



**Universidad**  
Zaragoza

## Trabajo Fin de Grado

### Título del trabajo:

Estudio del efecto alelopático de la trufa negra (*Tuber melanosporum* Vittad.) sobre la germinación de flora arvense

### English title:

Study of the allelopathic effect of black truffle (*Tuber melanosporum* Vittad.) on the germination of weed

Autor

**Alejandro Pascual Girón**

Director/es

Joaquín Aibar Lete  
Juan J. Barriuso Vargas

ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR  
2017



## Agradecimientos

En primer lugar, a mis tutores, Joaquín y Juan, que sin su ayuda y conocimientos no hubiera sido posible realizar este proyecto.

A mis padres, por haberme dado la oportunidad de estudiar y apoyarme en todo momento a lo largo de mis estudios.

A mi familia y amigos, y en especial a mi pareja, por estar siempre a mi lado.

A la Asociación de Recolectores y Truficultores de Trufa de Graus, la cual, aportó la totalidad de la trufa utilizada en los ensayos.

Al laboratorio del Malherbología (CITA), el cual, aportó semillas de las especies utilizadas, además de fotos de las mismas.

## Índice

<b>Resumen .....</b>	<b>7</b>
<b>Abstract .....</b>	<b>7</b>
<b>1. Introducción .....</b>	<b>8</b>
Truficultura.....	8
Ciclo de la trufa.....	9
Micorrizas .....	11
Alelopatía.....	13
Flora y vegetación asociada a los quemados.....	16
<b>2. Objetivos .....</b>	<b>18</b>
<b>3. Material y métodos .....</b>	<b>19</b>
3.1 Metodología .....	19
Descripción del ensayo.....	19
3.2 Descripción de las especies arvenses elegidas para el trabajo .....	25
<i>Convolvulus arvensis</i> L. (Fig. 12).....	25
<i>Galium aparine</i> L. (Fig. 13) .....	27
<i>Oxalis latifolia</i> Kunth (Fig. 14) .....	28
<i>Bromus tectorum</i> L. (Fig. 15) .....	30
<i>Lolium rigidum</i> Gaudin (Fig. 16).....	31
<i>Desmazeria rigida</i> L. (Fig. 17).....	32
<i>Cyperus rotundus</i> L. (Fig. 18) .....	34
<b>4. Resultados y Discusión.....</b>	<b>36</b>
4.1 Efecto sobre la germinación de semillas, tubérculos y bulbos .....	36
4.2 Efecto sobre la longitud y peso seco del coleoptilo y de la raíz .....	45
<b>5. Conclusiones .....</b>	<b>61</b>
<b>6. Referencias bibliográficas .....</b>	<b>62</b>
<b>7. Anejos.....</b>	<b>65</b>
Anejo 1. Porcentaje de germinación.....	65
Anejo 2. Longitud y peso seco .....	68

## Índice de figuras

Figura 1. Mapa de aptitud del cultivo de trufa negra en España. ....	8
Figura 2. Ciclo biológico de la trufa (Reyna, 2012). ....	10
Figura 3. Ectomicorriza de la trufa. ....	11
Figura 4. Ectomicorrizas y detalle red de Hartig (Strasburger, 2004). ....	12
Figura 5. Carrasca trufera con quemado en la base. ....	14
Figura 6. Detalle de recipiente de plástico para el ensayo, y bote para incorporar el algodón sobre él. ....	20
Figura 7. Detalle de vasos recortados a modo de trípode. ....	21
Figura 8. Envase y soporte para la trufa. ....	21
Figura 9. Semillas de <i>L. rigidum</i> desinfectándose. ....	22
Figura 10. Ensayo de <i>L. rigidum</i> en muestra testigo. ....	22
Figura 11. Estufa de laboratorio con botes experimentales (Aibar, J., 2017). ....	23
Figura 12. <i>Convolvulus arvensis</i> en flor (Laboratorio Malherbología. CITA, 2017). ....	25
Figura 13. <i>Galium aparine</i> con semillas (Lab. Malherbología. CITA, 2017). ....	27
Figura 14. <i>Oxalis latifolia</i> en flor (Aibar, J., 2017). ....	28
Figura 15. <i>Bromus tectorum</i> en viñedo (Lab. Malherbología. CITA, 2017). ....	30
Figura 16. <i>Lolium rigidum</i> desarrollándose (Aibar, J., 2017). ....	31
Figura 17. <i>Desmazeria rigida</i> en fase adulto (Lab. Malherbología. CITA, 2017). ....	32
Figura 18. <i>Cyperus rotundus</i> en desarrollo (Lab. Malherbología del CITA, 2017). ....	34
Figura 19. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>C. arvensis</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	36
Figura 20. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>G. aparine</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	37
Figura 21. Germinación semillas de <i>G. aparine</i> en muestra testigo. ....	38
Figura 22. Diagrama de caja de bulbos germinados de <i>O. latifolia</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	39
Figura 23. Seguimiento de bulbos de <i>O. latifolia</i> del ensayo de 4 g de trufa. ....	40
Figura 24. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>B. tectorum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	40
Figura 25. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>L. rigidum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	41
Figura 26. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>D. rigida</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	43
Figura 27. Comparación germinación semillas de <i>D. rigida</i> entre muestra testigo y 4 g de trufa. ...	43
Figura 28. Diagrama de caja de semillas germinadas de <i>C. rotundus</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	44
Figura 29. Tubérculos de <i>C. rotundus</i> germinados en muestra testigo. ....	44
Figura 30. Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de <i>C. arvensis</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	45



Figura 31. Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de <i>G. aparine</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	47
Figura 32. Diagrama de barras de la longitud de las raíces de <i>O. latifolia</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	48
Figura 33. Diagrama de barras de la longitud de la raíz de <i>B. tectorum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	50
Figura 34. Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de <i>B. tectorum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	51
Figura 35. Diagrama de barras de la longitud del raíz de <i>L. rigidum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	53
Figura 36. Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de <i>L. rigidum</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	54
Figura 37. Diagrama de barras de la longitud de la raíz de <i>D. rigida</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	55
Figura 38. Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de <i>D. rigida</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	57
Figura 39. Diagrama de barras de la longitud de la raíz de <i>C. rotundus</i> para diferentes concentraciones de trufa. ....	58

## Índice de Tablas

Tabla 1. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>G. aparine</i> . ....	37
Tabla 2. Test de Duncan de separación de medias de <i>G. aparine</i> a distintas concentraciones de trufa. ....	37
Tabla 3. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>O. latifolia</i> . ....	38
Tabla 4. Test de Duncan de separación de medias de germinación de <i>O. latifolia</i> a distintas concentraciones de trufa. ....	39
Tabla 5. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>B. tectorum</i> . ....	40
Tabla 6. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>L. rigidum</i> . ....	41
Tabla 7. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>D. rigida</i> . ....	42
Tabla 8. Test de Duncan de separación de medias de germinación de <i>D. rigida</i> a distintas concentraciones de trufa. ....	42
Tabla 9. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de <i>C. rotundus</i> . ....	44
Tabla 10. Peso seco medio (g) del Coleoptilo de <i>C. arvensis</i> . ....	45
Tabla 11. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de <i>C. arvensis</i> . ....	45
Tabla 12. Peso seco medio (g) de la raíz de <i>G. aparine</i> . ....	46
Tabla 13. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de <i>G. aparine</i> . ....	46
Tabla 14. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de <i>G. aparine</i> a distintas concentraciones de trufa. ....	46
Tabla 15. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de <i>O. latifolia</i> . ....	47



Tabla 16. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de las raíces de <i>O. latifolia</i> a distintas concentraciones de trufa.....	48
Tabla 17. Peso seco medio (g) del Coleoptilo y de la raíz de <i>B. tectorum</i> . ....	49
Tabla 18. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de <i>B. tectorum</i> . ....	49
Tabla 19. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de <i>B. tectorum</i> a distintas concentraciones de trufa.....	50
Tabla 20. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de <i>B. tectorum</i> . ....	50
Tabla 21. Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de <i>B. tectorum</i> a distintas concentraciones de trufa.....	51
Tabla 22. Peso seco medio (g) del Coleoptilo y de la raíz de <i>L. rigidum</i> .....	52
Tabla 23. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de <i>L. rigidum</i> . ....	52
Tabla 24. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de <i>L. rigidum</i> a distintas concentraciones de trufa.....	52
Tabla 25. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de <i>L. rigidum</i> . ....	53
Tabla 26. Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de <i>L. rigidum</i> a distintas concentraciones de trufa.....	54
Tabla 27. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de <i>D. rigida</i> . ....	55
Tabla 28. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de <i>D. rigida</i> a distintas concentraciones de trufa. ....	55
Tabla 29. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de <i>D. rigida</i> ....	56
Tabla 30. Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de <i>D. rigida</i> a distintas concentraciones de trufa.....	56
Tabla 31. Peso seco medio (g) de la raíz de <i>C. rotundus</i> .....	57
Tabla 32. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de <i>C. rotundus</i> ....	57
Tabla 33. Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de <i>C. rotundus</i> a distintas concentraciones de trufa.....	58



## Resumen

En este trabajo se ha analizado de forma cuantitativa y cualitativa el efecto alelopático de la fructificación del hongo *Tuber melanosporum* Vittad., conocido comúnmente como trufa negra. Para ello, se han realizado ensayos experimentales para determinar el porcentaje de germinación y peso seco de raíz y parte aérea de semillas, bulbos y tubérculos de las siguientes especies arvenses: *Bromus tectorum*, *Convolvulus arvensis*, *Cyperus rotundus*, *Desmazeria rigida*, *Galium aparine*, *Lolium rigidum* y *Oxalis latifolia*, las cuales se introdujeron en el ensayo junto a tres diferentes cantidades de trufa, de 1 a 4 gramos, además de una muestra testigo.

Una vez se obtuvieron los resultados de estas pruebas experimentales se realizó el análisis estadístico, con cuyos resultados se confirma el efecto alelopático de la trufa frente a la flora arvense. Produciéndose, a concentraciones altas de trufa, una disminución de la germinación de todas las especies, menos *L. rigidum* y *C. rotundus*. Respecto a la longitud, todas las especies decrecieron, tanto la raíz como el coleoptilo, menos *C. rotundus*, el cual aumenta el tamaño de sus raíces. Y respecto al peso, todas las especies decrecen el peso, tanto raíz como coleoptilo, excepto *C. rotundus*, el cual aumenta el peso de sus raíces.

