,0	43,6 $\pm$ 87,4	0,729
CF	0,0	80,0 $\pm$ 113,1	2,0 $\pm$ 2,8	32,8 $\pm$ 71,1	0,687
EF	9,0	101,0 $\pm$ 125,9	38,5 $\pm$ 30,4	57,6 $\pm$ 76,9	0,368
CSR 24h	0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	>0,999
CSR 48h	0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,5 $\pm$ 0,7	0,2 $\pm$ 0,5	0,472

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitoreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitoreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.43. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Arlanza (Arl) en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera (n=1)	Verano (n=2)	Otoño (n=2)	p <sup>kw</sup>	Total (n=5)
T <sup>a</sup>	16,60	16,10 ± 0,14	9,15 ± 0,35	0,165	13,42 ± 3,91
OD	8,90	9,44 ± 2,07	11,25 ± 2,19	0,497	10,05 ± 1,87
pH	8,07	7,21 ± 0,19	7,18 ± 0,33	0,368	7,37 ± 0,44
Cond	160,00	204,50 ± 12,02	201,50 ± 122,33	0,741	194,40 ± 64,42
Turb	2,65	4,45 ± 4,50	38,51 ± 51,61	0,819	17,71 ± 32,12
Alc	109,80	122,00 ± 17,25	122,00 ± 51,76	0,924	119,56 ± 27,82
Dur	144,00	189,00 ± 12,73	153,00 ± 89,10	0,741	165,60 ± 49,95
NH <sub>4</sub>	0,050	0,225 ± 0,247	0,075 ± 0,035	0,687	0,130 ± 0,152
NO <sub>2</sub>	0,030	0,025 ± 0,007	0,065 ± 0,063	0,823	0,042 ± 0,038
NO <sub>3</sub>	2,00	5,00 ± 4,24	5,00 ± 4,24	0,717	4,40 ± 3,29
PO <sub>4</sub>	0,30	0,95 ± 0,78	0,25 ± 0,21	0,331	0,54 ± 0,55
AT22°C	40,0	6945,0 ± 6583,2	1183,5 ± 1154,7	0,165	3259,4 ± 4765,0
AT37°C	24,0	2852,0 ± 3388,5	337,0 ± 413,0	0,301	1280,4 ± 2233,3
CT	45,0	3400,0 ± 4242,6	2600,0 ± 3394,1	0,301	2409,0 ± 3047,0
CF	11,0	4100,0 ± 5515,4	110,0 ± 155,6	0,497	1686,2 ± 3531,0
EF	3,0	33,5 ± 9,2	375,0 ± 346,5	0,165	164,0 ± 259,4
CSR 24h	0,0	0,0 ± 0,0	0,0 ± 0,0	>0,999	0,0 ± 0,0
CSR 48h	2,0	0,0 ± 0,0	2,0 ± 2,8	0,417	1,2 ± 1,8

<sup>kw</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad (μS.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.44. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Duratón (*Dur*) en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=2)	Verano (n=3)	Otoño (n=3)	p <sup>KW</sup>	Total (n=8)
T <sup>a</sup>	14,10 $\pm$ 1,27	19,10 $\pm$ 0,10	10,40 $\pm$ 2,86	0,044	14,59 $\pm$ 4,35
OD	8,40 $\pm$ 1,41	6,50 $\pm$ 0,62	10,10 $\pm$ 3,25	0,260	8,33 $\pm$ 2,49
pH	8,00 $\pm$ 0,02	8,00 $\pm$ 0,38	7,87 $\pm$ 0,45	0,707	7,95 $\pm$ 0,32
Cond	375,00 $\pm$ 63,64	336,00 $\pm$ 1,73	359,67 $\pm$ 18,90	0,320	354,63 $\pm$ 30,98
Turb	4,07 $\pm$ 0,04	5,11 $\pm$ 2,27	359,67 $\pm$ 2,15	0,325	4,10 $\pm$ 1,91
Alc	219,60 $\pm$ 17,25	219,60 $\pm$ 0,00	231,80 $\pm$ 0,00	0,137	224,18 $\pm$ 9,08
Dur	234,00 $\pm$ 25,46	210,00 $\pm$ 27,50	234,00 $\pm$ 18,00	0,465	225,00 $\pm$ 23,57
NH <sub>4</sub>	0,125 $\pm$ 0,106	0,116 $\pm$ 0,076	0,066 $\pm$ 0,028	0,625	0,100 $\pm$ 0,654
NO <sub>2</sub>	0,225 $\pm$ 0,049	0,240 $\pm$ 0,060	0,120 $\pm$ 0,075	0,187	0,191 $\pm$ 0,08
NO <sub>3</sub>	7,00 $\pm$ 1,41	12,67 $\pm$ 7,23	7,67 $\pm$ 3,06	0,319	9,38 $\pm$ 5,04
PO <sub>4</sub>	0,70 $\pm$ 0,42	0,37 $\pm$ 0,25	0,23 $\pm$ 0,23	0,405	0,40 $\pm$ 0,31
AT22°C	5177,5 $\pm$ 5660,4	7300,7 $\pm$ 3797,4	1952,0 $\pm$ 1774,4	0,128	4764,1 $\pm$ 3973,9
AT37°C	451,0 $\pm$ 615,2	1442,7 $\pm$ 554,4	620,3 $\pm$ 673,8	0,133	886,4 $\pm$ 699,1
CT	3510,0 $\pm$ 4794,2	3900,0 $\pm$ 2816,0	2033,3 $\pm$ 1078,6	0,665	3102,5 $\pm$ 2586,8
CF	1175,0 $\pm$ 586,9	3350,0 $\pm$ 4143,4	390,0 $\pm$ 363,7	0,260	1696,3 $\pm$ 2640,6
EF	40,0 $\pm$ 9,9	205,0 $\pm$ 52,2	63,3 $\pm$ 28,9	0,074	110,6 $\pm$ 85,0
CSR 24h	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	>0,999	0,0 $\pm$ 0,0
CSR 48h	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	>0,999	0,0 $\pm$ 0,0

