



**Facultad de Veterinaria
Universidad Zaragoza**



Trabajo Fin de

Autor/es

Director/es

Facultad de Veterinaria





**Facultad de Veterinaria
Universidad Zaragoza**



Trabajo Fin de

Autor/es

Director/es

Facultad de Veterinaria



ÍNDICE

1. RESUMEN	1
2. INTRODUCCIÓN	2
2.1 ETIOLOGÍA	2
2.2 EPIDEMIOLOGÍA	6
2.2.1 MÉTODOS DE TRANSMISIÓN	6
2.2.2 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	8
2.3 PATOGENIA	9
2.3.1 PIROPLASMOSIS	9
2.3.2 EHRLICHIOSIS	10
2.4 CUADRO CLÍNICO	10
2.4.1 PIROPLASMOSIS	10
2.4.2 EHRLICHIOSIS GRANULOCÍTICA EQUINA	14
2.5 DIAGNÓSTICO	15
2.5.1 CLÍNICO Y LABORATORIAL	15
2.5.2 DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL	15
2.5.3 TEST LABORATORIALES Y MUESTRAS	15
2.6 TRATAMIENTO Y PROFILAXIS	18
3. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS	20
4. METODOLOGÍA	21
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	23
5.1 SINTOMATOLOGÍA	23
5.2 PERÍODO ESTACIONAL	24
5.3 DIAGNÓSTICO	25
5.4 TRATAMIENTO	26
6. CONCLUSIONES	27
7. VALORACIÓN PERSONAL	28
8. BIBLIOGRAFÍA	28

1. **RESUMEN**

La piroplasmosis y la ehrlichiosis son enfermedades hemáticas que conllevan una alteración en la salud del caballo pudiendo desencadenar su muerte. Los signos clínicos son tan inespecíficos que a veces su diagnóstico resulta complicado y se necesitan pruebas laboratoriales para su confirmación.

En este trabajo se ha realizado por un lado una revisión bibliográfica de ambas enfermedades y por otro lado un estudio retrospectivo de diferentes casos atendidos en el Hospital Veterinario de la Universidad de Zaragoza (HVUZ) y en la clínica de campo equina aragonesa. A los animales incluidos en este estudio y atendidos durante este curso académico se les ha realizado una extracción de sangre para llevar a cabo pruebas laboratoriales que confirmen la presencia o ausencia de los agentes causales de estas enfermedades.

La recopilación de información sobre la sintomatología, el período estacional en el que se manifiesta el cuadro clínico, el tratamiento instaurado y la evolución nos ha permitido concluir que la prevalencia de piroplasmosis en las muestras estudiadas es alta, siendo *Theileria equi* el agente predominante, sin embargo la prevalencia de ehrlichiosis es nula. Además se ha constatado que la sintomatología de piroplasmosis es variable e inespecífica siendo el principal síntoma el adelgazamiento progresivo. Además, no se ha establecido ninguna relación entre el momento de aparición de los síntomas y el período estacional. Por último, ante la sospecha de piroplasmosis o ehrlichiosis y dado que la sintomatología de ambas enfermedades es muy variable e inespecífica, las pruebas laboratoriales son imprescindibles a la hora de elegir el tratamiento.

SUMMARY

Both piroplasmosis and ehrlichiosis are hematic diseases who lead to health problems and even death in the horse. Clinical signs are non-specific, and diagnosis is difficult so, laboratory tests are needed to confirm the disease.

This work starts with a review of both diseases and a retrospective study of different cases attended in the Zaragoza's University Veterinary Hospital (ZUVH) and in the Aragon's equine veterinarian fieldwork is made. The animals included in this study were attended during this academic year and were blood-sampled to make laboratory tests to confirm the presence or absence of these causal organisms.

Data base information of the symptomatology, seasonal period of the clinical manifestation, treatment and evolution allowed us to conclude that the prevalence of piroplasmosis in our studied samples is high, being *Th. equi* the most common agent detected. However the prevalence of ehrlichiosis is none. Even though, there is no relationship between the clinical signs appearance and seasonal period. At least, when piroplasmosis or ehrlichiosis are suspected, laboratorial tests are needed to choose the correct treatment.

2. INTRODUCCIÓN

La piroplasmosis es una enfermedad parasitaria que afecta a caballos, mulas, burros y cebras (Rothschild, 2013; Waal, 2004). Está producida por dos protozoos *Babesia caballi* y *Theileria equi* que invaden y destruyen hematíes y es transmitida por garrapatas (Waal, 2004). La sintomatología de esta enfermedad puede ser variable e inespecífica por lo que resulta difícil de diagnosticar. El cuadro clínico puede incluir fiebre, inapetencia, malestar, anemia, ictericia, pérdida de peso crónica, intolerancia al ejercicio o incluso una muerte repentina (Rovid, 2008). Las consecuencias económicas asociadas a la piroplasmosis equina incluyen los costes del tratamiento, las restricciones relacionadas con la participación en competiciones equinas y la muerte del animal (Roncati, 2013).

La ehrlichiosis es una enfermedad causada por una bacteria intracelular obligada, *Anaplasma phagocytophilum*, transmitida también por garrapatas. Su sintomatología es muy similar a la de la piroplasmosis, por lo que muchas veces son difíciles de distinguir. Estos organismos están ampliamente distribuidos en el ambiente, cuyo reservorio incluye numerosas especies domésticas así como salvajes (Rovid, 2013).

2.1 ETIOLOGÍA

Los agentes etiológicos de la piroplasmosis son *Babesia caballi* y *Theileria equi* (antiguamente conocida como *Babesia equi*) (Ikadai et al., 2007). Esta enfermedad afecta a caballos, mulos, burros y cebras en todo el mundo. El agente de la ehrlichiosis granulocítica equina (EGA) es *Anaplasma phagocytophilum* (Dzięgiel et al., 2013; Leedom & Rovid, 2005).

Los parásitos responsables de la piroplasmosis tienen tres etapas: el esporozoito (etapa de transmisión asexual), el merozoito (etapa asexual en sangre) y el gametocito (etapa sexual que ocurre cuando está en la garrapata) (Wise et al., 2013).

Babesia caballi

Durante su ciclo de vida (Imagen 1), los esporozoitos de *B. caballi* invaden las células rojas de la sangre (glóbulos rojos) y se transforman en trofozoitos que crecen y se dividen por fisión binaria en dos merozoitos ovales o en forma de pera. Provocarán la lisis del eritrocito y serán capaces de infectar nuevos glóbulos rojos y repetir el proceso de división (Rovid, 2008).

Los merozoitos de *B. caballi* son piriformes, de 2-5 μm de longitud y 1.3-3.0 μm de diámetro. Los pares de merozoitos que están unidos por sus extremos terminales son característicos de la infección por *B. caballi* (Waal, 2004).

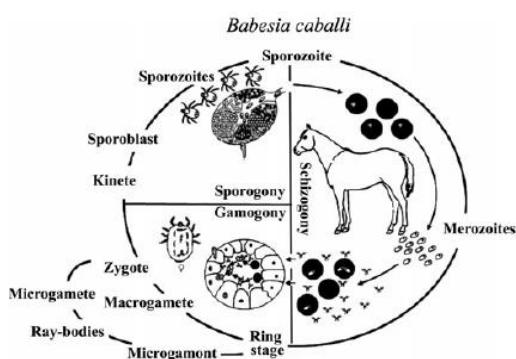


Imagen 1: Ciclo biológico de *Babesia caballi* (Wise et al., 2013).

Theileria equi

Los merozoitos son relativamente pequeños, tienen una menor longitud (2-3 μm) que *B. caballi* y su forma es redondeada o ameboide. Se suelen encontrar de cuatro en cuatro, formando una tétrada o también llamada “Cruz de Malta”, forma característica de *Th. equi* (Waal, 2004).

En lo que se refiere a su ciclo vital, la invasión inicial varía respecto a *B. caballi* (Imagen 2), primero entra en las células mononucleares en sangre periférica (PBMCs). Este ciclo justifica la reciente taxonomía como *Theileria* y no *Babesia*. Dentro de los PBMCs, los esporozoitos de *Theileria* se desarrollan en largos esquizontes y tras aproximadamente 9 días, los merozoitos se liberan e invaden los eritrocitos (Wise et al., 2013).

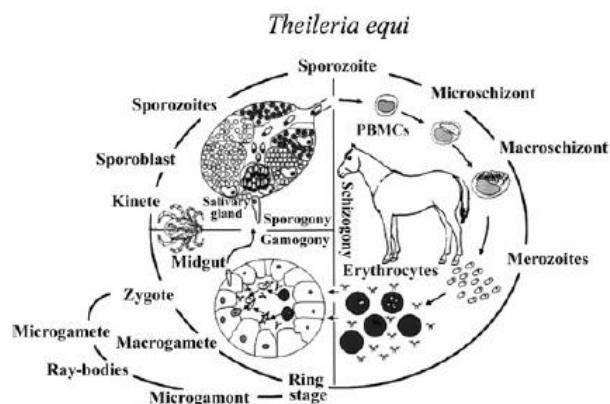


Imagen 2: Ciclo biológico de *Theileria equi* (Wise et al., 2013).