**Palabras clave:** Alelopatía; *Tuber melanosporum*; flora arvense.

## Abstract

In this dissertation analysed the allelopathic effects of the fruition of fungus *Tuber melanosporum* Vittad., more commonly known as black truffle, in both quantitative and qualitative terms. To this end, experimental trials have been conducted in order to determine the germination percentage and root dry weight and upper part of seeds, bulbs and tubers of the following weeds: *Bromus tectorum*, *Convolvulus arvensis*, *Cyperus rotundus*, *Desmazeria rigida*, *Galium aparine*, *Lolium rigidum* and *Oxalis latifolia*, which were added to the test together with different amounts of truffle, 1 to 4 grams, as well as a control sample.

Once the results of these experimental trials were obtained, a statistical analysis was carried out and whose results confirmed the allelopathic effects of the truffle before the weed. Having a high concentration of truffle produced a decrease in the germination of all the weeds, except *L. rigidum* and *C. rotundus*. Concerning the length, all the weeds diminished both the root and the coleoptile, except *C. rotundus* whose roots grew in size. Regarding the weight, all the weeds reduced it both the root and the coleoptile, expect *C. rotundus* whose roots gained weight.

**Keywords:** Allelopathic; *Tuber melanosporum*; weed.

# 1. Introducción

## *Truficultura*

La truficultura es el cultivo de trufas, llevando a cabo la acción de plantar árboles los cuales están infectados por el hongo de la trufa, realizando una simbiosis entre las dos partes, con el objetivo de recolectar posteriormente trufas.

Actualmente, este cultivo está extendido a lo largo de España, principalmente en el Este, donde se dan las condiciones idóneas para ello (Fig. 1). Recordar, que la recolección de trufas ha existido desde hace siglos, ya que también se recolectan trufas salvajes, aunque al no estar tan controladas las condiciones abióticas, estas últimas no producen tanto ni tan rápido como en los campos de cultivo.



**Figura 1.** Mapa de aptitud del cultivo de trufa negra en España.

Las trufas son el fruto de un hongo hipogeo Ascomiceto, el cual se desarrolla bajo tierra, y en simbiosis con la raíz de un árbol hospedador, el cual puede ser de diversas familias, como *Fagaceae* y *Betulaceae*, principalmente aquí en España, aunque existen más especies, no son muy comunes ya que no se obtienen producciones tan altas.

En esta simbiosis planta – hongo, se produce un flujo de intercambio, a través de la micorriza, la cual se forma entre las raíces del árbol y el micelio del hongo. A través de ella el hongo se abastece de hidratos de carbono que la planta obtiene de la fotosíntesis, y la planta adquiere una mayor absorción de nutrientes y de agua.

Existen varias especies de trufas, algunas de las más importantes, por su abundancia y por su calidad, son la trufa blanca del Piamonte (*Tuber magnatum*), Trufa



negra (*Tuber melanosporum*), Trufa de verano (*Tuber aestivum*), Trufa de otoño (*Tuber brumale*), etc. (Reyna, 2012).

En este estudio nos hemos centrado en la Trufa negra (*Tuber melanosporum*), la cual se sitúa entre los 100 y 1400 metros de altitud, siendo lo normal encontrarla de 600 a 900 msnm y a más altitud en localidades más al Sur. La pendiente óptima para la plantación trufera es la inferior al 10 % y la orientación Sur, suroeste, ya que necesita insolación en el suelo (Reyna, 2012).

Además, necesita humedad suficiente en primavera para que se desarrolle el micelio a partir de la micorriza, y durante el verano para que se engorde la trufa, en caso de que se den veranos muy calurosos y secos puede llegar a desaparecer parte o la totalidad de la producción de ese año, a la vez, es muy perjudicial el exceso de humedad en otoño y en invierno.

En cuanto a la temperatura media, debe ser próxima a valores comprendidos entre 20°C (temperatura media del mes más caluroso) y de 2°C (temperatura media del mes más frío) (Bardet y Fresquet, 1995).

Los suelos deben ser suelos de buen drenaje, pero sin que se sequen en exceso. Prefiere suelos calcáreos, francos, poco profundos y con pendiente. Deben tener un pH básico o neutro, sin estar muy desequilibrados en principios nutritivos, con un porcentaje en materia orgánica óptimo del 3% y una relación C/N próxima a 10. No deben ser muy ricos en nitrógeno y fósforo. Conviene evitar suelos ácidos, silíceos, yesosos, salinos, turbosos o hidromorfos, así como lugares que reciban o acumulen un exceso de escorrentía superficial por el riesgo de encharcamientos prolongados (Martínez y Grigelmo, 1991).

### **Ciclo de la trufa**

Tras darse la dispersión de las esporas, mediante variados procesos, estas alcanzan el suelo, donde las aguas de lluvia arrastran hacia el interior de suelo y las “lavan” de los inhibidores germinativos. Cuando se alcanza la temperatura y humedad adecuada, en torno a Abril o Mayo, la espora comienza a germinar emitiendo un finísimo filamento de micelio que se ramifica rápidamente. Tras la germinación de la espora, se produce un micelio que debe contactar en breve con una raíz a la que micorrizará (Fig. 2) (Reyna y De Miguel, 2012).



**Figura 2.** Ciclo biológico de la trufa (Reyna, 2012).

Este proceso se da de manera que el micelio crece hacia la raíz, envolviéndola y formando las micorrizas. Las hifas del micelio que parten de la micorriza, colonizan el substrato e invaden otros ápices radicales instaurando las micorrizas secundarias, colonizan el substrato e invaden otros ápices radicales instaurando las micorrizas secundarias. Empieza aquí una fase que dura varios años (entre 5 y 9), en los que el hongo se limita a seguir colonizando raíces hasta que adquiere una densidad de micorrizas suficiente para comenzar a reproducirse sexualmente, es decir, a producir trufas. Durante este periodo existe un signo externo de que dicha colonización sigue su curso correctamente, que es la aparición en el terreno de una zona desprovista de vegetación alrededor del árbol que se conoce como “quemado”. En él se produce un efecto herbicida que impide la germinación de ciertas plantas (Palazón y Barriuso, 2012).

Los primordios de trufa se forman durante abril-mayo, ya que se produce la unión de hifas sexualmente compatibles. A partir de este momento se desarrolla la trufa. En esta fase se formará el aparato esporofítico, que posteriormente dará lugar a las ascas, el peridio se cierra haciéndolo globoso y tornándose cada vez más escamoso. Durante esta fase, la trufa va engordando. Este periodo dura sobre ocho meses. Un nuevo avance en el estudio del ciclo de la trufa, permitió demostrar que la conexión entre la trufa y el árbol dura hasta la maduración del hongo (Zeller et al., 2008).

Durante el periodo de maduración, la estrategia llevada a cabo por el propio carpóforo, es la emisión de aromas de olor intenso, los cuales le van a permitir llamar la

atención de distintos animales, como jabalíes, roedores, tejones, etc. que serán los encargados de dispersar las esporas una vez la trufa esté madura, incorporándolas al suelo y permitiendo cerrar así el ciclo. Pero no sólo los mamíferos se ven atraídos por estos aromas, también lo hacen determinados insectos como la mosca (*Helomyza* sp.) y el escarabajo de la trufa (*Leiodes* sp.). Las moscas de la trufa podrían contribuir activamente a la dispersión de las esporas, puesto que éstas quedan adheridas a las pilosidades de los individuos adultos (Reyna, 1992).

## Micorrizas

La trufa está incluida en un grupo de hongos de tipo simbiote que necesitan asociarse a las raíces más finas de ciertas plantas superiores como las encinas, robles y coscojas, sin las cuales es incapaz de sobrevivir de forma natural (Reyna y De Miguel, 2012).

Las micorrizas se definen como los órganos resultantes de las simbiosis planta – hongo estas estructuras proporcionan una zona de contacto profundo como resultado del desarrollo sincronizado de ambos organismos (Frank, 2005). La simbiosis mutualista conlleva que ambos socios se beneficien de esta relación, principalmente mediante el intercambio de agua y nutrientes esenciales. Las raíces constituyen el habitat de los hongos micorrizicos y estos últimos forman redes que conectan unas plantas con otras, por lo que la importancia de esta asociación en los ecosistemas es indudable (Barriuso *et al*, 2014).



**Figura 3.** Ectomicorriza de la trufa.

Las trufas durante su vida, emiten los metabolitos volátiles. Después de la germinación de las esporas, la hifa de trufa entra en contacto con el suelo y en contacto

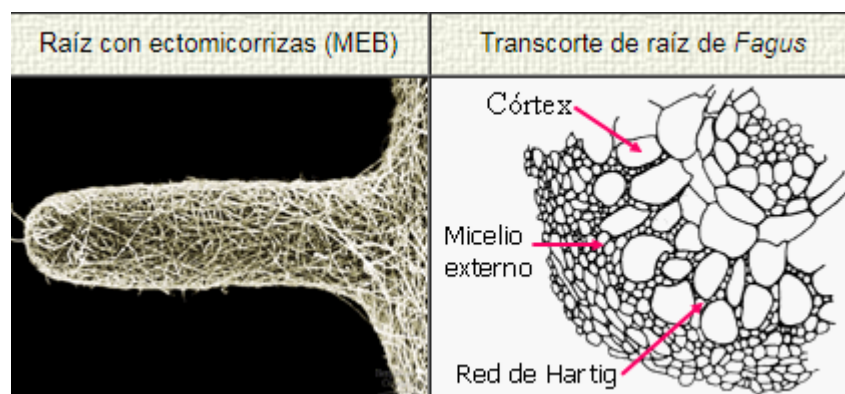
con las raíces de la planta huésped y forma las ectomicorrizas (Fig. 3). Los carpóforos se forman muchos años después del fijar la interacción simbiótica, estos son comidos por insectos y mamíferos, dando lugar a la dispersión de sus esporas (Durdević *et al.*, 2016).

Las micorrizas suministran nutrientes a las plantas jugando un papel fundamental en su alimentación, sobre todo en el ciclo del carbono. El fósforo, que se considera generalmente el factor limitante más importante de crecimiento de los vegetales, puede ser movilizado del suelo con mayor eficiencia por los hongos micorrizicos, quienes lo suministran a las plantas en suficiente cantidad para su desarrollo (Barriuso *et al.*, 2014).

La inmensa mayoría de las plantas verdes (casi un 90%) en condiciones naturales forman micorrizas de uno u otro tipo (Allen 1992, Smith and Read, 1997). Existen varios tipos de micorrizas, siendo las que presentan mayor importancia en cuanto a truficultura son las ectomicorrizas; las cuales forman un manto alrededor de la raíz y penetra intercelularmente en las primeras capas de células formando la red de Hartig.