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.45. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Eresma (*Er*) en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=2)	Verano (n=2)	Otoño (n=2)	$p^{KW}$	Total (n=6)
T <sup>a</sup>	15,70 $\pm$ 4,53	16,30 $\pm$ 0,42	10,10 $\pm$ 2,69	0,180	14,03 $\pm$ 3,86
OD	8,00 $\pm$ 1,41	8,15 $\pm$ 0,92	11,50 $\pm$ 1,41	0,180	9,22 $\pm$ 2,03
pH	7,15 $\pm$ 0,07	7,64 $\pm$ 0,07	7,51 $\pm$ 0,16	0,156	7,43 $\pm$ 0,24
Cond	265,00 $\pm$ 148,49	217,0 $\pm$ 188,09	299,0 $\pm$ 69,30	0,867	260,33 $\pm$ 117,49
Turb	12,85 $\pm$ 3,47	3,66 $\pm$ 0,67	2,73 $\pm$ 2,56	0,180	6,41 $\pm$ 5,37
Alc	102,70 $\pm$ 41,72	146,40 $\pm$ 17,25	140,30 $\pm$ 8,63	0,165	129,80 $\pm$ 29,51
Dur	117,00 $\pm$ 38,18	162,00 $\pm$ 0,00	162,00 $\pm$ 0,00	0,091	147,00 $\pm$ 28,84
NH <sub>4</sub>	0,200 $\pm$ 0,141	0,050 $\pm$ 0,000	0,075 $\pm$ 0,035	0,167	0,108 $\pm$ 0,097
NO <sub>2</sub>	0,275 $\pm$ 0,162	0,170 $\pm$ 0,155	0,065 $\pm$ 0,021	0,276	0,170 $\pm$ 0,137
NO <sub>3</sub>	9,00 $\pm$ 4,24	10,50 $\pm$ 3,54	13,00 $\pm$ 5,66	0,565	10,83 $\pm$ 3,97
PO <sub>4</sub>	1,25 $\pm$ 0,07	1,60 $\pm$ 0,57	0,80 $\pm$ 0,28	0,165	1,22 $\pm$ 0,46
AT22°C	26192,0 $\pm$ 32962,5	2675,0 $\pm$ 742,5	1186,5 $\pm$ 1574,7	0,276	10017,8 $\pm$ 19373,1
AT37°C	1435,0 $\pm$ 49,5	821,0 $\pm$ 677,4	343,5 $\pm$ 362,8	0,156	866,5 $\pm$ 598,4
CT	239,0 $\pm$ 270,1	700,0 $\pm$ 282,8	5500,0 $\pm$ 4949,8	0,102	2146,3 $\pm$ 3423,7
CF	2000,0 $\pm$ 565,7	1150,0 $\pm$ 353,6	2875,0 $\pm$ 1591,0	0,156	2008,3 $\pm$ 1091,1
EF	225,0 $\pm$ 7,1	155,0 $\pm$ 134,4	235,0 $\pm$ 21,2	0,893	205,0 $\pm$ 72,3
CSR 24h	42,0 $\pm$ 59,4	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,368	14,0 $\pm$ 34,3
CSR 48h	47,0 $\pm$ 63,6	0,0 $\pm$ 0,0	6,0 $\pm$ 8,5	0,234	17,7 $\pm$ 36,7

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)



Tabla A2.46. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Revinuesa (*Rev*) en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=4)	Verano (n=3)	Otoño (n=4)	p <sup>KW</sup>	Total (n=11)
T <sup>a</sup>	8,33 $\pm$ 2,47	14,73 $\pm$ 1,70	9,21 $\pm$ 3,27	0,045	10,40 $\pm$ 3,68
OD	8,45 $\pm$ 2,47	9,53 $\pm$ 1,55	10,45 $\pm$ 1,22	0,447	9,72 $\pm$ 1,62
pH	6,48 $\pm$ 0,26	6,84 $\pm$ 0,08	6,84 $\pm$ 0,35	0,220	6,73 $\pm$ 0,30
Cond	34,00 $\pm$ 8,68	52,87 $\pm$ 13,71	52,43 $\pm$ 14,54	0,153	47,03 $\pm$ 14,49
Turb	2,46 $\pm$ 1,76	0,51 $\pm$ 0,72	0,97 $\pm$ 0,62	0,138	1,38 $\pm$ 1,38
Alc	47,28 $\pm$ 49,90	40,67 $\pm$ 14,09	39,65 $\pm$ 6,10	0,504	42,7 $\pm$ 28,48
Dur	40,50 $\pm$ 17,23	48,0 $\pm$ 10,39	58,50 $\pm$ 9,00	0,187	49,09 $\pm$ 14,15
NH <sub>4</sub>	0,043 $\pm$ 0,012	0,050 $\pm$ 0,000	0,050 $\pm$ 0,000	0,417	0,047 $\pm$ 0,007
NO <sub>2</sub>	0,015 $\pm$ 0,005	0,020 $\pm$ 0,010	0,015 $\pm$ 0,010	0,647	0,016 $\pm$ 0,008
NO <sub>3</sub>	2,50 $\pm$ 1,00	2,67 $\pm$ 1,16	3,00 $\pm$ 1,16	0,776	2,73 $\pm$ 1,01
PO <sub>4</sub>	0,12 $\pm$ 0,08	0,17 $\pm$ 0,12	0,95 $\pm$ 1,021	0,155	0,47 $\pm$ 0,73
AT22°C	5391,7 $\pm$ 9187,2	302,7 $\pm$ 506,9	230,5 $\pm$ 280,7	0,705	1800,5 $\pm$ 4998,2
AT37°C	170,0 $\pm$ 285,8	15,3 $\pm$ 12,7	27,3 $\pm$ 39,1	0,903	66,5 $\pm$ 154,4
CT	137,8 $\pm$ 136,0	513,3 $\pm$ 436,5	554,3 $\pm$ 965,2	0,564	391,6 $\pm$ 603,3
CF	44,5 $\pm$ 48,9	160,7 $\pm$ 211,3	65,0 $\pm$ 117,1	0,715	83,6 $\pm$ 127,6
EF	3,8 $\pm$ 2,9	41,7 $\pm$ 43,2	15,0 $\pm$ 18,7	0,182	18,2 $\pm$ 27,1
CSR 24h	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	>0,999	0,0 $\pm$ 0,0
CSR 48h	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	>0,999	0,0 $\pm$ 0,0

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.47. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Ucero - tramo alto (Uc-A) en las distintas estaciones del año (media ± DE)

	Primavera (n=3)	Verano (n=2)	Otoño (n=4)	p <sup>KW</sup>	Total (n=9)
T <sup>a</sup>	10,93 ± 1,36	13,35 ± 0,07	10,78 ± 1,55	0,122	11,40 ± 1,61
OD	9,83 ± 1,17	8,90 ± 3,39	10,13 ± 1,53	0,951	9,76 ± 1,71
pH	7,40 ± 0,43	7,66 ± 0,05	7,48 ± 0,39	0,705	7,49 ± 0,34
Cond	295,67 ± 92,55	177,50 ± 204,35	317,25 ± 158,92	0,378	279,00 ± 142,28
Turb	5,57 ± 3,41	1,10 ± 0,46	3,84 ± 2,45	0,066	3,81 ± 2,86
Alc	244,00 ± 32,28	250,10 ± 8,63	247,05 ± 23,09	0,925	246,71 ± 21,81
Dur	240,00 ± 27,50	270,00 ± 25,46	243,00 ± 10,39	0,308	248,00 ± 21,63
NH <sub>4</sub>	0,042 ± 0,014	0,125 ± 0,106	0,050 ± 0,000	0,189	0,063 ± 0,051
NO <sub>2</sub>	0,017 ± 0,011	0,015 ± 0,007	0,025 ± 0,013	0,508	0,020 ± 0,011
NO <sub>3</sub>	4,00 ± 0,01	5,00 ± 0,11	6,25 ± 0,00	0,478	5,22 ± 2,44
PO <sub>4</sub>	0,25 ± 0,30	0,20 ± 0,14	0,28 ± 0,15	0,753	0,25 ± 0,19
AT22°C	2549,7 ± 2549,7	4455,0 ± 4455,0	786,5 ± 786,5	0,295	2189,4 ± 2698,1
AT37°C	330,0 ± 462,5	567,0 ± 329,5	187,5 ± 133,0	0,326	319,3 ± 312,7
CT	2466,7 ± 1761,6	3750,0 ± 1060,7	3925,0 ± 2570,8	0,659	3400,0 ± 1972,3
CF	1440,0 ± 2221,4	3800,0 ± 1979,9	1022,5 ± 1002,9	0,269	1778,9 ± 1857,7
EF	153,3 ± 149,8	175,0 ± 49,5	85,5 ± 51,5	0,449	127,6 ± 93,0
CSR 24h	5,7 ± 8,2	0,0 ± 0,0	0,0 ± 0,0	0,149	2,1 ± 5,3
CSR 48h	9,7 ± 7,1	2,0 ± 2,8	1,3 ± 2,31	0,231	4,6 ± 5,9