Para ambos parásitos, la replicación asexual consiste en aumentar la población de merozoitos y eritrocitos parasitados. Algunos merozoitos (Imagen 3) se desarrollan a gametocitos sin necesidad de sangre periférica. Hasta que una garrapata ingiera estos merozoitos o gametocitos, los parásitos no sufrirán una reproducción sexual. Tras la ingestión por parte de la garrapata, los gametocitos se convierten en gametos, que pasan a formar zigotos si están en el intestino medio de la garrapata. De allí irán a las glándulas salivares y a continuación al hospedador. Tras un periodo de 6-24 días, se encuentran esporozoitos en las glándulas salivares de la garrapata. Los zigotos se desarrollan de diferente forma según la especie de garrapata y el parásito, pues cabe destacar que en *Babesia* los parásitos son además capaces de pasar al ovario de la garrapata (Wise et al., 2013). Sin embargo, en *Th. equi* la transmisión transovárica solo ha sido demostrada en *Haemaphysalis longicornis* (especie que no presenta una alta especificidad hacia los équidos) pero todavía no se sabe qué papel cumple en la epidemiología (Ikadai et al., 2007).

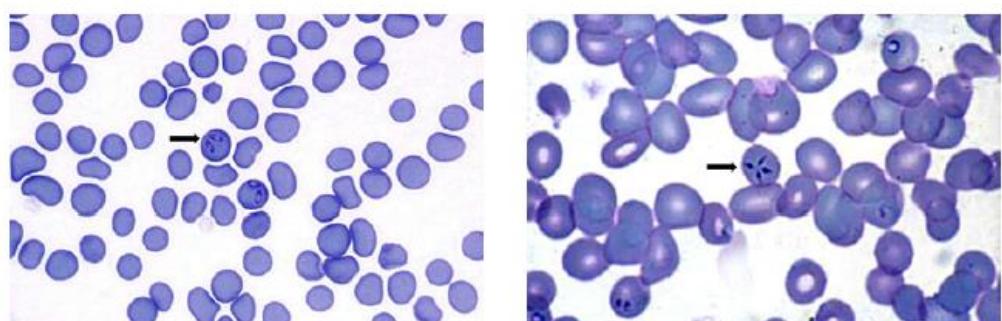


Imagen 3: Vista al microscopio x100 de merozoitos de *Babesia caballi* y *Theileria equi* respectivamente (Wise et al., 2013)

Anaplasma phagocytophilum

La ehrlichiosis engloba un grupo de enfermedades llamadas así por el hospedador y por el tipo de leucocito mayormente afectado. La EGA está causada por *Anaplasma phagocytophilum* (Dziegiel et al., 2013). Esta bacteria, transmitida también por garrapatas (Imagen 4), es importante en la salud humana porque es una zoonosis, siendo éstas enfermedades o infecciones que transmiten naturalmente los animales vertebrados al hombre y viceversa. Se transmite por la misma familia de garrapatas que la piroplasmosis, la familia Ixodidae (Dziegiel et al., 2013; Leedom & Rovid, 2005).

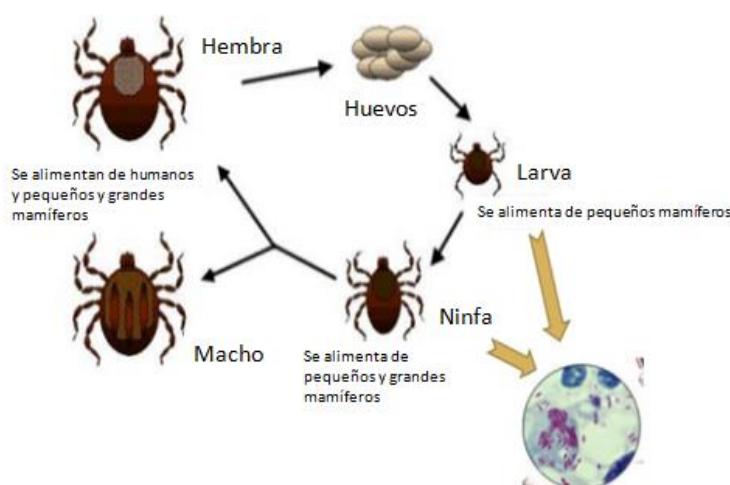


Imagen 4: Ciclo de la garrapata transmitiendo *A. phagocytophilum*.

A. phagocytophilum puede infectar a muchas especies tanto salvajes como domésticas. En la vida salvaje hay evidencias, ya sean moleculares o serológicas, de infección en ciervo, alce y otros cérvidos, gamuza, bisonte europeo, león de montaña, osos, zorros rojos, jabalí, roedores y pájaros e incluso lagartos (Dziegiel et al., 2013; Rovid, 2013).

Los organismos que causan la ehrlichiosis son cocobacilos gram negativos, obligatoriamente intracelulares. Hay tres formas intracitoplasmáticas: el cuerpo inicial, el cuerpo elementario y la mórula (aparece como una inclusión basofílica en monocitos o granulocitos). En frotis sanguíneos, la mórula es diagnóstica de ehrlichiosis (Imagen 5) (Leedom & Rovid, 2005).

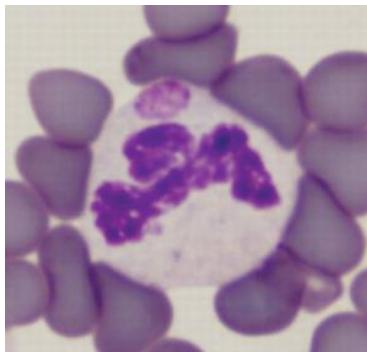


Imagen 5: Mórula típica de *A. phagocytophylum* detectada en un neutrófilo de caballo. Muestra teñida con Hemacolor (Merck) (Jahn et al., 2010).

2.2 EPIDEMIOLOGÍA

2.2.1 MÉTODOS DE TRANSMISIÓN

Los vectores de estas enfermedades son las denominadas garrapatas duras, incluidas en la Familia Ixodidae y pertenecientes a los géneros *Dermacentor*, *Rhipicephalus* y *Hyalomma* cuya distribución es ampliamente mundial (Imagen 6). De momento se han identificado hasta 12 especies transmisoras de la piroplasmosis (Waal, 2004). La EGA se transmite por garrapatas del género *Ixodes* y las especies implicadas son *Ixodes ricinus*, *Ixodes scapularis* e *Ixodes pacificus* (Woldehiwet, 2010).



Imagen 6: Géneros de garrapatas que transmiten la piroplasmosis (Luigi et al., 2013)

Hay tres posibles tipos de transmisión: intraestadial, transestadial y transovárica (Traub-Dargatz et al., 2010). La transmisión intraestadial tiene lugar cuando la garrapata se infecta y transmite el agente en el mismo estadio de desarrollo. En la forma transestadial la infección se produce en un estadio determinado y la transmisión durante las siguientes etapas de desarrollo. Y por último, la transmisión transovárica, que ocurre cuando la hembra adquiere el parásito, éste entra en el ovario y es transmitido a la descendencia, permitiendo así que se mantenga la parasitación en las siguientes generaciones de

garrapatas. Es decir, a diferencia de las formas anteriormente mencionadas, la larva que eclosiona del huevo de la garrapata es capaz de transmitir el proceso (Wise et al., 2013). De las 12 especies, se sabe que al menos 8 de ellas son capaces de transmitir la infección de esta forma (Waal, 2004).

Podemos concretar que *B. caballi* es transmitida de forma transestadial y transovárica mientras que *Th. equi* lo es de manera transestadial e intraestadial (Wise et al., 2013).

Las garrapatas son el reservorio de *B. caballi* y persisten en la garrapata durante generaciones. Por el contrario, los caballos son el principal reservorio de *Th. equi* (Ikadai et al., 2007; Wise et al., 2013).

En el hospedador vertebrado se puede dar una transmisión transplacentaria (Allsopp et al., 2007). La infección intrauterina del potro es bastante común, particularmente por *Th. equi* (Rovid, 2008). Se puede producir un aborto o una infección neonatal, pero la frecuencia de que esto ocurra no está bien documentada (Traub-Dargatz et al., 2010). Sin embargo, un estudio publicado en 2010 en el que se realizan extracciones de sangre a 50 potros neonatos y sus respectivas madres, demuestra la transmisión transplacentaria de *Th. equi* analizando las muestras sanguíneas mediante reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) (Roncati, 2013).