Posee una estructura formada por tres partes; la primera el Manto miceliar, el cual es un recubrimiento del micelio alrededor de la raíz. Hace que se modifique el color pudiendo aparecer micorrizas de muy diversa coloración como negras, blancas, rosadas, azuladas, rojizas, marrones, etc.

La Red de Hartig está formada por las hifas procedentes del manto que penetran intercelularmente en las primeras capas de células de la raicilla. Por tanto, en el caso de las ectomicorrizas el hongo no llega a entrar en el interior de la célula como sucede en las endomicorrizas, otro de los tipos de micorrizas, sino, tan sólo, entre los tabiques que separan las células (Fig. 4).



**Figura 4.** Ectomicorrizas y detalle red de Hartig (Strasburger, 2004).

En la parte exterior del manto existen hifas más o menos largas, espínulas, que se extienden por el perfil del suelo. La forma y tamaño de las espínulas varía con las diferentes especies de hongos y resulta, igualmente, clave para determinar a qué especie corresponde (Reyna y De Miguel, 2012).

Algunos de los beneficios de los hongos micorrícicos sobre las plantas hospedadoras son; Incrementar el área activa en las raíces, incrementar la captación de agua y nutrientes como fósforo, nitrógeno, potasio y calcio del suelo. Incrementar la tolerancia de las plantas a las temperaturas del suelo y acidez extrema causadas por la presencia de aluminio, magnesio y azufre. Proveen protección contra ciertos hongos patógenos y nematodos. Inducen relaciones hormonales que producen que las raíces alimentadoras permanezcan fisiológicamente activas por periodos mayores que las raíces no micorrizadas. El hongo por su parte recibe principalmente carbohidratos y vitaminas desde las plantas (Raisman y González, 2004).

### ***Alelopatía***

Las plantas truferas tienden a formar una zona desprovista de vegetación que se conoce como quemado, calvero o brulê en francés, la formación del quemado no es condición necesaria ni suficiente para que el árbol produzca trufas, siendo normal que existan quemados en los que no se producen trufas y, al contrario, encinas que producen trufas sin que hayan desarrollado una zona quemada muy aparente (Reyna, 2012).

La causa por la que se produce este fenómeno radica en el efecto antibiótico que tiene el micelio de la trufa expandido por el suelo, el cual impide la germinación de otros vegetales. Técnicamente este fenómeno se denomina alelopatía. En diversas experiencias se ha comprobado como las semillas de cebada y trigo germinaban en mucha menor proporción cuando se regaban con extractos de trufa (Bonfante *et al.*, 1971).

Los compuestos bioactivos de las trufas tienen efectos alelopáticos sobre microorganismos y plantas cercanas. Los volátiles que produce la trufa tienen efectos fitotóxicos que producen una fuerte inhibición de las raíces y del desarrollo del cotiledón. Este fenómeno se basa principalmente en los efectos fitotóxicos de los metabolitos emitidos por las trufas, que tienen efectos nocivos sobre las plantas (Durdević *et al.*, 2016).

En términos simples, la inhibición alelopática se define comúnmente como la introducción de biomoléculas dañinas (aleloquímicos) por un organismo en el medio

ambiente para inducir una serie de procesos de interacción en las especies receptoras (planta, hongo o microorganismo) presentes en este ambiente (Rice, 1984). Una vez que el aleloquímico entra en este ambiente, pueden tener lugar interacciones biorreguladoras y abióticas adicionales (Einhellig, 1995; Pedrol, 2006). Por lo tanto, la alelopatía puede ofrecer una posible explicación de la agresividad de *T. melanosporum* y de los fuertes efectos citotóxicos que se manifiestan en el quemado.

Los resultados obtenidos por Plattner y Hall (1995), confirmaron que en los quemados desarrollados (Fig. 5), las hifas de *T. melanosporum* son abundantes, produciendo lesiones en las raíces de las malas hierbas, lo que indica que el tubérculo se comporta como un patógeno en las malas hierbas de los quemados. Queda por determinar si este efecto patógeno aparente del tubérculo sobre las malas hierbas en la zona de enraizamiento es la causa principal del quemado o si funciona en tándem con la producción de sustancias volátiles tóxicas por el fruto del hongo.



**Figura 5.** Carrasca trufera con quemado en la base.

Se ha demostrado que la expansión del quemado provoca cambios notorios en el sistema radicular del huésped, con la localización de la zona de competición más agresiva en la periferia del quemado (Sourzat, 2010). Además del efecto alelopático a causa de las sustancias químicas inhibidoras de la germinación y el crecimiento, también el hecho de una potente micorrización otorga al árbol una eficiencia superior en la competencia por el agua (Reyna y De Miguel, 2012).



Los quemados comienzan a producirse normalmente entre el 4<sup>o</sup> y el 10<sup>o</sup> año de la plantación del árbol micorrizado, comenzando alrededor de la planta para luego ir separándose según va avanzando la zona de raíces finas. Este, evita la competencia de otros vegetales hacia el árbol simbiote del que vive (Reyna y De Miguel, 2012).

En base a distintos estudios, tras realizar estudios cromatográficos del aroma desprendido del propio carpóforo del hongo, se identifican varios componentes principales en el mismo. Los principales; Diacetilo, Dimetildisulfuro, Dimetilsulfuro, Butirato de etilo y Alcohol isoamílico entre otros (Culleré *et al.* 2010, 2012 y 2013), aunque existen algunos más estudiados por Durdevic *et al.* (2016) como son el Hexanol, Octenol, Octanona, Alcohol fenílico y Propanol.

Un estudio realizado por Angelini *et al.* (2014) pretendió probar la contribución de la actividad alelopática de la trufa basándose en el estudio de los ácidos grasos libres, en inglés (FFA) de los cuerpos fructíferos de *T. melanosporum*.

Los compuestos fitotóxicos identificados en dicho informe fueron los ácidos Linoleico, Oleico y Palmítico, los cuales podrían ofrecer una posible explicación de la agresividad de *T. melanosporum* y de fuertes efectos citotóxicos manifestados en el quemado (Angelini *et al.* 2014).

Algunos ensayos de germinación de semillas, en los cuales se introdujo extractos de trufa con diferentes concentraciones muestran que se reduce la capacidad de germinación y la longitud de la raíz de las semillas cuanto mayor es la concentración de trufa en el extracto (Durdevic *et al.*, 2016).

Otro estudio realizado por Salam y Kato-Noguchi (2010) dieron a conocer que los extractos de plantas alelopáticas tuvieron un mayor efecto inhibitorio sobre el crecimiento de las raíces que sobre el crecimiento de coleoptilo porque la raíz es el primer órgano que absorbe los aleloquímicos del medio ambiente. Además, se observó que la permeabilidad de los aleloquímicos en el tejido de las raíces era mayor que la del tejido coleoptilo (Nishida *et al.*, 2005).

Otro estudio realizado por la Sociedad Botánica Italiana ofrece la posibilidad de utilizar los extractos de trufa como fuente de aleloquímicos, los cuales servirían para el control de malas hierbas, usando desechos de trufa que ya no tuvieran valor para realizar extractos (Angelini *et al.* 2015).

## **Flora y vegetación asociada a los quemados**

Un estudio realizado en la zona mediterránea de Valencia, por Pérez-Badia *et al.* (1999), afirma obtener valores medios de cobertura vegetal en torno al 15%, siendo menor la cobertura dentro del propio quemado que fuera de él. Otro estudio realizado en una zona cercana, por Aparici (En: Reyna, 2012) corrobora los resultados obtenidos por Pérez-Badia *et al.* obteniendo unos resultados de cobertura vegetal dentro de los quemados bastante menores en cuanto a los que están fuera de los mismos, con un 99% de ocurrencia.

Según Plattner y Hall, (1995), cuando los brotes de la flora arvense están creciendo en primavera y verano, *Tuber melanosporum* se comporta como un pequeño patógeno que produce relativamente poco daño a las raíces de malas hierbas. Sin embargo, cuando el hongo es muy activo, el balance de la producción de raíces de malas hierbas desciende ya que se ve severamente alterado causando la muerte de la planta

Olivier *et al.*, (2002) aseguran que las primeras plantas que desaparecen de la zona del quemado son las especies dicotiledóneas. Después las gramíneas colonizadoras de terrenos baldíos. Finalmente, sólo quedan en el quemado las plantas favorecedoras o inhibidoras de zonas potenciales de producción trufera.

Las especies con mayor frecuencia de aparición en los distintos quemados son en la cuenca mediterránea, *Sedum sediforme*, los caméfitos *Helianthemum marifolium* y *Thymus vulgaris* y las gramíneas vivaces *Avenula bromoides* y *Koeleria vallesiana*. Entre los terófitos o herbáceas anuales destaca la presencia de *Arenaria leptoclados* y *Desmazeria rigida* (García Barreda *et al.*, 2012).

Otro estudio realizado en la comunidad de Navarra, revelada datos de las especies con mayor abundancia presentes en las parcelas estudiadas en dicho estudio, siendo *Convolvulus arvensis*, *Desmazeria rigida*, *Andryala integrifolia*, *Astragalus monspessulanun*, *Senecio vulgaris*, *Vulpia myuros*, *Calendula arvensis*, *Sedum sediforme*, *Erodium cicutarium*, *Geranium colombinum*, *Muscari neglectum*, *Avena barbata* y *Anagallis arvensis*, entre otras. Se trata de especies comunes, lo que refleja que se requiere un estudio más exhaustivo para poder concluir sobre cuáles son las especies más características de los quemados de las truferas (González Armada *et al.*, 2005).

De todas las especies que aparecen en las 2 parcelas estudiadas, solo hay 2 (*D. rigida* y *S. sediforme*) que se encuentran entre las especies halladas con mayor frecuencia. Son además las únicas especies determinadas que se han encontrado más





veces. Son las dos únicas especies determinadas que se encuentran en la lista de las 25 especies más citadas por otros autores. Estos datos parecen indicar que se trata de especies muy características de los quemados (González Armada *et al.*, 2005).

Los resultados de este estudio realizado en Navarra muestran que las plantas que crecen en el interior del quemado se ven influenciadas por las sustancias inhibitoras producidas por el micelio del hongo. El micelio actúa como un potente agente perturbador que explica tanto la flora vascular del quemado como sus características (González Armada *et al.*, 2005).