<sup>KW</sup> Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad (μS.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.48. Calidad físico-química y microbiológica del agua en el río Ucero - tramo medio (Uc-M) en las distintas estaciones del año (media  $\pm$  DE)

	Primavera (n=1)	Verano (n=2)	Otoño (n=2)	$p^{KW}$	Total (n=5)
T <sup>a</sup>	13,40	18,50 $\pm$ 0,28	13,75 $\pm$ 2,19	0,223	15,58 $\pm$ 2,89
OD	9,20	6,45 $\pm$ 2,90	9,40 $\pm$ 3,25	0,497	8,18 $\pm$ 2,69
pH	8,11	7,76 $\pm$ 0,05	7,91 $\pm$ 0,13	0,165	7,89 $\pm$ 0,16
Cond	340,00	418,50 $\pm$ 2,12	418,50 $\pm$ 2,12	0,329	402,80 $\pm$ 35,14
Turb	48,30	6,31 $\pm$ 3,85	15,62 $\pm$ 9,28	0,165	18,43 $\pm$ 18,05
Alc	268,40	274,50 $\pm$ 8,63	280,60 $\pm$ 34,51	0,924	275,72 $\pm$ 18,50
Dur	288,00	288,00 $\pm$ 25,46	297,00 $\pm$ 12,73	0,823	291,60 $\pm$ 15,06
NH <sub>4</sub>	0,050	0,400 $\pm$ 0,141	0,100 $\pm$ 0,000	0,150	0,210 $\pm$ 0,188
NO <sub>2</sub>	0,050	0,385 $\pm$ 0,091	0,065 $\pm$ 0,035	0,223	0,190 $\pm$ 0,184
NO <sub>3</sub>	6,00	11,00 $\pm$ 1,41	6,50 $\pm$ 0,71	0,191	8,20 $\pm$ 2,68
PO <sub>4</sub>	0,60	0,65 $\pm$ 0,07	0,35 $\pm$ 0,07	0,191	0,52 $\pm$ 0,16
AT22°C	13000,0	5890,0 $\pm$ 2899,1	2993,0 $\pm$ 2131,2	0,301	6153,2 $\pm$ 4470,4
AT37°C	2000,0	997,0 $\pm$ 711,4	1150,0 $\pm$ 70,7	0,368	1258,8 $\pm$ 552,5
CT	6000,0	14250,0 $\pm$ 13788,6	10250,0 $\pm$ 8131,7	0,949	11000,0 $\pm$ 8710,6
CF	650,0	7600,0 $\pm$ 5091,2	7500,0 $\pm$ 6364,0	0,368	6170,0 $\pm$ 5111,7
EF	930,0	690,0 $\pm$ 155,6	1355,0 $\pm$ 417,2	0,165	1004,0 $\pm$ 402,3
CSR 24h	7,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	0,135	1,4 $\pm$ 3,1
CSR 48h	25,0	0,0 $\pm$ 0,0	2,0 $\pm$ 2,8	0,223	5,8 $\pm$ 10,9

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.49. Calidad físico-química y microbiológica del agua en distintos tramos (alto y medio) del mismo río (río Ucero) (media  $\pm$  DE)

	Ucero alto (Uc-A) (n=9)	Ucero medio (Uc-M) (n=5)	p <sup>MW</sup>	Total (n=14)
T <sup>a</sup>	11,40 $\pm$ 1,61	15,58 $\pm$ 2,89	0,012	12,89 $\pm$ 2,91
OD	9,76 $\pm$ 1,71	8,18 $\pm$ 2,69	0,240	9,19 $\pm$ 2,15
pH	7,49 $\pm$ 0,34	7,89 $\pm$ 0,16	0,007	7,63 $\pm$ 0,34
Cond	279,00 $\pm$ 142,28	402,80 $\pm$ 35,14	0,042	323,21 $\pm$ 128,95
Turb	3,81 $\pm$ 2,86	18,43 $\pm$ 18,05	0,019	9,03 $\pm$ 12,57
Alc	246,71 $\pm$ 21,81	275,72 $\pm$ 18,50	0,029	257,07 $\pm$ 24,62
Dur	248,00 $\pm$ 21,63	291,60 $\pm$ 15,06	0,004	263,57 $\pm$ 28,77
NH <sub>4</sub>	0,063 $\pm$ 0,051	0,210 $\pm$ 0,188	0,029	0,116 $\pm$ 0,133
NO <sub>2</sub>	0,020 $\pm$ 0,011	0,190 $\pm$ 0,184	0,001	0,807 $\pm$ 0,133
NO <sub>3</sub>	5,22 $\pm$ 2,44	8,20 $\pm$ 2,68	0,083	6,29 $\pm$ 2,84
PO <sub>4</sub>	0,25 $\pm$ 0,19	0,52 $\pm$ 0,16	0,029	0,35 $\pm$ 0,22
AT22°C	2189,4 $\pm$ 2698,1	6153,2 $\pm$ 4470,4	0,083	3605,1 $\pm$ 3809,6
AT37°C	319,3 $\pm$ 312,7	1258,8 $\pm$ 552,5	0,004	654,9 $\pm$ 610,2
CT	3400,0 $\pm$ 1972,3	11000,0 $\pm$ 8710,6	0,042	6114,3 $\pm$ 6326,2
CF	1778,9 $\pm$ 1857,7	6170,0 $\pm$ 5111,7	0,083	3347,1 $\pm$ 3864,1
EF	127,6 $\pm$ 93,0	1004,0 $\pm$ 402,3	0,001	44,6 $\pm$ 495,0
CSR 24h	2,1 $\pm$ 5,3	1,4 $\pm$ 3,1	0,943	1,8 $\pm$ 4,4
CSR 48h	4,6 $\pm$ 5,9	5,8 $\pm$ 10,9	0,724	5,1 $\pm$ 7,7

<sup>MW</sup>Significación según la prueba de Mann Whitney

**Parámetros físico-químicos:** T<sup>a</sup>: Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu$ S.cm<sup>-1</sup>); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios sulfitorreductores 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios sulfitorreductores 48 h (ufc/20 ml)

Tabla A2.50. Calidad físico-química y microbiológica del agua en los distintos puntos de muestreo (media  $\pm$  DE)