También se ha visto que se puede transmitir a partir de agujas y jeringuillas contaminadas, así como transfusiones de sangre de animales portadores a animales sanos (Traub-Dargatz et al., 2010). En cambio, el semen de un caballo infectado no parece ser una fuente de contaminación (Wise et al., 2013). Los animales infectados permanecen como reservorio de estos parásitos durante períodos muy prolongados y actuarán como fuentes de transmisión (Waal, 2004).

A su vez, *A. phagocytophilum* también es transmitida por garrapatas de la familia Ixodidae (Tabla 1). Estos organismos mantienen su ciclo entre garrapatas y sus reservorios (animales domésticos y salvajes), los cuales pueden permanecer infectantes durante largos períodos de tiempo. Las especies de garrapatas que transmiten esta enfermedad se diferencian por su localización geográfica: en América del norte predominan *Ixodes scapularis* e *I. pacificus*, *I. ricinus* en Europa e *I. persulcatus* en Asia (Rovid, 2013). La transmisión transestadial es la más importante en el ciclo de vida de *Anaplasma* (Rovid, 2013), pero debemos mencionar que también cabe la posibilidad de una transmisión a través de procedimientos médicos (transfusiones sanguíneas o de médula ósea) así como por picadura de insectos (transmisión mecánica) (Leedom & Rovid, 2005). Además un trabajo publicado señala la

infección en humanos por la manipulación de canales de ciervo, existiendo también la transmisión nosocomial y entre personas (Rovid, 2013). Esto puede deberse a que *A. phagocytophilum* es resistente, pues se han encontrado organismos viables en muestras refrigeradas (4°C) de hasta una semana (Leedom & Rovid, 2005).

	<i>Babesia caballi</i>	<i>Theileria equi</i>	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>
AGENTE	Protozoo	Protozoo	Bacteria
ESPECIES	Caballo, mulos,	Caballo, mulos,	Caballos, perros, gatos,
AFFECTADAS	burros y cebras	burros y cebras	cérvidos, aves...y humanos
CÉLULAS	Eritrocitos	Eritrocitos y PBMCs	Eritrocitos, neutrófilos y eosinófilos
AFFECTADAS		12-19 días	7-21 días
PERÍODO DE INCUBACIÓN			
GÉNERO DE LA GARRAPATA	<i>Dermacentor,</i> <i>Rhipicephalus,</i> <i>Hyalomma</i>	<i>Dermacentor,</i> <i>Rhipicephalus,</i> <i>Hyalomma</i>	<i>Ixodes</i>
TRANSMISIÓN	Transestadial y transovárica	Transestadial e intraestadial	Transestadial
DISTRIBUCIÓN	Casi mundial	Casi mundial	EEUU, Canadá, Europa y Brasil
DIAGNÓSTICO AL MICROSCOPIO	Dos merozoitos	Cuatro merozoitos	Mórula

Tabla 1: Tabla comparativa sobre la etiología, epidemiología y diagnóstico de piroplasmosis y ehrlichiosis.

2.2.2 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

La piroplasmosis tiene una amplia distribución mundial. Es endémica en la mayor parte de áreas tropicales y subtropicales: Sur de Europa, Asia, África y América Central. Está localizado en zonas templadas del sur de USA, Reino Unido, Alemania, Suiza y Austria. En cambio Canadá, Japón y Nueva Zelanda son zonas libres de piroplasmosis (Estrada-Peña et al., 2004; Waal, 2004).

Además, *Th. equi* se ha descrito también en Australia (aunque en apariencia nunca se ha establecido en esta región) y se piensa que tiene una distribución general más amplia que *B. caballi* (Waal, 2004).

La distribución de *A. phagocytophilum* queda localizada mayormente en zonas de antiguos bosques boreales, distribuyéndose en ambos hemisferios en áreas con alta presencia y densidad de *Ixodes*. Es muy heterogéneo, se sabe que en EEUU afecta a humanos, caballos, perros y gatos pero parece ser que no afecta a rumiantes (Dzięgiel et al., 2013; Estrada-Peña et al., 2004; Rovid, 2013).

2.3 PATOGENIA

2.3.1 PIROPLASMOSIS

Ambos protozoos causan una lisis eritrocitaria, una ruptura física de los eritrocitos durante la fase de merozoitos, que acabará produciendo una anemia hemolítica intravascular y hemoglobinuria (Wise et al., 2013). La consecuencia de dicha anemia es la que provoca que en la bioquímica encontremos hiperbilirrubinemia (Zobba et al., 2008). Un estudio experimental en burros infectados posteriormente esplenectomizados reveló que la estructura bioquímica de la membrana eritrocitaria cambia totalmente si se ha infectado por *Th. equi* (Wise et al., 2013). Por ello, los hematíes infectados son eliminados de la circulación por los macrófagos del bazo, agravando el cuadro de la anemia. Además, en estos casos los eritrocitos que no están infectados también son eliminados de la circulación, pero la causa es desconocida (Wise et al., 2013).

A su vez, podemos observar que durante la infección ambos parásitos causan trombocitopenia y un tiempo de coagulación prolongado. La hipótesis del descenso en el número de plaquetas incluye una destrucción inmunomediada, un secuestro esplénico y/o un excesivo consumo de plaquetas como se observa en la coagulación intravascular diseminada (CID). En el caso de que la piroplasmosis sea severa, el cuadro clínico puede verse agravado hasta el punto de desencadenar un síndrome de respuesta inflamatoria sistémica (SIRS) con su consecuente disfunción multiorgánica del sistema y, por lo tanto, la muerte del animal (Wise et al., 2013).

El porcentaje inicial de eritrocitos infectados en *B. caballi* suele ser entorno a un 1%. Cuando ese porcentaje es igual o superior al 5%, es cuando el caballo comienza a mostrar sintomatología. En los casos más graves se ha demostrado que hasta el 20% de los hematíes están afectados (Wise et al., 2013).

Un estudio publicado menciona que los caballos infectados con *B. caballi* pueden eliminar espontáneamente el microorganismo a los 12-42 meses, sin embargo esta desaparición espontánea no parecen sufrirla los caballos infectados por *Th. equi* (Zobba et al., 2008).

Se asume que la infección subclínica persistente se debe al secuestro en el hospedador y a las estrategias de evasión inmune por parte del parásito. Se cree que se localiza en capilares, en el sistema vascular del sistema nervioso central y en médula ósea (Wise et al., 2013).

2.3.2 EHRLICHIOSIS

En el caso de la ehrlichiosis, el lugar de replicación bacteriana una vez producida la picadura de la garrapata aún permanece desconocido. Experimentalmente se ha demostrado que en animales a los que se les ha inoculado la bacteria a través de transfusiones sanguíneas no se les detecta la bacteriemia hasta pasadas 72-96 horas. Sin embargo, el nivel de bacteriemia en caballos que padecen EGA es alto ya que un estudio publicado demuestra que una vez alcanzado el pico de infección, *A. phagocytophilum* puede haber infectado hasta un 30% de los granulocitos (Lewis, 1976).

Cuando la garrapata ancla su aparato picador en la piel del caballo, se produce la diseminación orgánica a través de células mononucleares y se produce una coagulación intravascular. A las 9-12 semanas tras la inoculación de la bacteria hay una gran destrucción de eritrocitos y plaquetas provocando leucopenia, anemia y trombocitopenia. Según el estado del sistema inmune del animal se producirán distintas evoluciones. Si el animal es capaz de controlar la infección se producirá una infección subclínica crónica, obteniendo una recuperación completa del caballo si el tratamiento instaurado es el adecuado. En cambio, si el animal no genera una buena respuesta inmune, la infección progresará y se producirá una lesión en la médula ósea. En estos casos, si se trata a tiempo el animal sobrevivirá. Sin embargo, de no ser así, se pueden generar hemorragias y frecuentemente infecciones secundarias pudiéndole producir la muerte (Luigi et al., 2013).

2.4 CUADRO CLÍNICO

2.4.1 PIROPLASMOSIS

Los signos clínicos de la piroplasmosis son variables e inespecíficos. Cabe destacar que la infección por *Th. equi* es más grave que por *B. caballi*, y que además, esta primera es más

resistente al tratamiento. El periodo de incubación de *B. caballi* es de 10 a 30 días y el de *Th. equi* de 12 a 19 días (Rovid, 2008). Se distinguen cuatro formas clínicas:

AGUDA

Los casos agudos son los más comunes de diagnosticar. El animal presenta fiebre (normalmente $>40^{\circ}\text{C}$), apetito disminuido y malestar, pulso y frecuencia respiratoria aumentadas, ictericia (Imagen 7), mucosas congestivas y estreñimiento, con heces más pequeñas y secas de lo normal (Waal, 2004). En la membrana nictitante a veces podemos observar petequias debido a la trombocitopenia (Wise et al., 2013). También se puede apreciar el abdomen hinchado, hemoglobinuria, sudoraciones y debilidad (Rovid, 2008).



Imagen 7: Ictericia en un caballo infectado por *Th. equi* (Zobba et al., 2008).