## 2. Objetivos

El objetivo principal de este estudio es comprobar el efecto producido por los compuestos volátiles emitidos por los carpóforos (trufas) de *T. melanosporum* en la germinación y crecimiento de las formas reproductivas de 7 especies arvense. *Convolvulus arvensis* y *Galium aparine* que se multiplican por semillas y *Oxalis latifolia*, que se multiplica por bulbos; del grupo de las monocotiledóneas, de la familia de las Gramíneas (Poaceae), *Bromus tectorum* y *Lolium rigidum*, y *Desmazeria rigida* como una especie que aparece habitualmente en los quemados. Y *Cyperus rotundus*, que se multiplica por tubérculos.

## 3. Material y métodos

### 3.1 Metodología

Se comienza con una revisión bibliográfica para adentrarnos en el tema, buscando en bases de datos como Scopus, Web of Science, ScienceDirect, etc. para ello se usan herramientas como RefWorks que ayudan a gestionar la bibliografía de estas bases de datos. Además, se revisan los títulos de revistas científicas de referencia publicados hasta la fecha.

Se plantea una investigación de tipo experimental, que consta de:

- Diseño experimental:

La elección de las especies de flora ha sido determinada por varios factores, entre ellos, la presencia de la especie en truferos de forma natural o plantaciones truferas, o si la especie puede encontrarse en espacios donde existe posibilidad de haber un trufero. Proponiéndose del grupo de las Dicotiledóneas, las especies *Convolvulus arvensis* y *Galium aparine* que se multiplican por semillas y *Oxalis latifolia*, que se multiplica por bulbos; del grupo de las monocotiledóneas, familia de las Gramíneas (Poaceae), *Bromus tectorum* y *Lolium rigidum*, y una especie que aparece en los quemados como la *Desmazeria rigida*.

Y por último, una especie de la familia de las Ciperáceas, que se multiplica por tubérculos como *Cyperus rotundus*, la cual es de interés especial, debido a que se pretende conocer si lleva a cabo su propio proceso de alelopatía respecto a demás especies vegetales, ya que existe un plantación de trufa en el Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón (CITA) en la cual se da un alto porcentaje de micorrización en las raíces de los árboles hospedadores de *Tuber melanosporum*, pero no llegan a producir trufa, quizás por la existencia de *Cyperus rotundus*, por lo que se piensa que este puede afectar a la producción de esta plantación.

#### Descripción del ensayo

El ensayo consta de los siguientes elementos:

Recipientes herméticos con capacidad de 1,4 litros

Agua destilada: 0,2 litros

Cantidad de trufa: 0 gramos, 1 gramo, 2 gramos y 4 gramos.

Material vegetal: Número variable de semillas o bulbos, entre 10 y 25 unidades.

El recipiente (Fig. 6, parte izquierda) cuenta con unas dimensiones de 13 cm de alto por 10,5 cm de ancho en la base y 12,5 cm de diámetro en la zona de la tapa. A la vez, se introduce un bote (Fig. 6, parte derecha) de una capacidad de 0.06 litros, el cual tiene una altura de 6,5 cm y una base de 3,5 cm donde se incorpora sobre él un algodón de 5,5 cm de diámetro, en el cual se agrega la cantidad de trufa deseada para cada experimento.



**Figura 6.** Detalle de recipiente de plástico para el ensayo, y bote para incorporar el algodón sobre él.

Sobre este, se incorpora un vaso vacío (Fig.7, parte derecha) recortado a modo de trípode que cuenta con una altura de 9,5 cm, 4,5 cm de diámetro en la base y 6 cm de diámetro en el otro extremo, el cual se introduce volteado dentro del recipiente del experimento, en el, se realiza un agujero en la base sobre el que se coloca otro algodón en el que se incorporarán las semillas, bulbos y tubérculos.

Se repite lo mismo pero con otro vaso de mayor envergadura (Fig. 7, parte izquierda), con una altura de 11 cm, 5 cm de diámetro en la base y 7,5 cm de diámetro en el otro extremo y una capacidad de 0,37 litros, colocado de la misma forma que el anterior y sobre el que se ubicará otro algodón con el mismo número de semillas que el anterior. De ambos algodones colgará una tira de unas dimensiones de 26 cm de papel absorbente el cual sirve de aporte hídrico.



**Figura 7.** Detalle de vasos recortados a modo de trípode.

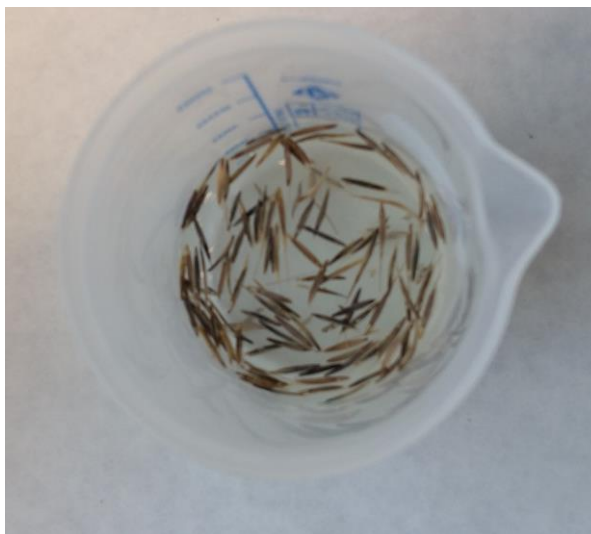
El siguiente proceso limpiar la trufa, la cual se limpia cuidadosamente cepillándola suavemente bajo un chorro de agua, una vez limpia, se sumerge durante 5 minutos en alcohol de uso alimentario de 96° con la finalidad de desinfectarla superficialmente, a continuación, se seca y se almacena en el frigorífico durante un periodo corto de tiempo para mantenerla en un estado óptimo, hasta que se haga uso de ella introduciéndola en el ensayo (Fig. 8).



**Figura 8.** Envase y soporte para la trufa.

En cuanto a las semillas, también se realiza un tratamiento de desinfección superficial, el cual consiste en lavarlas en agua con legía diluida al 3% durante 10

minutos, así evitaremos la proliferación de hongos no deseados en el experimento. Después se lavan durante unos minutos con agua (Fig. 9).



**Figura 9.** Semillas de *L. rigidum* desinfectándose.

Una vez que ya está el experimento preparado se introduce la cantidad deseada de trufa, las semillas y el agua, y se cierra el envase. Cada bote constituye una unidad experimental, planeando un ensayo en bloques al azar con 2 repeticiones y 4 tratamientos, que incluye un testigo sin aporte de trufa y tres dosis crecientes de aporte de trufa al bote. En la Figura 10 se observa cómo se encuentra el experimento en el momento de cerrarlo, donde se ven las dos repeticiones y la tira de papel que absorbe agua del recipiente.



**Figura 10.** Ensayo de *L. rigidum* en muestra testigo.

El número de semillas, bulbos o tubérculos incluidos en cada algodón depende de su tamaño siendo la repetición con menor número la de *C. arvensis* con 7 semillas, a continuación, *C. rotundus*, la cual cuenta con 11 tubérculos, *O. latifolia* contiene 15 bulbos, *B. tectorum* cuenta con 20 semillas, *G. aparine*, *L. rigidum* y *D. rigida* poseen 25 semillas, las cuales son las que cuentan con una mayor cantidad de semillas.

Una vez preparados los botes se introducen en la estufa de laboratorio la cual está a una temperatura de 20° (Fig. 11), basándose en las normas ISTA (Reglas Internacionales para Ensayos de Semillas, International Rules for Seed Testing, 2017), en ella se incluyen las especies *C. arvensis*, *G. aparine*, *B. tectorum*, *L. rigidum* y *D. rigida*. En otra estufa a 30° de temperatura se incluyen las especies que necesitan más calor para germinar, como *O. latifolia* y *C. rotundus*.



**Figura 11.** Estufa de laboratorio con botes experimentales (Aibar, J., 2017).

- Toma de datos:

Una vez realizados los procesos anteriores, los botes se cierran herméticamente, buscando una estanqueidad idónea, donde los volátiles liberados por la trufa se acumulen.

Se tomaron datos 3 veces en total, cada una de ellas cada 8 días, abriendo y cerrando el bote cada vez. Se observaba la posible germinación de las semillas y en caso

afirmativo, se mide el crecimiento vegetativo de la semilla, tanto raíz como coleoptilo, y su peso.

Se realizan tres comprobaciones en total, y cada una de ellas de los siguientes parámetros:

1. Número de semillas germinadas
2. Longitud de los brotes, tanto raíz como coleoptilo
3. Peso seco de los brotes

- Tratamiento estadístico de los resultados obtenidos:

Para el análisis estadístico de los datos obtenidos se ha empleado el programa SPSS versión 15.0., con el que se ha analizado los siguientes parámetros para cada una de las especies y cada uno de los pesos de trufa empleados:

- Porcentaje de germinación
- Longitud del coleoptilo y/o raíz

El análisis de los resultados se lleva a cabo mediante varios estudios, el primero que se realiza es la Prueba de Kolmogorov-Smirnov, para conocer si sigue o no una distribución normal, si el resultado de esta prueba es superior a 0.05, la distribución es considerada normal.

Una vez que obtenemos que la distribución es normal, se realiza el análisis de la varianza (ANOVA), que genera un análisis de varianza para una variable dependiente, en nuestro caso los parámetros a estudiar, si el resultado es inferior a 0.05 las medias son distintas, y si el resultado es mayor que 0.05, indica que las medias pueden ser iguales.

A continuación, siempre que se haya obtenido un ANOVA significativo, se lleva a cabo el análisis del Test de Duncan de comparación de medias. La prueba Duncan que es un test de comparaciones múltiples, el cual permite comparar las medias de los niveles de un factor después de haber rechazado las Hipótesis nula de igualdad de medias mediante el ANOVA (Guisande *et al*, 2011).

En caso de que el resultado de la prueba previa de Kolmogorov-Smirnov sea inferior a 0.05, la distribución se considera no normal, por lo que se debe realizar otra prueba, la Prueba de Kruskal-Wallis, la cual verificará que los resultados obtenidos del análisis de la varianza (ANOVA) son correctos en el caso de que estos den resultados similares, entendiéndose que los dos serán mayor o menor que 0.05 en cada caso.



Estos resultados obtenidos de los dos test anteriores se recogerán en tablas, las cuales servirán para interpretar los resultados de manera más intuitiva.

### **3.2 Descripción de las especies arvenses elegidas para el trabajo**

#### ***Convolvulus arvensis* L. (Fig. 12)**



**Figura 12.** *Convolvulus arvensis* en flor (Laboratorio Malherbología. CITA, 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Solanales

Familia: Convolvulaceae

Género: *Convolvulus*

Especie: *C. arvensis* L.