	<i>Arl</i> (n=5)	<i>Dur</i> (n=8)	<i>Er</i> (n=6)	<i>Pisc</i> (n=5)	<i>Rev</i> (n=11)	<i>Uc-A</i> (n=9)	<i>Uc-M</i> (n=5)	$p^{KW}$	Total (n=49)
$T^a$	13,42 $\pm$ 3,91	14,59 $\pm$ 4,35	14,03 $\pm$ 3,86	15,14 $\pm$ 7,88	10,40 $\pm$ 3,68	11,40 $\pm$ 1,61	15,58 $\pm$ 2,89	0,162	13,03 $\pm$ 4,30
OD	10,05 $\pm$ 1,87	8,33 $\pm$ 2,49	9,22 $\pm$ 2,02	11,40 $\pm$ 2,84	9,72 $\pm$ 1,62	9,76 $\pm$ 1,71	8,18 $\pm$ 2,69	0,346	9,48 $\pm$ 2,21
pH	7,37 $\pm$ 0,44	7,95 $\pm$ 0,32	7,43 $\pm$ 0,24	9,62 $\pm$ 0,76	6,73 $\pm$ 0,30	7,49 $\pm$ 0,34	7,89 $\pm$ 0,16	<0,001	7,65 $\pm$ 0,87
Cond	194,40 $\pm$ 64,42	354,63 $\pm$ 30,98	260,33 $\pm$ 117,49	234,00 $\pm$ 65,25	47,03 $\pm$ 14,49	279,00 $\pm$ 142,28	402,8 $\pm$ 35,14	<0,001	240,34 $\pm$ 139,52
Turb	17,71 $\pm$ 32,12	4,10 $\pm$ 1,91	6,41 $\pm$ 5,37	5,44 $\pm$ 2,97	1,38 $\pm$ 1,38	3,81 $\pm$ 2,86	18,43 $\pm$ 18,05	0,003	6,71 $\pm$ 12,47
Alc	119,56 $\pm$ 27,82	224,18 $\pm$ 9,08	129,80 $\pm$ 29,51	126,88 $\pm$ 53,60	42,70 $\pm$ 28,48	246,71 $\pm$ 21,81	275,72 $\pm$ 18,50	<0,001	160,68 $\pm$ 87,90
Dur	165,60 $\pm$ 49,95	225,00 $\pm$ 23,57	147,00 $\pm$ 28,84	118,80 $\pm$ 48,63	49,09 $\pm$ 14,15	248,00 $\pm$ 21,63	291,60 $\pm$ 15,06	<0,001	170,08 $\pm$ 87,11
NH <sub>4</sub>	0,130 $\pm$ 0,152	0,100 $\pm$ 0,654	0,108 $\pm$ 0,097	0,080 $\pm$ 0,067	0,047 $\pm$ 0,007	0,063 $\pm$ 0,051	0,210 $\pm$ 0,188	0,020	0,094 $\pm$ 0,097
NO <sub>2</sub>	0,042 $\pm$ 0,038	0,191 $\pm$ 0,08	0,170 $\pm$ 0,137	0,018 $\pm$ 0,008	0,016 $\pm$ 0,008	0,020 $\pm$ 0,011	0,190 $\pm$ 0,184	<0,001	0,084 $\pm$ 0,111
NO <sub>3</sub>	4,40 $\pm$ 3,29	9,38 $\pm$ 5,04	10,83 $\pm$ 3,97	2,60 $\pm$ 1,34	2,73 $\pm$ 1,01	5,22 $\pm$ 2,44	8,20 $\pm$ 2,68	<0,001	5,98 $\pm$ 4,19
PO <sub>4</sub>	0,54 $\pm$ 0,55	0,40 $\pm$ 0,31	1,22 $\pm$ 0,46	0,56 $\pm$ 0,29	0,47 $\pm$ 0,73	0,25 $\pm$ 0,19	0,52 $\pm$ 0,16	0,010	0,53 $\pm$ 0,51
AT22°C	3259,4 $\pm$ 4765,0	4764,1 $\pm$ 3973,9	10017,8 $\pm$ 19373,1	413,0 $\pm$ 228,3	1800,5 $\pm$ 4998,2	2189,4 $\pm$ 2698,1	6153,2 $\pm$ 4470,4	0,010	3855,4 $\pm$ 7760,1
AT37°C	1280,4 $\pm$ 2233,3	886,4 $\pm$ 699,1	866,5 $\pm$ 598,4	86,8 $\pm$ 103,9	66,5 $\pm$ 154,4	319,3 $\pm$ 312,7	1258,8 $\pm$ 552,5	0,001	603,3 $\pm$ 897,5
CT	2409,0 $\pm$ 3047,0	3102,5 $\pm$ 2586,8	2146,3 $\pm$ 3423,7	43,6 $\pm$ 87,4	391,6 $\pm$ 603,3	3400,0 $\pm$ 1972,3	11000,0 $\pm$ 8710,6	<0,001	2854,5 $\pm$ 4392,3
CF	1686,2 $\pm$ 3531,0	1696,3 $\pm$ 2640,6	2008,3 $\pm$ 1091,1	32,8 $\pm$ 71,1	83,6 $\pm$ 127,6	1778,9 $\pm$ 1857,7	6170,0 $\pm$ 5111,7	<0,001	1673,4 $\pm$ 2814,0
EF	164,0 $\pm$ 259,4	110,6 $\pm$ 85,0	205,0 $\pm$ 72,3	57,6 $\pm$ 76,9	18,2 $\pm$ 27,1	127,6 $\pm$ 93,0	1004,0 $\pm$ 402,28	<0,001	195,7 $\pm$ 319,7
CSR 24h	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	14,0 $\pm$ 34,3	0,0 $\pm$ 0,0	0,0 $\pm$ 0,0	2,1 $\pm$ 5,3	1,4 $\pm$ 3,1	0,392	2,4 $\pm$ 12,5
CSR 48h	1,2 $\pm$ 1,8	0,0 $\pm$ 0,0	17,7 $\pm$ 36,7	0,2 $\pm$ 0,5	0,0 $\pm$ 0,0	4,6 $\pm$ 5,9	5,8 $\pm$ 10,9	0,040	4,0 $\pm$ 14,3

<sup>KW</sup>Significación según la prueba de Kruskal-Wallis

**Parámetros físico-químicos:**  $T^a$ : Temperatura (°C); Oxígeno disuelto (ppm); Cond: Conductividad ( $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ); Turb: Turbidez (FTU); Alc: Alcalinidad (mg/l); Dur: Dureza (mg/l); NH<sub>4</sub>: Amonio (mg/l); NO<sub>2</sub>: Nitritos (mg/l); NO<sub>3</sub>: Nitratos (mg/l); PO<sub>4</sub>: Fosfatos (mg/l)

**Parámetros microbiológicos:** AT22°C: Aerobios Totales 22°C (ufc/ml); AT37°C: Aerobios Totales 37°C (ufc/ml); CT: Coliformes Totales (ufc/100 ml); CF: Coliformes Fecales(ufc/100 ml); EF: Estreptococos Fecales (ufc/100 ml); CSR 24h: Clostridios 24 h (ufc/20 ml); CSR 48h: Clostridios 48 h (ufc/20 ml)

### Anexo 3.1. Sinónimos de nombres actuales de especies capturadas, origen, grado de amenaza y tendencia poblacional

Nombre utilizado en el texto	Origen	Grado de amenaza (UICN, 2012)	Tendencia poblacional
<b>Barbo común</b> <i>Barbus bocagei</i> Steindachner, 1864	Autóctona (Endemismo ibérico)	No amenazada	Estable
<b>Bermejuela</b> <i>Chondrostoma arcasii</i> Steindachner, 1866	Autóctona (Endemismo ibérico)	No evaluada	En regresión
<b>Boga del Duero</b> <i>Chondrostoma duriense</i> Coelho, 1985	Autóctona (Endemismo ibérico)	No evaluada	En regresión
<b>Gobio</b> <i>Gobio lozanoi</i> Doadrio y Madeira, 2004 Conocido hasta fechas recientes como: <i>Gobio gobio</i> Linnaeus, 1758	Autóctona (S Francia /NE España)	Menor preocupación	En regresión
<b>Piscardo</b> <i>Phoxinus phoxinus</i> Linnaeus, 1758	Autóctona (Eurasia)	Menor preocupación	En regresión
<b>Bordallo</b> <i>Squalius carolitertii</i> Doadrio, 1987	Autóctona (Endemismo ibérico)	Menor preocupación	En regresión
<b>Tenca</b> <i>Tinca tinca</i> Linnaeus, 1758	Autóctona (Eurasia)	Menor preocupación	Estable