Algunas consecuencias son el desarrollo de neumonía, edema pulmonar, arritmias cardiacas, enteritis catarral, laminitis y enfermedades que afectan al sistema nervioso, como ataxia, mialgia y/o convulsiones. Por otro lado también se han descrito infertilidad temporal o permanente en sementales, fallo renal agudo debido a la hemoglobinuria y a respuestas inflamatorias severas. Estas últimas pueden agravar el cuadro clínico con un fallo hepático y CID (Wise et al., 2013).

El animal puede morir en los 2-10 días siguientes (Irby, 2002).

SUBAGUDA

Los signos clínicos son similares. A esto se le suele incorporar una disminución del peso y fiebre intermitente. Las mucosas varían de color; de rosa pálido a rosa o de amarillo pálido a amarillo fuerte. A su vez podemos encontrar petequias o equimosis. Por otro lado, los movimientos intestinales pueden estar disminuidos y mostrar así síntomas de cólico recurrentes, siendo este uno de los principales síntomas que llaman la atención además de la ictericia y la fiebre. A veces también se puede apreciar un ligero edema en el extremo distal de las extremidades (Imagen 8) (Vitoria, 2016; Waal, 2004).



Imagen 8: Edema en las extremidades en un caballo infectado por *Th. equi* (Zobba et al., 2008).

CRÓNICA

Los cuadros crónicos pueden manifestar un cierto grado de inapetencia, intolerancia al ejercicio y un descenso de la masa corporal. En determinados casos, mediante una palpación transrectal (PTR) se puede palpar el bazo aumentado de tamaño (Waal, 2004).

HIPERAGUDA

Es una forma rara en la cual los caballos aparecen repentinamente moribundos o muertos, producida en su mayor parte por *Th. equi* (Wise et al., 2013).

HALLAZGOS POSTMORTEM

En el examen postmortem podemos apreciar imágenes como las que se ven a continuación:



Imagen 9: Caballo con ictericia generalizada de Dr. Steve Sorden y Dr. Claire Andreasen (Rovid, 2008).

En la forma aguda, el animal está caquético, ictérico (Imagen 9) y anémico. El hígado presenta hepatomegalia y está de un color naranja marronáceo. También observamos

esplenomegalia y los riñones están pálidos y flácidos (Imagen 10) (Rovid, 2008). Se pueden observar edema y congestión pulmonar (Imagen 11), hemorragias cardíacas, hidropericardio, hidrotórax, ascitis, riñones aclarados y alargados y linfadenopatía (Wise et al., 2013).



Imagenes 10 y 11: Riñón y corazón icterico, pulmón afectado de Dr. Steve Sorden y Dr. Claire Andreasen (Rovid, 2008).

Histológicamente encontramos necrosis centrilobular del hígado, necrosis tubular renal y microtrombos en hígado y pulmones. Los parásitos los podemos observar en el interior de los eritrocitos de los vasos sanguíneos y en los macrófagos de los nódulos linfáticos (Wise et al., 2013).

La transmisión transplacentaria de yeguas infectadas por *Th. equi* a los fetos está comprobada. Esta transmisión puede resultar en abortos (frecuentemente al final de la gestación), mortinatos o infección neonatal y puede ocurrir en placenta que histológicamente son normales. La prevalencia de este tipo de transmisión es desconocida (Wise et al., 2013). Los potros que se infectan de forma neonatal o en el útero, normalmente nacen débiles y rápidamente desarrollan anemia e ictericia severa (Rovid, 2008). Sin embargo, otros aseguran que los potros que nacen de una yegua infectada en una zona endémica, pueden estar protegidos y no presentar signos de enfermedad debido a la ingesta de anticuerpos vía calostro (Traub-Dargatz et al., 2010). Lo normal es que desarrollen una fuerte inmunidad que dependerá de la constante presencia del microorganismo. En el caso en que el protozoo esté acantonado, el estrés causado por el entrenamiento, transporte, climatología adversa o la preñez pueden desencadenar la aparición de los signos clínicos (Roncati, 2013).

La mortalidad puede ser de hasta un 20% en animales que no habían sido expuestos con anterioridad (Rovid, 2008).

2.4.2 EHRLICHIOSIS GRANULOCÍTICA EQUINA

Los principales hallazgos hematológicos son la leucopenia y la trombocitopenia. Debemos resaltar que en estos casos la trombocitopenia puede ser muy pronunciada en el caballo, dando lugar a hemorragias, petequias, equimosis y edemas. Los principales hallazgos patológicos son la depleción linfoide del bazo, afectando también a la médula ósea (Lewis, 1976). El periodo de incubación de *A. phagocytophilum* en caballos es de 1 a 3 semanas (Dzięgiel et al., 2013; Rovid, 2013).

La EGA se clasifica según la gravedad en:

LEVE

Es la más frecuente en los animales jóvenes (<3 años). Al principio presentan apatía, debilidad y fiebre. A continuación desarrollan rigidez al paso, reticencia al movimiento y edemas que pueden permanecer hasta dos semanas tras la completa recuperación sintomatológica (Dzięgiel et al., 2013). En animales de menos de un año el único síntoma es la fiebre (Rovid, 2013).

GRAVE

Es la sintomatología típica en un caballo adulto, que aumenta conforme pasan los días. Incluye fiebre (de hasta 41°C), disminución del apetito, ataxia, depresión, ictericia, petequias, rehúsan el movimiento y tienen edema en las extremidades. En raras ocasiones se pueden ver arritmias ventriculares, miopatías e infecciones concurrentes que se puedan agravar (Leedom & Rovid, 2005). En la hematología es frecuente observar trombocitopenia y leucopenia (Rovid, 2013).

La fiebre puede llegar a los 41°C, llegando al pico el segundo día de bacteriemia y puede durar hasta dos semanas. La segunda reacción febril también puede ocurrir pasadas dos o cuatro semanas tras la primera (Woldehiwet, 2010).

HALLAZGOS POSTMORTEM

En el examen postmortem es característico encontrar petequias, equimosis y edema en las extremidades. La neumonía intersticial también puede ser frecuente en estos animales (Leedom & Rovid, 2005). Sin embargo, no es común que haya muertes debido a la ehrlichiosis (Rovid, 2013).

2.5 DIAGNÓSTICO

2.5.1 CLÍNICO Y LABORATORIAL

Se debe sospechar de piroplasmosis o ehrlichiosis cuando se presenta un caballo con anemia, fiebre, adelgazamiento crónico y/o cólicos recurrentes no relacionados con el manejo, aunque hay que tener en cuenta que los signos clínicos son variables e inespecíficos (Rovid, 2008).

En la analítica sanguínea de un animal con piroplasmosis, la concentración de fibrinógeno puede estar elevada y la concentración de albumina varía según el estado de hidratación, la cronicidad y si hay otras causas que produzcan una pérdida proteica. Se puede observar el hematocrito bajo, hiperbilirrubinemia y las enzimas hepáticas (ALP, AST y GGT) pueden estar elevadas (Wise et al., 2013).

El conjunto de anormalidades hematológicas, cambios en la bioquímica y una respuesta al tratamiento, puede ayudarnos en el diagnóstico de la ehrlichiosis (Rovid, 2013). Encontraremos leucopenia y trombocitopenia, siendo esta última muy prenunciada en caballos con hemorragias, petequias, equimosis y edemas (Woldehiwet, 2010).

El examen físico en busca de garrapatas nos puede dar una pista ante la sospecha. Se empezará por la cabeza del caballo, palpando desde los ollares hacia la frente. Se examina dicha zona, exterior e interior de cada oreja y se desciende por las crines hasta la cruz. Se debe realizar un examen visual así como una palpación de las axilas, del corvejón hasta la corona, de la zona escrotal así como de la cola y del periné. Tras completar la exploración de un caballo, debemos de desinfectarnos antes de pasar a examinar otro caballo. Las garrapatas que encontremos deben ser guardadas en alcohol o formalina para su posterior identificación (Traub-Dargatz et al., 2010).

2.5.2 DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

El diagnóstico diferencial de ambas enfermedades incluye fallo hepático por causas ajenas, enfermedad de Lyme, Leptospirosis, Anemia Hemolítica Autoinmune, Anemia Infecciosa Equina, Surra, Durina, Púrpura hemorrágica e intoxicación por plantas o químicos (Ebani et al., 2015; Irby, 2002; Verma et al., 2013).

2.5.3 TEST LABORATORIALES Y MUESTRAS

MÉTODOS DIRECTOS

La identificación de estos organismos es posible en frotis sanguíneos (teñidos con Giemsa) y en muestras de órganos. El porta con la muestra debe ser secado al aire y fijado con

metanol (Rovid, 2008). Si es posible, las muestras de sangre deben tomarse cuando el animal está en un periodo febril (Rovid, 2008).