Nombre vulgar: Correhuela, Corretilla, Corrigüela y Corrioles.

1. Hábitat: Forma parte de herbazales nitrófilos instalados en cuevas y bordes de caminos y carreteras, huertos, choperas, terrenos removidos, etc. También en gleras, entrada de cuevas o ramblas.
2. Preferencia edáfica: Indiferente, sin desdeñar suelos ricos en yesos o sales.
3. Rango altitudinal: 75 - 1800 msnm
4. Floración: Abril - Octubre
5. Forma Biológica: Geófito rizomatoso, Hemicriptófito trepador
6. Distribución: Subcosmopolita, se encuentra distribuida por toda Europa, excepto el extremo N, y Península Ibérica. En Aragón por todo el territorio, aunque más escasa en el alto Pirineo.

Se caracteriza bien por sus hojas hastadas o más o menos triangulares, que tiende a formar aurículas agudas o, al menos, ángulos bien acusados en la base. Presenta largos pedúnculos de longitud igual o superior a la hoja, con brácteolas distantes de la flor y más pequeñas que los sépalos. Es planta relativamente polimorfa por lo que respecta al tamaño de las hojas y color y tamaño de las flores.

7. Origen: Autóctona
8. Tamaño y tipo de poblaciones: Forma poblaciones muy nutridas.
9. Comentario: Esta planta rizomatosa y de hoja ancha es el representante más típico de la familia de las convolvuláceas. Es una planta herbácea, de entre 50 y 200 cm. de altura. Es reptante o trepadora, y en este último caso se ayuda de unos zarcillos para sostenerse sobre otras plantas a las que llega a ahogar. Las hojas son alternas y pequeñas, en forma de punta de flecha; el pecíolo es de unos 2 cm. de largo. Tiene los rizomas profundos, delgados, blanquecinos y muy ramificados. Las flores tienen forma de trompetas de color blanco o rosa pálido, con 5 rayas radiales rosadas, más oscuras. Germina en primavera y su floración se centra en el verano. (Recasens y Conesa, 2009)

### ***Galium aparine* L. (Fig. 13)**



**Figura 13.** *Galium aparine* con semillas (Lab. Malherbología. CITA, 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Gentianales

Familia: Rubiaceae

Género: *Galium*

Especie: *G. aparine* L.

Nombre vulgar: Amor de hortelano, Lapa, Pegallosa, Raspasayas y Reboleta.

1. Hábitat: Comunidades nitrófilas y ruderales, habitante de huertos y campos, majadas, cunetas y eriales, cuevas al pie de cantil, choperas, etc., generalmente sobre suelos removidos.

2. Preferencia edáfica: Indiferente

3. Rango altitudinal: 110 - 2000 msnm

4. Floración: Junio - Octubre

5. Forma Biológica: Terófito escaposo

6. Distribución: Planta plurirregional, eurosiberiana y mediterránea, que abarca prácticamente toda Europa. En la Península Ibérica se encuentra igualmente repartida. En Aragón se distribuye por todo el Sistema Ibérico, Depresión del Ebro y Pirineos, aunque es más escasa o falta en zonas de alta montaña.

7. Origen: Autóctona

8. Tamaño y tipo de poblaciones: Generalmente forma grupos densos y enmarañados que pueden alcanzar superficies considerables en bosques de ribera y huertas.

9. Comentario: Especie que se caracteriza por sus frutos densamente ganchudos, que resulta muy similar a *G. spurium* L., taxón que algunos autores consideran subordinado a *G. aparine*. (Ortega-Olivencia y Devesa, 2004). Se diferencian por ser *G. aparine* una planta más robusta, de hojas más largas y anchas, oblanceoladas, con corolas, blanquecinas, y frutos también más grandes. Además, presenta los tallos hinchados en los nudos e hirsutos por encima de ellos.

### ***Oxalis latifolia* Kunth (Fig. 14)**



**Figura 14.** *Oxalis latifolia* en flor (Aibar, J., 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Oxalidales

Familia: Oxalidaceae

Género: Oxalis

Especie: *O. latifolia* K.

Nombre vulgar: Aleluya, Trébol de huerta.

1. Hábitat: Cultivada y naturalizada en núcleos urbanos (calles y solares), cultivos de regadíos y bordes de acequias, arroyos, huertos y campos de regadío.
2. Preferencia edáfica: Indiferente
3. Rango altitudinal: 390- 950 msnm
4. Floración: Mayo - Noviembre
5. Forma Biológica: Geófito bulboso
6. Distribución: Originaria de América del Sur, en Europa se encuentra naturalizada en el extremo W, en su parte atlántica. En la Península Ibérica se distribuye por el litoral y prelitoral atlántico, con puntos dispersos en el cuadrante NE y vega del Guadiana. En Aragón aparece muy rara en el Prepirineo (Jaca y Hecho), Depresión del Ebro (Malón y Borja) y en el Sistema Ibérico (Montón, Montalbán y El Cuervo), aunque debe estar más extendida.
7. Origen: Alóctona
8. Tamaño y tipo de población: Poblaciones bien nutridas.
9. Comentario: Se caracteriza por sus folíolos subtriangulares, con la anchura 2-3 veces superior a la longitud y con los márgenes muy poco curvados: la anchura máxima corresponde a la parte apical y los lóbulos son subagudos.

### ***Bromus tectorum* L. (Fig. 15)**



**Figura 15.** *Bromus tectorum* en viñedo (Lab. Malherbología. CITA, 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Poales

Familia: Poaceae

Género: *Bromus*

Especie: *B. tectorum* L.

Nombre vulgar. Bromo de los tejados, Arabueyes y Espiguilla colgante.

1. Hábitat: Suelos removidos, más o menos nitrificados, en situaciones secas y soleadas.
2. Preferencia edáfica: Indiferente
3. Rango altitudinal: 500 - 1600 msnm
4. Floración: Mayo - Julio (Agosto)



5. Forma Biológica: Terófito

6. Distribución: Asia, N de África; en Europa por gran parte del territorio. Falta en las zonas más atlánticas; en la Península Ibérica falta en el NW; en Aragón está repartida por todo el territorio, salvo en el fondo del Valle del Ebro y en las zonas del Pirineo con influencia atlántica.

7. Origen: Autóctona

8. Tamaño y tipo de poblaciones: Colonias bien nutridas, sobretodo en el Sistema Ibérico.

9. Comentario: Su panícula densa y colgante la diferencia de otras especies de Bromus.

### ***Lolium rigidum* Gaudin (Fig. 16)**



**Figura 16.** *Lolium rigidum* desarrollándose (Aibar, J., 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Poales

Familia: Poaceae

Género: Lolium

Especie: *L. rigidum* Gaudin

Nombre vulgar: Luello, Duello, Margall, Margallo y Vallico.

1. Hábitat: Campos de cultivo de secano y lugares incultos removidos; cunetas, ramblas y terrazas fluviales
2. Preferencia edáfica: Indiferente
3. Rango altitudinal: 60 - 1200 msnm
4. Floración: Mayo - Julio
5. Forma Biológica: Terófito
6. Distribución: Extendida por las tierras mediterráneas y submediterráneas; está ampliamente repartida por la Península Ibérica, menos en las regiones atlánticas y las de alta montaña; en Aragón se encuentra concentrada en las zonas semi-áridas, y se enrarece en el Pirineo
7. Origen: Autóctona
8. Tamaño y tipo de población: Forma grupos espesos
9. Comentario: Se caracteriza por la elevada tasa de reproducción y de germinación, que compensa la baja persistencia que tiene en el suelo. Grandes infestaciones durante el desarrollo de los cultivos, junto con una baja densidad de siembra, pueden llegar a generar pérdidas de hasta un 80.

### ***Desmazeria rigida* L. (Fig. 17)**



**Figura 17.** *Desmazeria rigida* en fase adulto (Lab. Malherbología. CITA, 2017).



Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Cyperales

Familia: Poaceae

Género: *Desmazeria*

Especie: *D. rigida* L.

Nombre común: Grama apretada

1. Hábitat: Especie algo ruderal, de sitios alterados no muy húmedos o incluso secos y soleados.
2. Preferencia edáfica: Indiferente
3. Rango altitudinal: 90 - 1330 msnm
4. Floración: Marzo – Junio, incluso en Julio.
5. Forma Biológica: Terófito
6. Distribución: Distribuida por gran parte de Europa, concentrándose en el S y en el W; en la Península Ibérica está ampliamente repartida por casi todo el territorio; en Aragón por todo el territorio menos en las zonas de alta montaña.
7. Origen: Autóctona
8. Tamaño y tipo de poblaciones: Poblaciones bastante abundantes.
9. Comentario: En Aragón son también frecuentes las plantas pequeñas no ramificadas, dando lugar a confusiones con *Desmazeria marina*.

## ***Cyperus rotundus* L. (Fig. 18)**



**Figura 18.** *Cyperus rotundus* en desarrollo (Lab. Malherbología del CITA, 2017).

Taxonomía:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Poales

Familia: Cyperaceae

Género: *Cyperus*

Especie: *C. rotundus* L.

Nombres vulgares: Juncia, Castañuela, Cípero, Cebollín y Chufa púrpura.

1. Hábitat: Bordes de campos de regadío, barbechos, lugares con humedad temporal, en climas cálidos.
2. Preferencia edáfica: Indiferente
3. Rango altitudinal: 75 - 290 msnm
4. Floración: Junio - Noviembre
5. Forma Biológica: Geófito rizomatoso



6. Distribución: En Europa se distribuye principalmente por el S, en la región mediterránea. En la Península Ibérica, por las provincias costeras mediterráneas y del SW; llega a Aragón por las partes más bajas de la Depresión del Ebro, con un punto aislado en el Sistema Ibérico.