#### Denominaciones populares (Martín Jiménez, 2006) y Sinonimias (Doadrio, 2002)

<b>Barbo común, <i>Barbus bocagei</i> Steindachner, 1864</b>		
Barbo común ibérico	Machejo	<i>Barbus bocagii</i> Steindachner, 1865
Barbo de Bocage	Macho	<i>Barbus barbus bocagei</i> Steindachner, 1865
Barbote	Picarro	<i>Barbus capito bocagei</i> Steindachner, 1865
Bigotes		
<b>Bermejuela, <i>Chondrostoma arcasii</i> Steindachner, 1866</b>		
Bermeja	Mermeja	<i>Leucos arcasii</i> (Steindachner, 1866)
Bermejilla	Pardilla	<i>Leuciscus (Leucos) arcasii</i> (Steindachner, 1866)
Bermejuela	Pececilla	<i>Leuciscus arcasii</i> (Steindachner, 1866)
Bermelina	Pez americano	<i>Rutilus arcasii</i> (Steindachner, 1866)
Cagón	Reñosa	<i>Rutilus arcasi</i> (Steindachner, 1866)
Coloradilla	Rubio	<i>Rutilus rublillo arcasi</i> (Steindachner, 1866)
Escalo	Rutilo	
Gallego	Sarda	
Mermega	Xarda	
<b>Boga del Duero, <i>Chondrostoma duriense</i> Coelho, 1985</b>		
Boa	Peixe	<i>Chondrostoma polylepis duriensis</i> Coelho, 1985
Boga	Pepa	
Madrilla	Pez zapatilla (juvenil)	
<b>Bordallo, <i>Squalius carolitertii</i> Doadrio, 1987</b>		
Boga	Gallego	<i>Leuciscus cephalus cabeda</i> Risso, 1827 (sólo cuando se menciona a las poblaciones ibéricas)
Cabezudo	Leucisco	<i>Leuciscus carolitertii</i> Doadrio, 1987
Cachizo	Pez xardo	
Cachuelo	Zaparda	
Casco	Zapatilla	
Escallo		

<b>Gobio, <i>Gobio lozanoi</i> Doadrio y Madeira, 2004</b>		
Boquerón	<i>Gobio gobio</i> Linnaeus, 1758	<i>Gobio gobio prosopyga</i> Berg, 1914
Bravucón	<i>Cyprinus gobio</i> Linnaeus, 1758	<i>Gobio gobio ohridana</i> Karaman, 1924
Cabezón	<i>Leuciscus gobio</i> Linnaeus, 1758	<i>Gobio gobio carpathicus</i> Vladykov, 1925
Cabezota	<i>Gobitis fundulus</i> Wulff, 1765	<i>Gobio gobio bulgarica</i> Drensky, 1926
Cabezudo	<i>Gobio fluviatilis</i> Fleming, 1828	<i>Gobio gobio sibiricus</i> Nikolsky, 1936
Gallego	<i>Gobio phoxinoides</i> De la Pylaie, 1835	<i>Gobio gobio acutipinnatus</i> Menschikov, 1938
Gobernante	<i>Gobio vulgaris</i> Heckel, 1836	<i>Gobio gobio macrolepidotus</i> Battalgi, 1942
Jabonero	<i>Gobio saxatilis</i> Koch, 1840	<i>Gobio gobio intermedius</i> Battalgi, 1944
Japonés	<i>Gobio obtusirostris</i> Valenciennes, 1842	<i>Gobio gobio sarmaticus</i> Berg, 1949
Portugués	<i>Gobio fluviatilis</i> Cuvier, 1842	<i>Gobio gobio muresia</i> Jaszfalusi, 1951
Rito	<i>Bungia nigrescens</i> Keyserling, 1861	<i>Gobio gobio nikolsky</i> Turdakov & Piskarev, 1955
	<i>Gobio fluviatilis cynocephalus</i> Dybowski, 1869	<i>Gobio gobio gymnostethus</i> Ladiges, 1960
	<i>Gobio fluviatilis lepidolaemus</i> Kessler, 1872	<i>Gobio gobio insuayanus</i> Ladiges, 1960
	<i>Gobio gobio lepidolaemus</i> Kessler, 1872	<i>Gobio gobio albanicus</i> Oliva, 1961
	<i>Gobio lepidolaemus</i> Kessler, 1872	<i>Gobio gobio magnocapitata</i> Gundrizer, 1967
	<i>Gobio lepidolaemus caucasica</i> Kamensky, 1901	<i>Gobio gobio feraeensis</i> Stephanidis, 1973
	<i>Gobio latus</i> Ankin, 1905	<i>Gobio gobio krymensis</i> Banarescu & Nalbant, 1973
	<i>Gobio gobio brevicirris</i> Berg, 1914	<i>Gobio gobio brevicirris</i> Fowler, 1976
	<i>Gobio gobio katopyga</i> Berg, 1914	<i>Gobio gobio holurus</i> Fowler, 1976
	<i>Gobio gobio longicirris</i> Berg, 1914	<i>Gobio gobio balcanicus</i> Dimovski & Grupche, 1977
<b>Piscardo, <i>Phoxinus phoxinus</i> Linnaeus, 1758</b>		
Chipa	<i>Cyprinus phoxinus</i> L., 1758	<i>Phoxinus montanus</i> Ogérien, 1863
Foxina/Foxino	<i>Cyprinus aphya</i> L., 1758	<i>Phoxinus laevis mikrosquamatus</i> Kashchenko, 1899
Foxino común	<i>Phoxinus rivularis</i> Pallas, 1773	<i>Phoxinus laevis ujmonensis</i> Kashchenko, 1899
Foxino ibérico	<i>Salmo rivularis</i> Pallas, 1773	<i>Phoxinus phoxinus ujmonensis</i> Kashchenko, 1899
Guachindango	<i>Cyprinus morella</i> Leske, 1774	<i>Phoxinus saposchnikowi</i> Kashchenko, 1899
Jarabugo	<i>Cyprinus isetensis</i> Georgi, 1775	<i>Phoxinus czekanowskii sedelnikowi</i> Berg, 1908
Morito	<i>Cyprinus galian</i> Gmelin, 1788	<i>Phoxinus lagowskii sedelnikowi</i> Berg, 1908
Negrillo	<i>Cyprinus chrysoprasius</i> Pallas, 1814	<i>Phoxinus phoxinus colchicus</i> Berg, 1910
Negrís	<i>Phoxinus varius</i> Perty, 1832	<i>Phoxinus csikii</i> Hankó, 1922
Pescardo	<i>Phoxinus laevis</i> Fitzinger, 1832	<i>Phoxinus phoxinus strandjae</i> Drensky, 1926
Pez de Reinoso	<i>Phoxinus marsilii</i> Heckel, 1836	<i>Phoxinus phoxinus carpathicus</i> Popescu-Gorji & Dimitriu, 1950
Pichicardo	<i>Cyprinus lamaireui</i> Schinz, 1840	
<b>Tenca, <i>Tinca tinca</i> Linnaeus, 1758</b>		
Pez doctor	<i>Cyprinus tinca</i> Linnaeus, 1758	<i>Tinca italica</i> Bonaparte, 1836
	<i>Cyprinus tinca auratus</i> Bloch, 1782	<i>Tinca vulgaris maculata</i> Costa, 1838
	<i>Tinca aurea</i> Gmelin, 1788	<i>Tinca communis</i> Swaison, 1839
	<i>Cyprinus incauratus</i> Lacepède, 1803	<i>Tinca limosa</i> Koch, 1840
	<i>Cyprinus tincaurea</i> Shaw, 1804	<i>Tinca vulgaris non Valenciennes</i> , 1842
	<i>Tinca vulgaris</i> Fleming, 1828	<i>Tinca linnei</i> Malm, 1877
	<i>Tinca chrysis</i> Fitzinger, 1832	<i>Tinca vulgaris cetellae</i> Segre, 1904