En la piroplasmosis, los hematíes infectados se pueden identificar mediante aspiración de la médula ósea esternal de caballos asintomáticos, pero la utilidad como prueba diagnóstica es muy limitada (Wise et al., 2013). Se pueden encontrar en infecciones agudas pero son muy difíciles de hallar en animales portadores. Por esta razón, la serología es a menudo el método de elección (Rovid, 2008), ya que son extremadamente difíciles de ver al microscopio (Imagen 12 y 13) y frecuentemente dan falsos negativos (Irby, 2002).

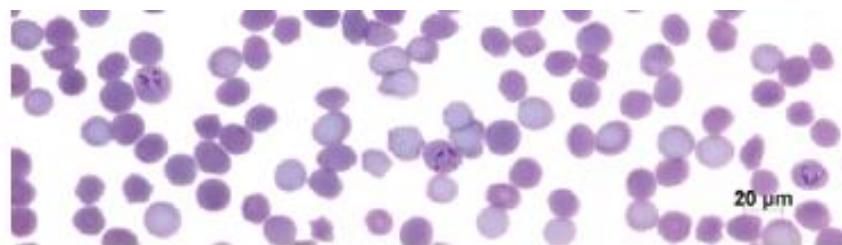


Imagen 12: Merozoitos intraeritrocitarios de *B. caballi*. (Foto cortesía de D. Knowles) (Traub-Dargatz et al., 2010).

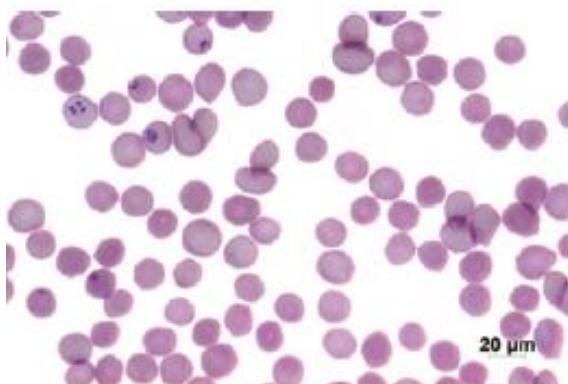


Imagen 13: Trofozoitos y merozoitos intraeritrocitarios de *Th. equi*. (Foto cortesía de D. Knowles) (Traub-Dargatz et al., 2010).

A pesar de que *Anaplasma* es una bacteria gram negativa, no se tiñen bien con tinción de Gram. Se visualizan mejor al microscopio a partir de una tinción con Giemsa o Leishman (Woldehiwet, 2010) de una muestra de sangre periférica, un frotis de médula ósea, nódulo linfático o de otros tejidos, podemos encontrar la mórula. Su detección, de color morado o azul oscuro en el interior de los neutrófilos, es diagnóstico de la enfermedad, aunque también puede encontrarse en otro tipo de células. Se pueden encontrar en las infecciones agudas y desaparecen rápidamente tras el tratamiento con tetraciclinas (Rovid, 2013).

MÉTODOS INDIRECTOS

Con 20ml de suero se puede hacer una serología y todas las muestras deberán ser transportadas en refrigeración (Rovid, 2008).

Los test serológicos que se usan para el diagnóstico de piroplasmosis incluyen: fijación del complemento (FC), inmunofluorescencia indirecta (IFI) y ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas de complemento (cELISA).

Otros métodos de diagnóstico incluyen pruebas in vitro y la inoculación de sangre de un animal portador a un animal susceptible, preferiblemente esplenectomizado (Rovid, 2008).

A. FIJACIÓN DEL COMPLEMENTO (FC)

Este test revela la interacción existente entre antígeno-anticuerpo. Un resultado se considera positivo cuando es positivo a la dilución 1:5. Los caballos infectados seroconvierten a los 8-11 días tras la infección y el título comienza a disminuir a los 2-3 meses (Wise et al., 2013). Animales que han sido tratados con un “babesicida” pueden dar un falso negativo si usamos este test (Irby, 2002). Son negativos a *B. caballi* de 3-15 meses tras el tratamiento y 24 meses para *Th. equi* (Wise et al., 2013).

En cambio, en animales en fase aguda, el test de fijación del complemento puede darnos positivo mientras que el cELISA es negativo hasta unas semanas después de mostrar la sintomatología (Traub-Dargatz et al., 2010). Antiguamente era el test oficial para revelar el status de piroplasmosis antes de viajar a países no endémicos, sin embargo no era una buena opción para detectar infecciones crónicas (Wise et al., 2013).

B. INMUNOFLUORESCENCIA INDIRECTA (IFI)

El test IFI presenta una especificidad muy alta pero poca sensibilidad. Sin embargo se considera más sensible que el FC. Esta prueba consiste en que la unión entre el antígeno y el anticuerpo produce fluorescencia. Una muestra se considera positiva cuando la fluorescencia se produce a una dilución 1:80 o más. La infección intravenosa experimental da resultados positivos a IFI de 3 a 20 días tras la infección. Es un test recomendado por la OIE (Wise et al., 2013).

C. ENSAYO POR INMUNOABSORCIÓN LIGADO A ENZIMAS DE COMPLEMENTO (cELISA)

Desde el 2004 es una de las pruebas prescritas por la OIE para el transporte internacional de caballos. Es el test más sensible para detectar infecciones crónicas (Tabla 2). Los animales infectados por *Th. equi* se detectan por cELISA 21 días después de la infección

experimental y aproximadamente 5 semanas tras la transmisión de la garrapata (Wise et al., 2013).

		SENSIBILIDAD	ESPECIFICIDAD
<i>Th. equi</i>	FC	47%	94%
	cELISA	96%	95%
<i>B. caballi</i>	FC	88%	98%
	cELISA	91%	70%

Tabla 2: Sensibilidad y especificidad de FC y cELISA, datos obtenidos de (Wise et al., 2013).

Los test serológicos en la ehrlichiosis son muy usados, la seroconversión o el aumento del título son diagnósticos. Una única titulación debe de interpretarse con cuidado porque se han encontrado anticuerpos en animales sanos. Por el contrario, al principio de la enfermedad pueden ser difíciles de detectar en animales enfermos. *A. phagocytophilum* puede ser diagnosticado por IFI y cELISA y puede haber reacciones cruzadas por bacterias de especies incluidas en los géneros *Anaplasma*, *Ehrlichia* y *Neorickettsia* (Rovid, 2013).

2.6 TRATAMIENTO Y PROFILAXIS

Tanto *B. caballi* como *Th. equi* responden a medicamentos “babesicidas” pero la resistencia de *Th. equi* a los tratamientos es mayor (Irby, 2002). Se pueden distinguir dos tipos de tratamiento según la localización del animal infectado. En zonas endémicas lo que se busca es el control de la sintomatología y poder darle una buena calidad de vida al animal, mientras que en zonas no endémicas lo que busca es la esterilización de la enfermedad, eliminarla.

El medicamento más utilizado es el Dipropionato de Imidocarb (DI). Su mecanismo de acción no está muy claro pero incluye la inhibición de la entrada de inositol a los eritrocitos infectados o la alteración del metabolismo de las poliaminas. Su forma de administración es intramuscular (IM) y se elimina rápidamente del plasma pero permanece secuestrado en ciertos tejidos corporales. Las dosis que se manejan son 2.2-4.4 mg/kg IM, si es efectivo se pone una dosis única. Si es necesario se repite a menor dosis a las 24-72 h en un intervalo de 2-3 tratamientos (Wise et al., 2013). Se ha demostrado que existe toxicidad hepática y renal dosis-dependiente (Traub-Dargatz et al., 2010), aunque las enzimas hepáticas pueden no verse alteradas en una analítica. Las mulas y los burros son extremadamente sensibles al DI por lo que no se recomienda su administración (Wise et al., 2013). Estos últimos

presentan toxicidad a una dosis de 2mg/kg y también puede ser tóxico para los caballos, habiendo estudios que reportan la muerte de algún animal debido al tratamiento (Irby, 2002).

El tratamiento en potros recién nacidos es limitado, pero al tratar una yegua que está dando de amamantar con una dosis de 2.4 mg/kg, podemos detectar el DI en leche a las dos horas de la administración IM y podría usarse como tratamiento. Se desconoce si le podría causar toxicidad al potro lactante (Wise et al., 2013).

El tratamiento contra *B. caballi* es de dos dosis IM separadas por 24 horas. Sin embargo, para combatir *Th. equi* son necesarios 4 tratamientos IM, separados 72 horas (Irby, 2002). Algunos de los efectos secundarios tras la administración del fármaco son síntomas de cólico, el animal está intranquilo y con sudoraciones debido a la actividad anticolinesterasa del fármaco (Wise et al., 2013). Para evitar dichos efectos secundarios se recomienda administrar atropina sulfato (0.1 mg/kg) y flunixin meglumine (1 mg/kg) antes de cada tratamiento (Irby, 2002).

La oxitetraciclina (antibiótico bacteriostático) administrada por vía intravenosa a una dosis de 5-6 mg/kg durante 7 días es efectiva contra *Th. equi* pero no contra *B. caballi* (Wise et al., 2013).