7. Origen: Autóctona

8. Tamaño y tipo de poblaciones: Poblaciones abundantes.

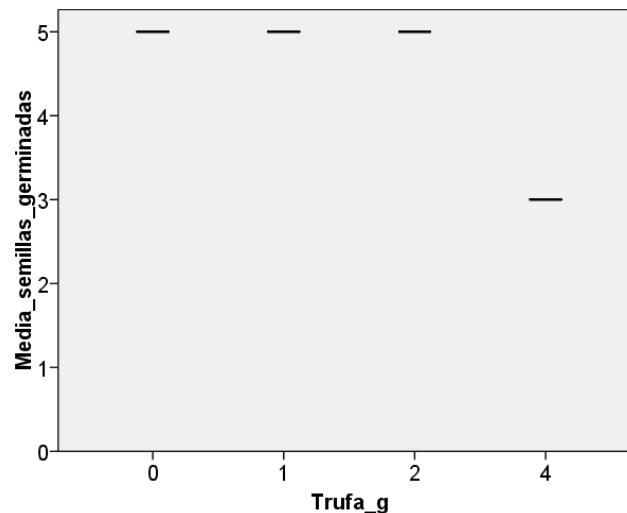
9. Comentario: Al igual que *C. esculentus* tiene rizomas filiformes con tubérculos ovoides o globulosos, pero las espiguillas de color marrón rojizo y en fascículos umbeliformes cortos.

La información de todas las especies es proveniente del Atlas de la flora de Aragón (IPE) (2005).

## 4. Resultados y Discusión

### 4.1 Efecto sobre la germinación de semillas, tubérculos y bulbos

#### *Convolvulus arvensis* L.



**Figura 19.** Diagrama de caja de semillas germinadas de *C. arvensis* para diferentes concentraciones de trufa.

La incorporación de la especie arvense, *C. arvensis* en el estudio fue debido a la aparición de la misma en los estudios de caracterización de la flora en truferas de la zona de Navarra (González Armada *et al.*, 2005), además, de haber sido observada en otras zonas como es el caso de Aragón, en particular de la provincia de Huesca, en la cual aparece de forma espontánea y con cierta frecuencia.

Debido a la escasez de semillas de esta especie, únicamente se disponía de 7 semillas, no fue posible realizar un análisis estadístico comparativo, pero fue incluida a modo de observación por su importancia debido a su aparición en truferas anteriormente nombrada.

Se observa en la gráfica, (Figura 19), que cuando existe mayor cantidad de trufa el número de semillas germinadas desciende en torno a un 30%, y en los demás ensayos que incluyen 0, 1 y 2 gramos de trufa los resultados presentan cierta similitud, dando mayor cantidad de semillas germinadas.

**Galium aparine L.**

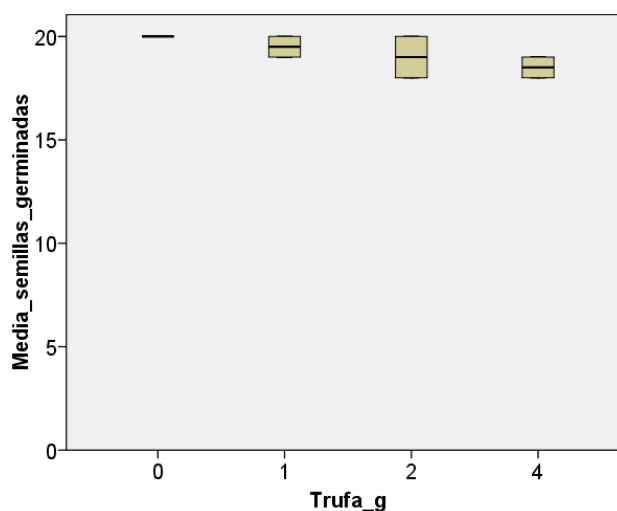
	gl	F	Sig.
Porcentaje germinación	3	7,125	0,008

**Tabla 1.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *G. aparine*.

El resultado ANOVA (Tabla 1), del porcentaje de germinación, siendo 25 semillas por cada repetición, muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	2	20,00a
2	2	21,50ab
1	2	22,50b
0	2	24,50b

**Tabla 2.** Test de Duncan de separación de medias de *G. aparine* a distintas concentraciones de trufa.



**Figura 20.** Diagrama de caja de semillas germinadas de *G. aparine* para diferentes concentraciones de trufa.

Por otra parte, observando la tabla 2 y la gráfica anterior, (Figura 20), se puede observar que los datos de las medias son bastantes similares, dándose un alto grado de germinación, habiendo ligeras diferencias entre la concentración de 0 gramos y la de 4 gramos, en torno a un 10% menos para esta última. Como resultado se obtiene diferentes

subgrupos, donde aparece, un subgrupo para la concentración de 4 gramos, otro subgrupo para la de 1 y 2 gramos, y un último subgrupo para la de 0 gramos. La germinación de semillas de *Galium aparine* (Fig. 21) se ve afectada por la presencia de trufa en su dosis más alta de este estudio.



**Figura 21.** Germinación semillas de *G. aparine* en muestra testigo.

### **Oxalis latifolia Kunth**

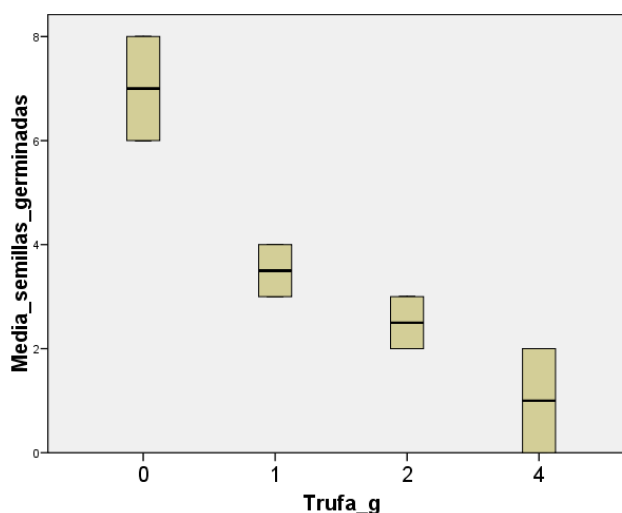
	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
<i>Porcentaje germinación</i>	3	17,333	0,009

**Tabla 3.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *O. latifolia*.

El resultado ANOVA (Tabla 3), del porcentaje de germinación, siendo 15 semillas por cada repetición, muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05	
4	2	1,00a	
2	2	2,50ab	2,50ab
1	2	3,50b	
0	2	7,00c	

**Tabla 4.** Test de Duncan de separación de medias de germinación de *O. latifolia* a distintas concentraciones de trufa.



**Figura 22.** Diagrama de caja de bulbos germinados de *O. latifolia* para diferentes concentraciones de trufa.

La germinación de los bulbos de *O. latifolia* (Fig. 22 y 23) ha sido relativamente baja, dándose una mayor germinación para la concentración de trufa de 0 gramos, y de forma decreciente hasta los 4 gramos, donde se da la menor germinación de bulbos. Observando el test de Duncan, (Tabla 4), aparecen 4 subgrupos, donde las mayores diferencias se dan entre los 0 y los 4 gramos. El primer subconjunto es para la concentración de 4 gramos, el segundo, para la de 2 gramos, para la de 1 gramo, aparece otro subconjunto, y el último para la de 0 gramos.



Figura 23. Seguimiento de bulbos de *O. latifolia* del ensayo de 4 g de trufa.

**Bromus tectorum L.**

	gl	F	Sig.
Porcentaje germinación	3	1,111	0,443

Tabla 5. Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *B. tectorum*.

El resultado ANOVA (Tabla 5), del porcentaje de germinación, siendo 20 semillas por cada repetición, muestra una significación mayor a 0.05, lo cual indica que se puede aceptar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden ser iguales.

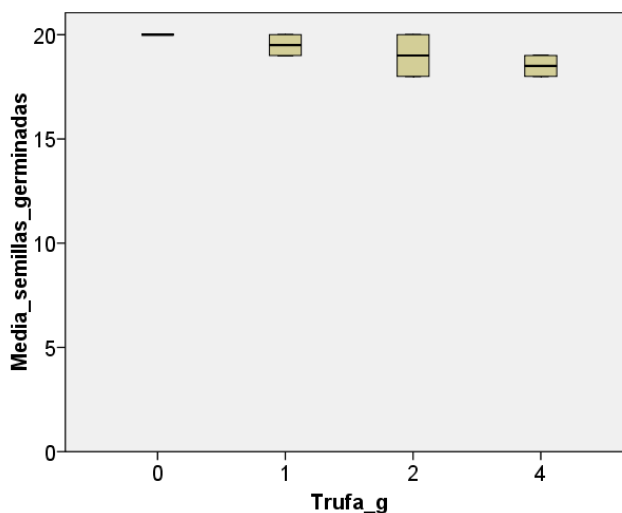


Figura 24. Diagrama de caja de semillas germinadas de *B. tectorum* para diferentes concentraciones de trufa.



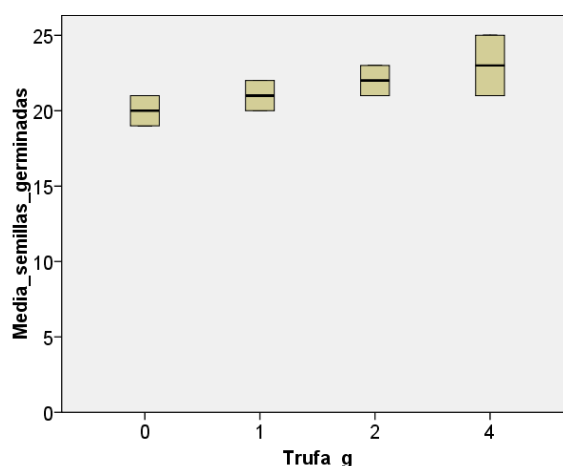
Como se observa en la gráfica, (Figura 24), los datos obtenidos han sido muy similares, dándose una gran cantidad de germinación de estas semillas, aunque con una leve tendencia decreciente del número de semillas germinadas a medida que asciende la cantidad de trufa en el experimento. Debido a esta similitud de resultados, ya que solo ha resultado un subconjunto de datos, no se puede decir que la introducción de trufa afecte a la germinación de semillas de esta especie.

**Lolium rigidum Gaudin**

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
Porcentaje germinación	3	1,667	0,310

**Tabla 6.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *L. rigidum*.

El resultado ANOVA (Tabla 6), del porcentaje de germinación, siendo 25 semillas por cada repetición, muestra una significación mayor a 0.05, lo cual indica que se puede aceptar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden ser iguales.



**Figura 25.** Diagrama de caja de semillas germinadas de *L. rigidum* para diferentes concentraciones de trufa.

Los resultados arrojados para *L. rigidum* (Fig. 25) son similares estadísticamente, ya que solo existe un subconjunto, en los cuales se da un 70% de germinación.

Teniendo en cuenta los resultados del test de ANOVA (Tabla 6) se puede afirmar que, aunque existen variaciones pequeñas en los resultados, no se da una diferencia

significativa para asegurar que la trufa interfiere en la germinación de semillas de esta especie.