## Anexo 3.2. Listado de especies citadas en el texto

Nombre común (español)	Nombre común (inglés)	Nombre científico	Familia
Acerina	Ruffe	<i>Acerina cernua</i> Linnaeus, 1758	Percidae
Anguila europea	European eel	<i>Anguilla anguilla</i> Linnaeus, 1758	Anguillidae
Anguila japonesa	Japanese eel	<i>Anguilla japonica</i> Temminck & Schlegel, 1846	Anguillidae
Arenque del Atlántico	Atlantic herring	<i>Clupea harengus</i> Linnaeus, 1758	Clupeidae
Aspio	Asp	<i>Aspius aspius</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Atún	Atlantic bluefin tuna	<i>Thunnus thynnus</i> Linnaeus, 1758	Scombridae
Barbo común	Iberian barbel	<i>Barbus bocagei</i> Steindachner, 1864	Cyprinidae
Barbo de Ripon	Ripon barbel	<i>Barbus altianalis</i> Boulenger, 1900	Cyprinidae
Barracuda	Barracuda	<i>Sphyræna</i> sp Klein, 1778	Cyprinidae
Bermejuela	-	<i>Chondrostoma arcasii</i> Steindachner, 1866	Cyprinidae
Blenio de río	Freshwater blenny	<i>Salaria fluviatilis</i> Asso, 1801	Blenniidae
Boga común	Common nase	<i>Chondrostoma nasus</i> Coehlo, 1985	Cyprinidae
Boga del Duero	-	<i>Chondrostoma duriense</i> Coehlo, 1985	Cyprinidae
Bordallo	-	<i>Squalius carolitertii</i> Doadrio 1987	Cyprinidae
Brema blanca	White bream	<i>Blicca bjoerkna</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Brema común	Freshwater bream	<i>Abramis brama</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Caballa	Atlantic mackerel	<i>Scomber scombrus</i> Linnaeus, 1758	Scombridae
Cacho, cachuelo	Ide	<i>Leuciscus idus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Capelán	Capelin	<i>Mallotus villosus</i> Müller, 1776	Osmeridae
Carpa cabezona	Bighead carp	<i>Aristichthys nobilis</i> Richardson, 1845	Cyprinidae
Carpa común (var. común, Koi, de espejo)	Common carp	<i>Cyprinus carpio</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Carpa herbívora	Grass carp	<i>Ctenopharingodon idella</i> Valenciennes, 1844	Cyprinidae
Carpa plateada	Silver carp	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> Valenciennes, 1844	Cyprinidae
Carpín	Crucian carp	<i>Carassius carassius</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Carpín dorado	Goldfish	<i>Carassius auratus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Carpita cabezona	Fathead minnow	<i>Pimephales promelas</i> Rafinesque, 1820	Cyprinidae
Condrostoma común	Common nase	<i>Chondrostoma nasus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Coregono	Peled	<i>Coregonus peled</i> Gmelin, 1789	Salmonidae
Crapet	White crappie	<i>Pomoxis annularis</i> Rafinesque, 1818	Centrarchidae
Escardinio	Rudd	<i>Scardinius erythrophthalmus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Espinoso	Three-spined stickleback	<i>Gasterosteus aculeatus</i> Linnaeus, 1758	Gasterosteidae
Gambusia, gupi	Mosquitofish	<i>Gambusia affinis</i> Baird & Girard, 1853	Poeciliidae
Gobio	Gudgeon	<i>Gobio lozanoi</i> Doadrio y Madeira, 2004	Cyprinidae
Gurami besador	Kissing gourami	<i>Helostoma temminckii</i> Cuvier, 1829	Helostomidae
Halibut, fletán del Atlántico	Atlantic halibut	<i>Hippoglossus hippoglossus</i> Linnaeus, 1758	Pleuronectidae
Lamprea	Sea lamprey	<i>Petromyzon marinus</i> Linnaeus, 1758	Petromyzontidae



Nombre común (español)	Nombre común (inglés)	Nombre científico	Familia
Lavareto	European whitefish	<i>Coregonus lavaretus</i> Linnaeus, 1758	Salmonidae
Lenguado	Common sole	<i>Solea solea</i> Linnaeus, 1758	Pleuronectidae
Leucisco	Common dace	<i>Leuciscus leuciscus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Lisa, muble	Thicklip grey mullet	<i>Chelon labrosus</i> Risso, 1827	Mugilidae
Lubina blanca	White bass	<i>Morone chrysops</i> Rafinesque, 1820	Moronidae
Lucio	Northern pike	<i>Esox lucius</i> Linnaeus, 1758	Esocidae
Lucioperca	Pike-perch	<i>Sander lucioperca</i> Linnaeus, 1758	Percidae
Misgurno de Asia	Pond loach	<i>Misgurnus anguillicaudatus</i> Cantor, 1842	Cobitidae
Mixín, lamprea glutinosa	Hagfish	<i>Myxine glutinosa</i> Linnaeus, 1758	Myxinidae
Múgil, lisa	Flathead grey mullet	<i>Mugil cephalus</i> Linnaeus, 1758	Mugilidae
Perca americana, black-bass	Largemouth black bass	<i>Micropterus salmoides</i> Lacepède, 1802	Centrarchidae
Perca europea	European perch	<i>Perca fluviatilis</i> Linnaeus, 1758	Percidae
Pez espada	Swordfish	<i>Xiphias gladius</i> Linnaeus, 1758	Xiphiidae
Pez gato africano	Phillipine catfish	<i>Clarias batrachus</i> Linnaeus, 1758	Clariidae
Pez sol	Bluegill sunfish	<i>Lepomis macrochirus</i> Rafinesque, 1819	Centrarchidae
Piscardo	Eurasian minnow	<i>Phoxinus phoxinus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Rutilo	Roach	<i>Rutilus rutilus</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Salmón atlántico	Atlantic salmon	<i>Salmo salar</i> Linnaeus, 1758	Salmonidae
Siluro	Wels catfish	<i>Silurus glanis</i> Linnaeus, 1758	Siluridae
Solla europea	European plaice	<i>Pleuronectes platessa</i> Linnaeus, 1758	Pleuronectidae
Tenca	Tench	<i>Tinca tinca</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
Tilapia galilea	Mango tilapia	<i>Sarotherodon galilaeus</i> Linnaeus, 1758	Cichlidae
Trucha arco iris	Rainbow trout	<i>Oncorhynchus mykiss</i> Walbaum, 1792	Salmonidae
Trucha común	Brown trout	<i>Salmo trutta</i> Linnaeus, 1758	Salmonidae
Vimba	Vimba bream	<i>Vimba vimba</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae
-	Golden shiner	<i>Notemigonus crysoleucas</i> Mitchill, 1814	Cyprinidae