El tratamiento indicado de la ehrlichiosis en caballos, al igual que en humanos, son las tetraciclinas (oxitetraciclina y doxiciclina), siendo esta última el antibiótico de elección por su elevada efectividad (Leedom & Rovid, 2005). Además, se indica un tratamiento de soporte (transfusión sanguínea o de plaquetas) y en algunos casos, es necesario otro antibiótico para las posibles infecciones secundarias (Rovid, 2013).

El mejor tratamiento siempre es el preventivo. Evitar la entrada de animales que provengan de zonas endémicas, chequear dichos animales y observar que no tengan garrapatas (Irby, 2002).

Controlaremos tanto al hospedador como al vector. Por un lado, el hospedador: animales enfermos, portadores asintomáticos y animales que están parasitados por garrapatas. Y en cuanto al vector, haremos un control conociendo su ciclo y su posibilidad de infectar. Se aplicarán repelentes, acaricidas y se inspeccionarán tanto los animales como los lugares donde viven o pastan (Waal, 2004).

El cambio climático y la globalización no ayudan a controlarlo. La información detallada del ciclo de vida, la transmisión, la respuesta inmune, el rápido diagnóstico y el tratamiento

nos servirá para controlar la enfermedad, que será complicado mientras siga creciendo el movimiento internacional de caballos (Wise et al., 2013).

A día de hoy no existe vacuna para ninguna de ellas. El desarrollo de la vacuna frente a *A. phagocytophilum* se considera la estrategia más efectiva de control de la enfermedad, pero por el momento no es viable. Puesto que es una bacteria intracelular, se requiere la identificación de los componentes necesarios para la protección inmune, el desarrollo de una vacuna adecuada que contenga elementos inmunogénicos y desarrolle el sistema inmunológico del animal (Lewis, 1976).

3. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

Tal y como hemos comentado previamente, la piroplasmosis y la ehrlichiosis son difíciles de diferenciar y a menudo pueden crear confusión, tanto al propietario como al veterinario, por ello creemos interesante profundizar en ellas en este trabajo. España está declarada como zona endémica de piroplasmosis y hay muchos animales afectados sin sintomatología manifiesta, a diferencia de la EGA, que no es tan frecuente en nuestro país.

En la clínica de campo, cuando el veterinario se enfrenta a un caso sospechoso, lo más frecuente es tratar inicialmente el cuadro sintomatológico del animal con tetraciclinas o terapias de soporte en función de la gravedad del caso. Esto se debe a que los resultados de las pruebas laboratoriales no son inmediatos. Además estos análisis conllevan un gasto económico elevado que, algunas veces, el propietario del animal no puede asumir. En estas situaciones el veterinario de campo se basa en su propia experiencia y en la gravedad del caso a la hora de administrar tetraciclinas o DI. Si el animal responde al tratamiento, se presupone que puede padecer una de estas enfermedades. En el caso de que se confirme una piroplasmosis el veterinario deberá seguir el tratamiento específico enfocado al agente causal (Vitoria, 2016).

La ehrlichiosis es una enfermedad poco común en los caballos y rara es la vez en la que se realizan pruebas laboratoriales para diagnosticarla. Ya que ambas enfermedades cursan con un cuadro clínico similar y dado que en muchos casos se recurre al tratamiento sintomatológico sin un diagnóstico previo, nos planteamos que esta enfermedad pueda estar infradiagnosticada en Aragón. Sin embargo, a los casos clínicos que se remiten a hospitales veterinarios (normalmente cuadros graves), es frecuente hacerles un diagnóstico de tipo serológico.

Por ello, nuestros objetivos son:

- Realizar una revisión bibliográfica para plasmar las características que diferencian una enfermedad de otra y cuáles son los métodos diagnósticos más útiles.
- Llevar a cabo un estudio retrospectivo de los casos atendidos en el HVUZ desde el 2006 hasta el 2016 y en la clínica de campo equina en Aragón.

4. METODOLOGÍA

Para realizar la revisión bibliográfica se ha realizado una búsqueda de información sobre la piroplasmosis y la ehrlichiosis en distintas bases de datos. En formato digital he buscado información tanto en inglés como en castellano de artículos de revista, páginas web y conferencias usando plataformas y repositorios tales como Google Académico, Ivis, Science Direct y Pubmed. A su vez, he consultado libros y artículos científicos de la Biblioteca de la Facultad de Veterinaria de Zaragoza. Para la búsqueda se han utilizado las siguientes palabras clave: *Babesia caballi*, *Theileria equi*, *Anaplasma phagocytophilum*, piroplasmosis, ehrlichiosis granulocítica equina, garrapatas, anemia, fiebre, adelgazamiento, dolor cólico... todo ello para poder realizar una buena revisión bibliográfica.

En lo que se refiere a la descripción de casos clínicos, mi estancia como interna en el área de grandes animales del HVUZ me ha permitido poder realizar el seguimiento de determinados animales sospechosos de padecer piroplasmosis o ehrlichiosis durante el curso 2015-2016. Dada la escasa casuística de estas enfermedades en Aragón, he decidido completar el número de casos utilizando la base de datos de historiales del HVUZ atendidos desde el 2006 hasta la actualidad. La utilización de las palabras clave anteriormente citadas me ha permitido realizar una primera criba para acotar única y exclusivamente los casos interesantes. Una vez obtenidos los historiales, se hizo un análisis exhaustivo de cada caso. Los criterios de inclusión para este trabajo, además de la sintomatología, han sido la presencia de una prueba de confirmación laboratorial y la respuesta al tratamiento instaurado. Cabe destacar que todos los animales de este estudio proceden del Valle del Ebro.

Además, las prácticas ambulantes realizadas con una veterinaria especialista en équidos me han permitido conocer y profundizar mis conocimientos sobre la piroplasmosis equina atendiendo diversos casos positivos.

Para considerar un animal sospechoso, consideramos que al menos tiene que presentar uno de los siguientes síntomas: fiebre, adelgazamiento crónico, anemia, cólicos recurrentes o ictericia. Si en la exploración inicial del animal (frecuencia cardíaca y respiratoria, temperatura, peristaltismo intestinal, color de mucosas y tiempo de relleno capilar y pulso digital) o en la anamnesis realizada al veterinario remitente se detecta o comenta cualquiera de los síntomas previamente mencionados, se lleva a cabo una extracción de sangre para realizar el análisis que pueda confirmar el proceso en un laboratorio externo (Imagen 14).

Dado que España es una zona endémica de piroplasmosis, en todos los casos clínicos atendidos se realizó en primer lugar la prueba de inmunofluorescencia indirecta frente a *B. caballi* y *Th. equi*. En caso de ser positivo, se obtuvo un diagnóstico definitivo por lo que, tras la aprobación del propietario, se instauró el tratamiento pertinente. Por el contrario, si el test laboratorial resultaba ser negativo, se procedió a realizar una segunda prueba, pero esta vez frente a *A. phagocytophilum*.

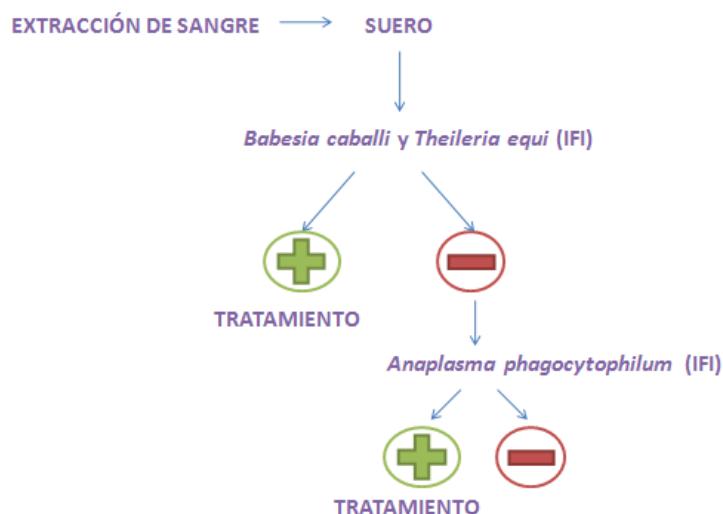


Imagen 14: Procedimiento llevado a cabo en los animales sospechosos de padecer piroplasmosis o ehrlichiosis remitidos al HVUZ durante el curso 2015-2016 y atendidos en el campo.

Este estudio en un principio podría haber constado de 15 animales pero 5 de ellos fueron descartados ya que no se realizaron pruebas laboratoriales ni se instauró tratamiento alguno. Por ello, este trabajo incluye 9 caballos (7 machos y 2 hembras) y una burra. La edad de estos animales se comprendía desde los 3 hasta los 33 años. El peso medio es de 482 kilos, englobando tanto a la burra, con un peso de 300 kilos, como a caballos de tiro de más de 650 kilos de peso (Tabla 3).