### **Desmazeria rigida L.**

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
Porcentaje germinación	3	82,267	0,000

**Tabla 7.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *D. rigida*.

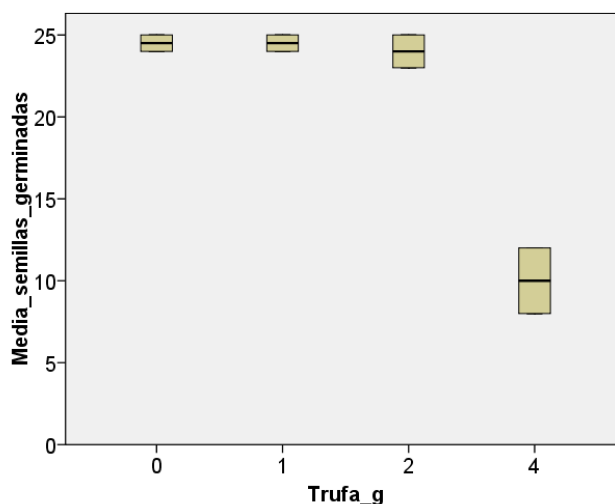
El resultado ANOVA (Tabla 7), del porcentaje de germinación, siendo 25 semillas por cada repetición, muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

<i>Muestra trufa (g)</i>	<i>N</i>	<i>Subconjunto para alfa= 0.05</i>
4	2	10,00a
2	2	24,00b
1	2	24,50b
0	2	24,50b

**Tabla 8.** Test de Duncan de separación de medias de germinación de *D. rigida* a distintas concentraciones de trufa.

*D. rigida* presenta dos subconjuntos, el primero para la muestra que cuenta con 4 gramos de trufa, y el segundo para las demás muestras, estas últimas presentan unos datos similares, siendo mayores que la muestra de 4 gramos, en la cual desciende drásticamente su germinación.

Se puede afirmar teniendo en cuenta los datos del test de ANOVA (Tabla 7) y del Test de Duncan (Tabla 8) que cuando la concentración de trufa es igual o superior a 4 gramos se aprecia una disminución de la germinación de estas semillas.



**Figura 26.** Diagrama de caja de semillas germinadas de *D. rigida* para diferentes concentraciones de trufa.



**Figura 27.** Comparación germinación semillas de *D. rigida* entre muestra testigo y 4 g de trufa.

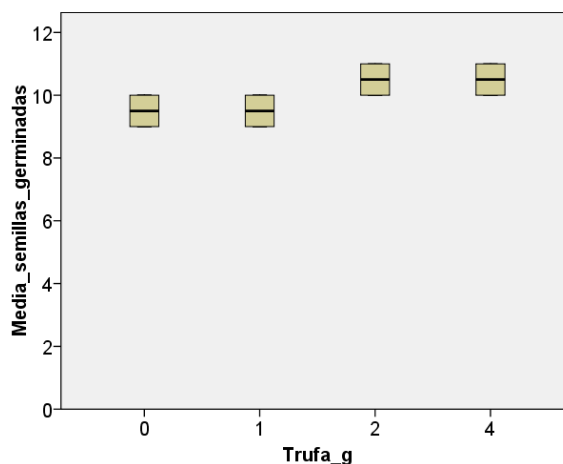
*D. rigida* posee una gran importancia en este estudio, debido a que es una de las pocas especies que es resistente a los quemados que presentan las plantas trufas, aunque como se observa en la gráfica (Fig. 26) su germinación decrece drásticamente cuando la cantidad de trufa del ensayo es de 4 gramos (Fig. 27). Esta adaptación impide que exista competencia con otras especies, aunque como se ha explicado en párrafos anteriores, esta especie decrece su germinación a la concentración mayor del ensayo, 4 gramos de trufa, por lo que se puede plantear que dicha cantidad de trufa es el límite soportable por la especie.

**Cyperus rotundus L.**

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
Porcentaje germinación	3	1,333	0,381

**Tabla 9.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la germinación de *C. rotundus*.

El resultado ANOVA (Tabla 9) del porcentaje de germinación, siendo 11 semillas por cada repetición, muestra una significación mayor a 0.05, lo cual indica que se puede aceptar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden ser iguales.



**Figura 28.** Diagrama de caja de semillas germinadas de *C. rotundus* para diferentes concentraciones de trufa.

Los resultados de germinación de *C. rotundus* (Fig. 28 y 29) han sido elevados en todas las muestras, obteniéndose un resultado en torno al 70% de éxito, por lo que siguiendo los resultados de ANOVA no se puede afirmar que haya diferencias significativas.



**Figura 29.** Tubérculos de *C. rotundus* germinados en muestra testigo.

## 4.2 Efecto sobre la longitud y peso seco del coleoptilo y de la raíz

### *Convolvulus arvensis* L.

<i>Convolvulus arvensis</i>	Testigo	1g Trufa	2g Trufa	4g Trufa
Coleoptilo (g)	0,0053	0,0061	0,0064	0,0067

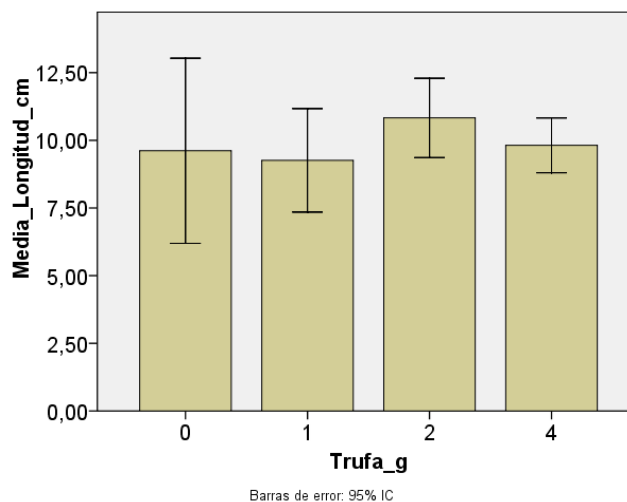
**Tabla 10.** Peso seco medio (g) del Coleoptilo de *C. arvensis*.

Los coleoptilos de *C. arvensis* fueron pesados (Tabla 10) en conjunto para cada muestra debido a su bajo peso, por lo que el valor que aparece en la tabla anterior es la media de todos. Los valores son muy similares entre las distintas muestras, siendo la de mayor peso la de 4 gramos, seguida de la 2 y 1 gramos, quedándose con un peso menor la muestra testigo que no poseía trufa.

	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	0,585	0,631

**Tabla 11.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de *C. arvensis*.

El resultado ANOVA (Tabla 11) de la longitud del coleoptilo muestra una significación mayor a 0.05, lo cual indica que se puede aceptar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden ser iguales.



**Figura 30.** Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de *C. arvensis* para diferentes concentraciones de trufa.

En la gráfica, (Figura 30), se observan resultados variados, los cuales no siguen ningún patrón, aunque están todos dentro de los valores medios.

### **Galium aparine L.**

<i>Galium aparine</i>	Testigo	1 g Trufa	2 g Trufa	4 g Trufa
Raíz (g)	0,0005	0,0004	0,0003	0,0002

**Tabla 12.** Peso seco medio (g) de la raíz de *G. aparine*.

El peso (Tabla 12), de las raíces se va reduciendo desde la muestra testigo hasta la de 4 gramos, la cual cuenta con el menor peso de todas, por lo que parece que la trufa tiene un efecto negativo sobre el crecimiento y engrosamiento de las raíces.

	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	14,410	0,000

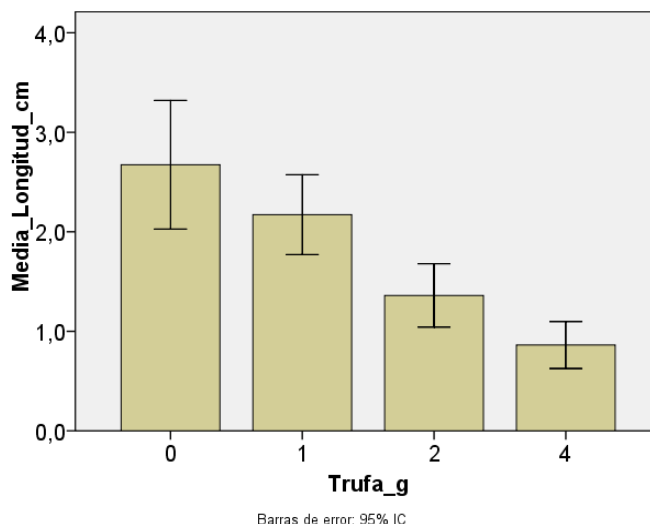
**Tabla 13.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de *G. aparine*.

El resultado ANOVA (Tabla 13), de la longitud de la raíz muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	50	0,862a
2	50	1,360a
1	50	2,172b
0	50	2,674b

**Tabla 14.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de *G. aparine* a distintas concentraciones de trufa.

En cuanto al Test de Duncan (Tabla 14), arroja unos resultados con dos subconjuntos, en los cuales la muestra de 4 y 2 gramos pertenecen al mismo subconjunto y la muestra de 1 y 0 gramos pertenecerían al otro subconjunto.



**Figura 31.** Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de *G. aparine* para diferentes concentraciones de trufa.

De forma más representativa, en la gráfica (Figura 31), se observa la tendencia decreciente del tamaño del coleoptilo en función de los gramos de trufa, la cual se ve más afectada cuando se incluyen 4 gramos de trufa. Se puede certificar que la introducción de trufa en el experimento afecta al crecimiento de *G. aparine*.

### ***Oxalis latifolia* Kunth**

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
<i>Longitud (cm)</i>	3	0,826	0,003

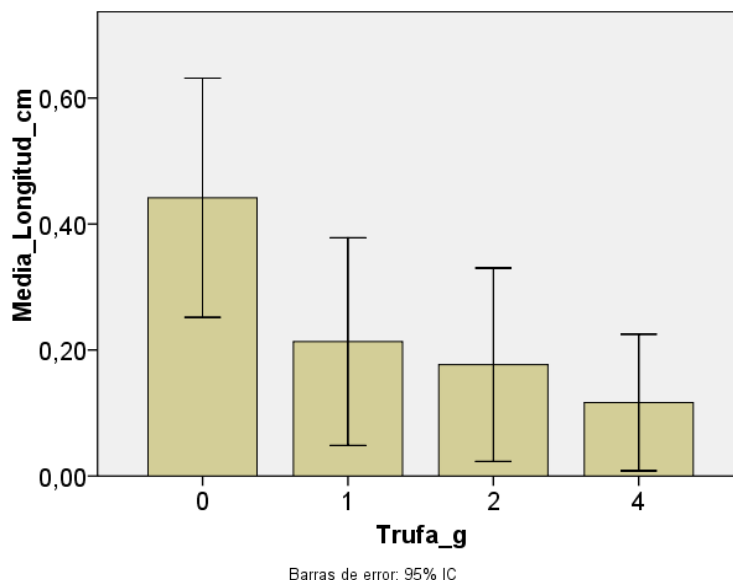
**Tabla 15.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de *O. latifolia*.