### Anexo 3.3. Número de ejemplares de ciprínidos capturados en cada punto de muestreo

Origen	n	Tramo	n	Punto muestreo	n
Río	668 (85,43%)	Tramo medio	459 (58,70%)	Arl	98 (12,53%)
				Dur	174 (22,25%)
				Er	107 (13,68%)
				Uc-M	80 (10,23%)
		Tramo alto	209 (26,73%)	Rev	152 (19,44%)
				Uc-A	57 (7,29%)
Piscifactoría	114 (14,58%)	Piscifactoría	114 (14,58%)	Piscifactoría	114 (14,58%)
<b>Total</b>	<b>782</b>		<b>782</b>		<b>782</b>

## Anexo 5. Parasitación por *Ichthyophthirius multifiliis*

Tabla A5.1. Intensidad de parasitación por *I. multifiliis* dependiendo del estado reproductivo (freza) del hospedador

Especie	Intensidad	En freza	Reposo reproductivo	p <sup>RV</sup>	Total
Bogas	Alta	90,9%	62,7%	0,012	71,2%
	Media	9,1%	21,6%		17,8%
	Baja	0,0%	15,7%		11,0%

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

## Anexo 7. Parasitación por *Myxobolus* sp.

Tabla A7.1 Intensidad de infección por *Myxobolus* sp. (piel y branquias) en las distintas especies de peces estudiadas

Ubicación	Intensidad	Barbo	Bermejuela	Boga	Bordallo	Gobio	Piscardo	p <sup>RV</sup>	Total
Global	Alta	17,8%	8,3%	49,1%	0,0%	0,0%	7,7%	<0,001	<b>28,4%</b>
	Media	28,9%	33,3%	33,3%	60,0%	0,0%	46,2%		<b>33,6%</b>
	Baja	53,35	58,3%	58,3%	40,0%	100,0%	46,2%		<b>38,1%</b>
Tramo medio	Alta	17,8%	8,3%	49,1%	0,0%	0,0%	0,0%	<0,001	<b>30,3%</b>
	Media	28,9%	33,3%	33,3%	60,0%	0,0%	0,0%		<b>32,0%</b>
	Baja	53,3%	58,3%	17,5%	40,0%	100,0%	100,0%		<b>37,7%</b>
Er	Alta	6,7%	33,3%	57,1%	0,0%	-	-	0,045	<b>22,2%</b>
	Media	13,3%	33,3%	28,6%	0,0%	-	-		<b>18,5%</b>
	Baja	80,0%	33,3%	14,3%	100,0%	-	-		<b>59,3%</b>
Uc-M	Alta	22,7%	0,0%	0,0%	-	-	-	0,036	<b>14,7%</b>
	Media	36,4%	28,6%	0,0%	-	-	-		<b>29,4%</b>
	Baja	40,9%	71,4%	100,0%	-	-	-		<b>55,9%</b>

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla A7.2 Intensidad de parasitación por *Myxobolus* sp de los ciprínidos capturados en función de su estado reproductivo (freza)

Especie	Intensidad	Freza	Reposo reproductivo	p <sup>x2</sup>	Total
Bogas	Alta	33,3%	58,3%	0,041	<b>49,1%</b>
	Media	33,3%	33,3%		<b>33,3%</b>
	Baja	33,3%	8,3%		<b>17,5%</b>

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba Chi-cuadrado

Tabla A7.3 Prevalencia de infección (%) de *Myxobolus* sp. (piel y branquias) en función de la estación del año y el punto de muestreo

Estación	Uc-A
Primavera	50,00 (23,81-76,19)
Verano	17,65 (0,00-35,77)
Otoño	8,00 (0,00-18,63)
<b>Total</b>	<b>21,43 (10,68-32,18)</b>
p	0,011 <sup>RV</sup>

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla A7.4 Intensidad de infestación de *Myxobolus* sp. en el punto de muestreo *Uc-M* en las distintas estaciones del año

Punto	Intensidad	Primavera	Verano	Otoño	p <sup>RV</sup>	Total
<i>Uc-M</i>	Alta	0,0%	30,8%	7,7%	0,008	14,7%
	Media	0,0%	30,8%	46,2%		29,4%
	Baja	100,0%	38,5%	46,2%		55,9%

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

Tabla A7.5 Intensidad de infección de *Myxobolus* sp. (piel y branquias) en los distintos puntos de muestreo

Especie	Intensidad	<i>Arl</i>	<i>Dur</i>	<i>Er</i>	<i>Uc-A</i>	<i>Uc-M</i>	p <sup>RV</sup>	Total
Global	Alta	44,6%	20,0%	22,2%	8,3%	14,7%	<0,001	28,4%
	Media	42,9%	0,0%	18,5%	50,0%	29,4%		33,6%
	Baja	12,5%	80,0%	59,3%	41,7%	55,9%		38,1%
Bogas	Alta	53,3%	-	57,1%	-	0,0%	<0,001	49,1%
	Media	37,8%	-	28,6%	-	0,0%		33,3%
	Baja	8,9%	-	14,3%	-	100,0%		17,5%
Bordallos	Alta	0,0%	-	0,0%	-	-	0,009	0,0%
	Media	100,0%	-	0,0%	-	-		60,0%
	Baja	0,0%	-	100,0%	-	-		40,0%

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

## Anexo 8. Parasitación por *Gyrodactylus* sp.

Tabla A8.1. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en el conjunto de la muestra

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	58	62,84	11,38	41	103
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	57	46,19	7,51	32	78
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	57	18,86	5,60	7	31
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	58	27,10	6,05	15	38
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	39	24,28	4,59	17	37
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	38	3,58	0,83	3	6
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	42	27,26	5,55	13	37
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	35	4,80	1,18	3	7
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	21	17,57	4,33	9	27

Tabla A8.2. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en los barbos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	21	61,90	13,58	41	103
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	21	45,95	10,16	32	78
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	21	18,29	5,40	7	31
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	21	25,14	5,94	16	36
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	14	22,50	3,86	17	28
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	13	3,69	0,85	3	5
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	16	27,81	5,29	18	37
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	14	4,57	1,16	3	6
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	11	17,09	5,19	9	27

Tabla A8.3. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en las bogas analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	8	62,63	8,63	50	76
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	7	46,86	5,43	39	55
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	7	17,71	5,02	10	23
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	8	26,13	6,77	15	36
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	6	21,00	1,26	19	22
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	6	3,33	0,52	3	4
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	7	25,86	6,84	13	34
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	4	5,25	1,50	4	7
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	2	20,00	0,00	20	20

Tabla A8.4. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en las bermejuelas analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	8	55,75	2,71	52	60
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	8	42,13	2,59	40	48
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	8	15,88	2,23	12	18
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	8	24,75	3,54	19	30
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	5	24,20	3,03	20	28
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	5	3,20	0,45	3	4
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	6	23,67	1,37	22	26
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	5	4,40	0,55	4	5
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	0	-	-	-	-

Tabla A8.5. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en los bordallos analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	1	70,00	-	70	70
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	1	50,00	-	50	50
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	1	20,00	-	20	20
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	1	29,00	-	29	29
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	1	28,00	-	28	28
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	1	3,00	-	3	3
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	1	27,00	-	27	27
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	1	3,00	-	3	3
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	1	15,00	-	15	15