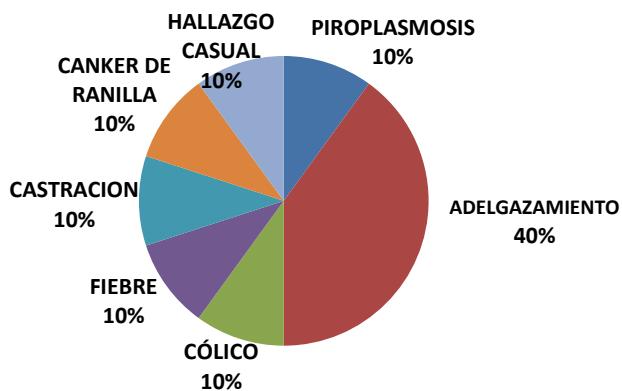
	Media	DS	CVP	Mediana	Mín	Máx
Edad (años)	11.3	8.8	0.8	9.5	3	33
Peso (kg)	482.2	112.5	0.2	500	300	656

Tabla 3: Distribución por edad y peso de los animales utilizados en el estudio (n=10). DS: Desviación Estándar, CVP: Coeficiente de Variación de Pearson, Mín: mínimo, Máx: Máximo.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 SINTOMATOLOGÍA

El motivo de la visita al hospital de los animales de nuestro estudio es muy variado, siendo el más frecuente el adelgazamiento progresivo (Gráfica 1).

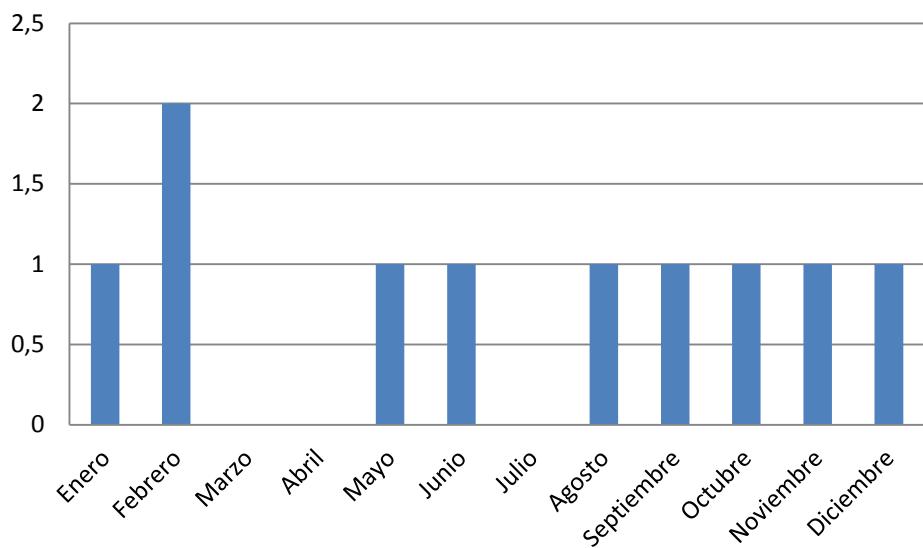


Gráfica 1: Gráfica circular en la cual se reflejan los diversos motivos por los cuales los animales fueron remitidos al HVUZ.

Tal y como podemos observar en la gráfica 1, no todos los motivos de remisión al hospital coinciden con los síntomas esperables de una piroplasmosis o ehrlichiosis. Esto puede deberse a que la enfermedad pase desapercibida delante del propietario y, cuando llegan al centro veterinario, las exploraciones rutinarias y las pruebas analíticas realizadas hagan sospechar al clínico de la posible enfermedad.

5.2 PERÍODO ESTACIONAL

Es interesante estudiar la posible relación entre la manifestación de la sintomatología y el periodo estacional, esto se debe a la posible concordancia que podrían tener con el ciclo de vida de la garrapata. En Aragón es frecuente que las garrapatas empiecen a aparecer a finales de la primavera y hasta finales del otoño. Hay que tener en cuenta que estas fechas coinciden con el pico de la sintomatología, sin embargo no tiene por qué coincidir con el momento de la picadura de la garrapata. Los resultados referidos a los meses del año en los cuales los animales incluidos en este trabajo mostraron la sintomatología se muestran en la Grafica 2.



Gráfica 2: Diagrama de columna agrupada en el que se reflejan los meses del año en los que los animales mostraron el pico sintomatológico de piroplasmosis o ehrlichiosis.

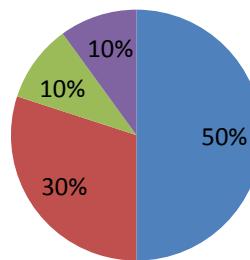
Tal y como se aprecia en la gráfica 2, con nuestro escaso número de muestras no podemos establecer una relación clara entre el período estacional y el momento de presentación de los síntomas. Diversos estudios publicados afirman que esta relación no existe (Ferreira et al., 2016) y, teniendo en cuenta que con el cambio climático los inviernos resultan menos fríos, no tiene por qué darse esta relación. Además, debemos resaltar que en muchos casos los brotes sintomatológicos surgen porque el caballo ha sido sometido previamente a una situación de estrés (concursos deportivos, transportes, exceso de calor, época reproductiva y otras situaciones estresantes) (Vitoria, 2016).

5.3 DIAGNÓSTICO

Para confirmar el diagnóstico de piroplasmosis o ehrlichiosis se han realizado diferentes pruebas laboratoriales a todos los équidos incluidos en este trabajo. La prueba que se ha realizado con mayor frecuencia ha sido la PCR (Gráfica 3). Sin embargo, tal y como hemos mencionado anteriormente el test laboratorial de elección en estos casos es la IFI (Waal, 2004; Wise et al., 2013) por lo que las confirmaciones diagnósticas llevadas a cabo durante este curso académico se han llevado mediante dicha prueba.

DIAGNÓSTICO

■ PCR ■ IFI ■ PCR y ELISA ■ PCR e IFI



Gráfica 3: Diagrama circular en el que se muestran los porcentajes de los tipos de análisis laboratoriales realizados en el HVUZ y en el laboratorio externo.

Los resultados obtenidos tras el test serológico se ven reflejados en la siguiente gráfica (Tabla 3). Diez animales fueron testados para *B. caballi* y *Th. equi*, pero únicamente 3 para *A. phagocytophilum*. El escaso número de animales a los que se les realizó la prueba para la ehrlichiosis se debe a que son los 3 animales que han llegado con síntomas al hospital durante este curso académico.

	<i>B. caballi</i>	<i>Th. equi</i>	<i>A. phagocytophilum</i>
Casos positivos	4	5	0
Casos negativos	6	5	3

Tabla 3: Distribución de los casos positivos y negativos frente a los agentes etiológicos estudiados.

De los 10 animales de este estudio, 6 han resultado positivos a piroplasmosis (60%) y ninguno a EGA. De los caballos con piroplasmosis, tres de ellos fueron positivos frente a ambos parásitos, uno a *B. caballi* y dos a *Th. equi*. Tal y como se puede observar en la tabla 3, el agente mayormente detectado es *Th. equi* coincidiendo con otros estudios científicos (Zobba et al., 2008; García-Bocanegra et al., 2013; Wise et al., 2013) y al contrario que lo publicado en otras regiones endémicas en las cuáles *B. caballi* es el agente predominante (Traub-Dargatz et al., 2010). En lo que se refiere a *A. phagocytophilum*, ningún caso fue positivo a este agente bacteriano, esto puede deberse por un lado a que tenemos una muestra poco representativa y por otro lado a que en Aragón el género *Ixodes* no está presente salvo en bosques fríos y húmedos (Estrada-Peña et al., 2004; Márquez-Jiménez et al., 2005). Sin embargo, dado que el caballo es un animal que se somete con relativa frecuencia a transportes y la ehrlichiosis está presente en el norte de Europa (Rovid, 2013) sería imprudente afirmar que la prevalencia es nula. En cualquier caso, consideramos que sería recomendable realizar un estudio con una muestra más representativa que nos permita evaluar la prevalencia de estas dos enfermedades en nuestra Comunidad Autónoma.

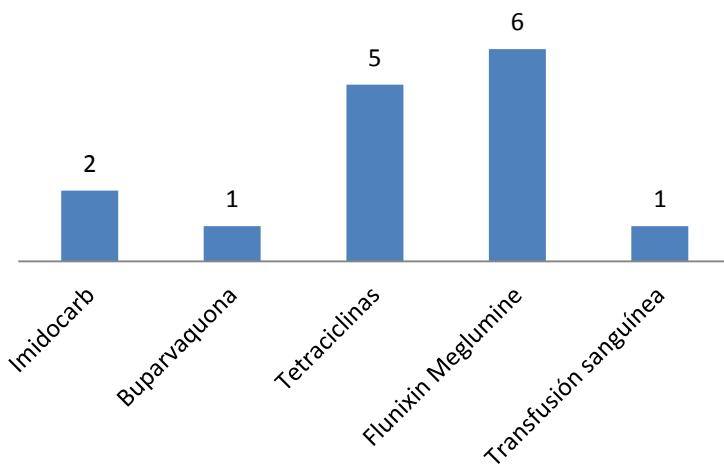
5.4 TRATAMIENTO

Los seis animales que resultaron positivos fueron tratados de acuerdo al agente causal y a la sintomatología (gráfica 4). Los fármacos utilizados fueron el dipropionato de imidocarb, la buparvaquona, oxitetraciclinas (incluyendo la doxiciclina), tal y como se recomienda en los artículos y libros publicados (Irby, 2002; Dowling, 2005; Corley & Stephen, 2008; Traub-Dargatz et al., 2010; Wise et al., 2013)

En la mayoría de los casos el tratamiento de soporte consistió en la administración de flunixin meglumine como antipirético y analgésico. Tan solo en uno de los casos fue necesario llevar a cabo una transfusión sanguínea debido a que padecía una anemia severa.

A todos los animales, una vez recuperados, se les administró durante un período de tiempo prolongado un suplemento vitamínico rico sobre todo en hierro para facilitar su recuperación.

TRATAMIENTO INSTAURADO



Gráfica 4: Diagrama de columna agrupada en la que se refleja el tratamiento aplicado a los caballos que resultaron positivos.

Todos los casos remitidos al HVUZ y atendidos en la clínica ambulatoria respondieron al favorablemente al tratamiento teniendo unos intervalos de recuperación de 20 a 60 días.

6. CONCLUSIONES

En las condiciones de nuestro estudio y en base a los resultados obtenidos, se han podido establecer las siguientes conclusiones:

1. La prevalencia de piroplasmosis en los caballos incluidos en el estudio es alta.
2. La prevalencia de ehrlichiosis en los caballos incluidos en el estudio es nula, pero es un agente causal a tener en cuenta cuando un caballo con sintomatología compatible es serológicamente negativo a *B. caballi* o *Th. equi*.
3. No podemos establecer una relación entre el momento de manifestación del cuadro clínico y el período estacional.
4. Ante la sospecha de piroplasmosis o ehrlichiosis, las pruebas laboratoriales son necesarias a la hora de elegir el tratamiento definitivo.

CONCLUSIONS

In our study's conditions and on the basis of the obtained results, we have established the following conclusions:

1. The prevalence of piroplasmosis is high in the horses included in the study.
2. The prevalence of ehrlichiosis in the horses included in the study is none but it's a causal agent to keep in mind when a horse with compatible symptomatology is serologically negative to *B. caballi* or *Th. equi*.
3. There is no relationship between the clinical signs appearance and seasonal period.
4. When piroplasmosis or ehrlichiosis is suspected, laboratory tests are necessary to choose the final treatment.

7. VALORACIÓN PERSONAL

Tras la conclusión de este trabajo puedo ratificar que he aprendido a buscar páginas web científicamente fiables y a leer con mucha más agilidad una lengua no materna como es el inglés. He profundizado sobre dos enfermedades muy importantes en el mundo del caballo cuyo conocimiento puede ser la diferencia entre la vida y la muerte del animal.

Ha sido una experiencia muy gratificante tanto a nivel personal como académico y estoy segura de que estas habilidades adquiridas me servirán de ayuda el día de mañana.

Por último, agradecer a mis tutoras M^a Jesús y Arantza la disponibilidad, esfuerzo y entrega que han tenido conmigo durante todos estos meses.

8. BIBLIOGRAFÍA

Allsopp, M., Lewis, B. D., Penzhorn, B. L. (2007). Molecular evidence for transplacental transmission of theileria equi from carrier mares to their apparently healthy foals. *Veterinary Parasitology*, 148(2), 130-136.

Corley, K., Stephen, J. (2008). Appendix. In Corley, K., Stephen, J. (Eds.), *The equine hospital manual* (1^a ed., pp. 659). United Kingdom: Blackwell.

Dowling, P. M. (2005). Principios farmacológicos. In Reed, S. M., Bayly, W. M., Sellon, D. C. (Eds.), *Medicina interna equina* (2^a ed., pp. 189-260). Saint Louis, Missouri. Ed Inter-Médica.

Dzięgiel, B., Adaszek, Ł., Kalinowski, M., Winiarczyk, S. (2013). Equine granulocytic anaplasmosis. *Research in Veterinary Science*, 95(2), 316-320.

Ebani, V. V., Nardoni, S., Bertelloni, F., Rocchigiani, G., Mancianti, F. (2015). Tick-borne infections in horses from tuscany, italy. *Journal of Equine Veterinary Science*, 35(4), 290-294.

Estrada-Peña, A., Bouattour, A., Camicas, J. L., Walker, A. R. (2004). Ticks of domestic animals in the mediterranean region (1^a ed.). Zaragoza, España. Ed Atalante.

Ferreira, E. P., Vidotto, O., Almeida, J. C., Ribeiro, L. P., Borges, M. V., Pequeno, W. H. (2016). Serological and molecular detection of theileria equi in sport horses of northeastern brazil. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 47, 72-76.

García-Bocanegra, I., Arenas-Montes, A., Hernández, E., Adaszek, Ł., Carbonero, A., Almería, S. (2013). Seroprevalence and risk factors associated with babesia caballi and theileria equi infection in equids. *The Veterinary Journal*, 195(2), 172-178.

Ikadai, H., Sasaki, M., Ishida, H., Matsuu, A., Igarashi, I., Fujisaki, K. (2007). Molecular evidence of babesia equi transmission in haemaphysalis longicornis. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 76(4), 694-697.

Irby, J. R. (2002). Anthrax, screwworms and equine piroplasmosis: Subdued but not eradicated. *Proceedings of the American Association of Equine Practitioners*, Orlando, Florida., 48. pp. 12-15.

Jahn, P., Zeman, P., Bezdekova, B., Praskova, I. (2010). Equine granulocytic anaplasmosis in the Czech Republic. *Veterinary Record: Journal of the British Veterinary Association*, 166(21)

Leedom, K., Rovid, A. (2005). Ehrlichiosis (the center for food security & public health). Retrieved 15 mayo 2016, 2016, from <http://www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/notes/Ehrlichiosis.pdf>

Lewis, G. E. (1976). Equine ehrlichiosis: A comparison between E. equi and other pathogenic species of ehrlichia. *Veterinary Parasitology*, 2(1), 61-74.

Luigi, M., Urdanet, L., Mujica, A., Sambrano, E. (2013). Ehrlichiosis. Retrieved Agosto 2016, 2016, from <http://es.slideshare.net/marigls/ehrlichiosis-equina>

Márquez-Jiménez, F. J., Hidalgo-Pontiveros, A., Contreras-Chova, F., Rodríguez-Liébana, J. J., Muniain-Ezcurra, M. Á. (2005). Las garrapatas (acarina: Ixodida) como transmisores y reservorios de microorganismos patógenos en España. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 23(2), 94-102.

Roncati, N. (2013). Equine piroplasmosis. *Proceedings of the Congress of the World Equine Veterinary Association WEVA*, Budapest.

Rothschild, C. M. (2013). Equine piroplasmosis. *Journal of Equine Veterinary Science*, 33(7), 497-508.

Rovid, A. (2008). Equine piroplasmosis. Equine babesiosis , from http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/equine_piroplasmosis.pdf

Rovid, A. (2013). Ehrlichiosis and anaplasmosis: Zoonotic species, from <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/ehrlichiosis.pdf>

Traub-Dargatz, J. L., Short, M. A., Pelzel, A. M., Norman, T., Knowles, D. P., Moyer, W. A. (2010). Equine piroplasmosis. *Proceedings of the American Association of Equine Practitioners*, Baltimore, USA. , 56. pp. 1.

Verma, A., Stevenson, B., Adler, B. (2013). Leptospirosis in horses. *Veterinary Microbiology*, 167(1), 61-66.

Vitoria, A. (2016). Comunicación personal. Piroplasmosis. Facultad de Veterinaria Universidad de Zaragoza, España.

Waal, D. T. (2004). Piroplasmosis equina. *Manual de la OIE sobre animales terrestres 2004* (5^a ed., pp. 751-759). París, Francia: Comisión de Estándares Biológicos de la OIE.

Wise, L. N., Kappmeyer, L. S., Mealey, R. H., Knowles, D. P. (2013). Review of equine piroplasmosis. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 27(6), 1334-1346.

Woldehiwet, Z. (2010). The natural history of anaplasma phagocytophilum. *Veterinary Parasitology*, 167(2), 108-122.

Zobba, R., Ardu, M., Niccolini, S., Chessa, B., Manna, L., Cocco, R. (2008). Clinical and laboratory findings in equine piroplasmosis. *Journal of Equine Veterinary Science*, 28(5), 301-308.