Tabla A8.6. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en los gobios analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	5	56,60	1,67	55	59
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	5	43,00	1,58	41	45
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	5	15,00	2,34	12	17
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	5	28,00	5,96	23	38
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	3	23,67	0,58	23	24
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	3	3,33	0,58	3	4
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	3	24,33	0,58	24	25
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	2	4,50	0,71	4	5
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	1	14,00	0,00	14	14

Tabla A8.7. Medidas del haptor ( $\mu\text{m}$ ) de *Gyrodactylus* sp. en los piscardos analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho ( $\mu\text{m}$ )	15	69,67	11,16	53	83
Longitud de la porción básica ( $\mu\text{m}$ )	15	49,20	6,11	40	58
Longitud del proceso interno ( $\mu\text{m}$ )	15	23,00	6,24	13	30
Longitud de la hoja ( $\mu\text{m}$ )	15	31,20	5,58	22	38
Anchura barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	10	28,60	5,27	19	37
Longitud barra conectora procesos ext. ( $\mu\text{m}$ )	10	3,90	1,10	3	6
Anchura de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	9	30,78	6,30	19	36
Longitud de procesos auriculares de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	9	5,44	1,24	4	7
Longitud de extensión membranoide de barra conectora primaria ( $\mu\text{m}$ )	6	18,67	3,61	12	21

Tabla A8.8. Prevalencia de infección de *Gyrodactylus* sp. en las distintas estaciones del año y los distintos puntos de muestreo

Estación	<i>Uc-A</i>	<i>Arl</i>	<i>Dur</i>	<i>Er</i>
Primavera	20,00 (0,00-40,24)	54,55 (33,74-75,35)	0,00 (0,00-6,44)	6,25 (0,00-14,64)
Verano	0,00 (0,00-16,16)	0,00 (0,00-6,88)	1,35 (0,00; 3,98)	17,50 (5,72-29,28)
Otoño	0,00 (0,00-11,29)	0,00 (0,00-18,36)	5,45 (0,00-11,46)	37,14 (21,13-53,15)
p	0,014 <sup>RV</sup>	0,000 <sup>X2</sup>	0,122 <sup>RV</sup>	0,006 <sup>X2</sup>
<b>Total</b>	<b>5,26</b> <b>(0,00-11,60)</b>	<b>15,31</b> <b>(8,18-22,43)</b>	<b>2,30</b> <b>(0,07-4,53)</b>	<b>20,56</b> <b>(12,90-28,22)</b>

<sup>X2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado; <sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud



## Anexo 9. Parasitación por *Dactylogyrus* sp.

Tabla A9.1. Medidas del haptor de *Dactylogyrus* sp. en los barbos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho (µm)	7	39,14	7,51	29	50
Longitud de la porción básica (µm)	7	31,14	6,84	23	44
Longitud del proceso externo (µm)	7	3,71	1,11	2	5
Longitud del proceso interno (µm)	7	9,43	4,76	5	19
Longitud de la hoja (µm)	7	8,43	2,07	6	12
Anchura de barra conectora (µm)	6	27,33	6,62	22	38
Longitud de barra conectora (µm)	6	4,25	1,84	3	7

Tabla A9.2. Medidas del haptor de *Dactylogyrus* sp. en las bogas analizadas

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho (µm)	6	38,67	1,97	36	41
Longitud de la porción básica (µm)	6	33,50	1,52	31	35
Longitud del proceso externo (µm)	6	4,67	0,52	4	5
Longitud del proceso interno (µm)	6	7,83	1,33	6	10
Longitud de la hoja (µm)	6	8,17	2,56	5	11
Anchura de barra conectora (µm)	2	24,50	0,71	24	25
Longitud de barra conectora (µm)	2	3,25	1,06	3	4

Tabla A9.3. Medidas del haptor de *Dactylogyrus* sp. en los piscardos analizados

	n	Media	SD	Mínimo	Máximo
Longitud total gancho (µm)	2	31,50	2,12	30	33
Longitud de la porción básica (µm)	2	28,00	2,83	26	30
Longitud del proceso externo (µm)	2	2,75	0,35	3	3
Longitud del proceso interno (µm)	2	7,50	2,12	6	9
Longitud de la hoja (µm)	2	11,00	1,41	10	12
Anchura de barra conectora (µm)	2	22,50	0,71	22	23
Longitud de barra conectora (µm)	2	4,00	0,00	4	4

Tabla A9.4. Intensidad de parasitación de las bogas capturadas en función de su estado reproductivo (freza)

Especie	Intensidad	Freza	Reposo reproductivo	p <sup>x2</sup>	Total
Bogas	Alta	6,7%	0,0%	0,033 <sup>RV</sup>	1,9%
	Media	20,0%	2,7%		7,7%
	Baja	73,3%	97,3%		90,4%

<sup>x2</sup> Significación según la prueba de Chi-cuadrado

## Anexo 12. Parasitación por Nemátodos

Tabla A12.1. Prevalencia de infección (%) de nematodos en función de la estacionalidad

Estación	Conjunto de datos	<i>Dur</i>
<b>Primavera</b>	2,99 (0,63-5,34)	11,11 (1,93-20,29)
<b>Verano</b>	1,03 (0,00-2,18)	1,35 (0,00-3,98)
<b>Otoño</b>	2,11 (0,44-3,79)	10,91 (2,67-19,15)
<b>Total</b>	<b>1,93</b> <b>(0,96-2,90)</b>	<b>3,45</b> <b>(0,74-6,16)</b>
<b>p</b>	0,288 <sup>x2</sup>	0,024 <sup>RV</sup>

<sup>x2</sup> Significación estadística según prueba de Chi-cuadrado;

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

## Anexo 13. Parasitación por *Caryophyllaeus* sp.

Tabla A13.1. Prevalencia de infección por *Caryophyllaeus* sp. en las distintas estaciones del año

Estación	<i>Arl</i>	<i>Dur</i>	<i>Er</i>
<b>Primavera</b>	27,27 (8,66-45,88)	4,44 (0,00-10,47)	6,25 (0,00-14,64)
<b>Verano</b>	0,00 (0,00-6,88)	2,70 (0,00-6,40)	2,50 (0,00-7,34)
<b>Otoño</b>	0,00 (0,00-8,43)	3,64 (0,00-8,58)	0,00 (0,00-8,20)
<b>Total</b>	<b>6,12</b> <b>(47,34-66,94)</b>	<b>3,45</b> <b>(0,74-6,16)</b>	<b>0,00</b> <b>(0,00-2,76)</b>
$p^{\chi^2}$	0,000 <sup>RV</sup>	0,877 <sup>RV</sup>	0,218 <sup>RV</sup>

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

## Anexo 15. Parasitación por Gloquidios (*Unio* sp.)

Tabla A15.1. Prevalencia de infección por gloquidios de *Unio* sp. en las distintas estaciones del año y los distintos puntos de muestreo

Estación	Arl	Er
<b>Primavera</b>	22,73 (5,22-40,24)	9,38 (0,00-19,47)
<b>Verano</b>	2,38 (0,00-6,99)	0,00 (0,00-7,22)
<b>Otoño</b>	0,00 (0,00-8,43)	0,00 (0,00-8,20)
<b>Total</b>	<b>6,12</b> <b>(1,38-10,87)</b>	<b>2,80</b> <b>(0,00-5,93)</b>
p <sup>x2</sup>	0,002 <sup>RV</sup>	0,024 <sup>RV</sup>

<sup>RV</sup> Significación estadística según razones de verosimilitud