El resultado ANOVA (Tabla 15), de la longitud de las raíces muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	30	0,1400a
2	30	0,2100ab
1	30	0,2900ab
0	30	0,5217c

**Tabla 16.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de las raíces de *O. latifolia* a distintas concentraciones de trufa.

El test de Duncan (Tabla 16) muestra tres subconjuntos, al primer subconjunto pertenece la muestra de 4 gramos, el siguiente, se encuentran las muestras de 1 y 2 gramos, y por último, otro subconjunto al cual pertenece la muestra de 0 gramos.



**Figura 32.** Diagrama de barras de la longitud de las raíces de *O. latifolia* para diferentes concentraciones de trufa.

En la siguiente gráfica (Figura 32) se observa de manera más intuitiva los tres subconjuntos, siendo la muestra con 0 gramos la que presente la mayor longitud de la raíz, siguiendo de manera descendente hasta la muestra de 4 gramos. Se puede confirmar que la incorporación de trufa afecta al crecimiento de *O. latifolia*.



**Bromus tectorum L.**

<i>Bromus tectorum</i>	Testigo	1 g Trufa	2 g Trufa	4 g Trufa
Coleoptilo (g)	0,0011	0,0014	0,0014	0,0011
Raíz (g)	0,0004	0,0005	0,0003	0,0002

**Tabla 17.** Peso seco medio (g) del Coleoptilo y de la raíz de *B. tectorum*.

El peso de la raíz y del coleoptilo (Tabla 17), posee grandes diferencias, ya que el coleoptilo cuenta con una mayor envergadura y peso. El peso del coleoptilo no sigue una línea de tendencia, pero el menor peso de coleoptilo se da en la muestra de 4 gramos. El peso de la raíz tampoco sigue una clara línea de tendencia, pero al igual que para el peso de coleoptilo, se observa que la muestra de menor peso es la de 4 gramos.

**Bromus tectorum****Raíz**

El resultado ANOVA (Tabla 18), de la longitud de la raíz muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

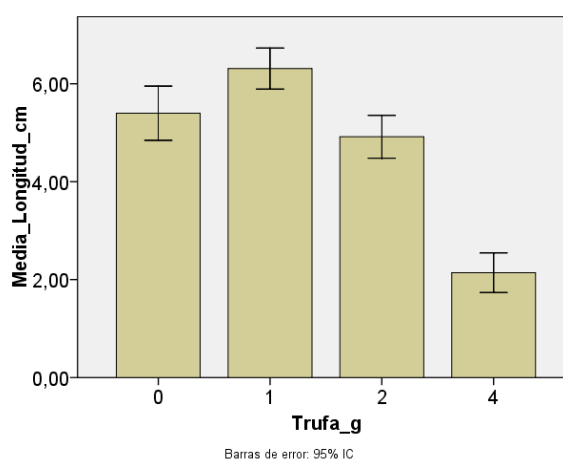
	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	52,451	0,000

**Tabla 18.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de *B. tectorum*.

Del test de Duncan (Tabla 19), se obtienen tres subgrupos, el primero para la muestra de 4 gramos de trufa, la cual es la de menor longitud, el siguiente subconjunto, combina la muestra de 2 y 0 gramos, y por último, el otro subconjunto, en el cual está la muestra de 1 gramo.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	40	2,1405a
2	40	4,917b
0	40	5,583b
1	40	6,5925c

**Tabla 19.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de *B. tectorum* a distintas concentraciones de trufa.



**Figura 33.** Diagrama de barras de la longitud de la raíz de *B. tectorum* para diferentes concentraciones de trufa.

En vistas de la gráfica anterior (Figura 33), se observa como las mayores medidas de longitud se encuentran en la muestra de 1 y 0 gramos, seguidas de la de 2 y 4 gramos, la cual, esta última es la de menor longitud. Se puede confirmar que la incorporación de trufa afecta al crecimiento de la raíz de *B. tectorum*.

*Bromus tectorum*

Coleoptilo

	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	36,330	0,000

**Tabla 20.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de *B. tectorum*.

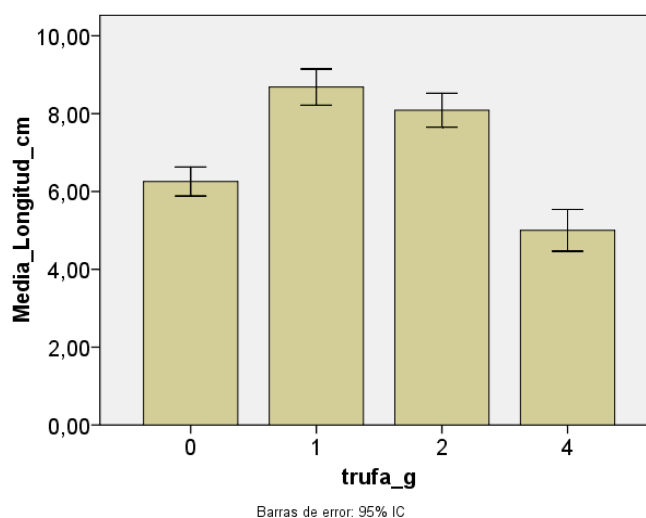
El resultado ANOVA (Tabla 20), de la longitud del coleoptilo muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	40	5,520a
0	40	6,256b
2	40	8,0870c
1	40	8,6825c

**Tabla 21.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de *B. tectorum* a distintas concentraciones de trufa.

Los resultados del Test de Duncan (Tabla 21) de separación de medias muestran 3 subconjuntos, el primero para la muestra de 4 gramos, el siguiente para la muestra de 0 gramos y el último para la muestra de 1 y 2 gramos.

En vista de la figura 34, la muestra testigo los valores son medios, los cuales se incrementan hasta la muestra de 1 gramo, donde se van reduciendo hasta la muestra de 4 gramos, la cual es la de menor cantidad. En vista de los datos podría decirse que bajas concentraciones de trufa hacen que se desarrollen más los coleoptilos de *Bromus tectorum*, aunque si esta concentración es igual o superior a 4 gramos hace que se vea mermado su crecimiento haciendo que no se desarrolle tanto.



**Figura 34.** Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de *B. tectorum* para diferentes concentraciones de trufa.

**Lolium rigidum Gaudin**

<i>Lolium rigidum</i>	Testigo	1 g Trufa	2 g Trufa	4 g Trufa
Coleoptilo	0,0009	0,0009	0,0009	0,0007
Raíz	0,0003	0,0002	0,0002	0,0001

**Tabla 22.** Peso seco medio (g) del Coleoptilo y de la raíz de *L. rigidum*.

El peso del coleoptilo (Tabla 22) va en aumento desde la muestra testigo hasta la muestra de 2 gramos, descendiendo en la muestra de 4 gramos, siendo menor que la muestra testigo. La raíz sigue una línea decreciente desde la muestra testigo hasta la muestra de 4 gramos de trufa.

**Lolium rigidum****Raíz**

	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	53,467	0,000

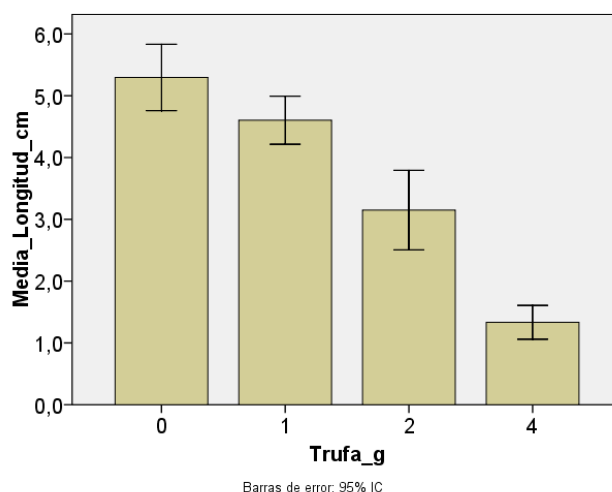
**Tabla 23.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de *L. rigidum*.

El resultado ANOVA (Tabla 23), de la germinación de la raíz muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	50	1,334a
2	50	3,150b
1	50	4,604c
0	50	5.296d

**Tabla 24.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de *L. rigidum* a distintas concentraciones de trufa.

Los resultados del test de Duncan (Tabla 24), muestran 4 subconjuntos, los cuales van en orden decreciente desde la muestra testigo hasta la muestra de 4 gramos. Por lo que se puede afirmar que la introducción de trufa en los ensayos afecta al crecimiento de la raíz de *L. rigidum* (Fig. 35).



**Figura 35.** Diagrama de barras de la longitud del raíz de *L. rigidum* para diferentes concentraciones de trufa.

*Lolium rigidum*

Coleoptilo

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
<i>Longitud (cm)</i>	3	6,647	0,000

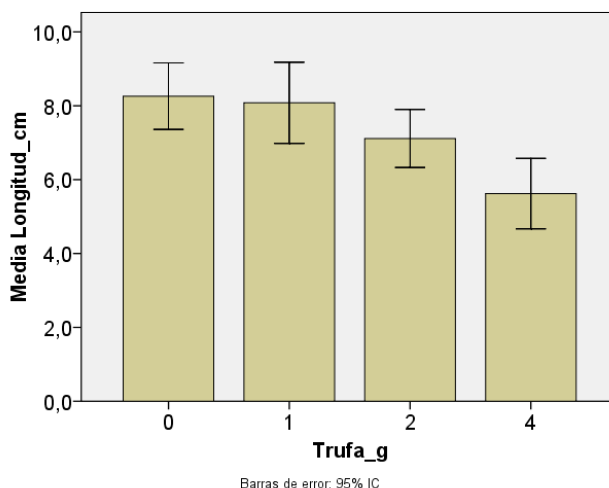
**Tabla 25.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de *L. rigidum*.

El resultado ANOVA (Tabla 25), de la germinación del coleoptilo muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	50	5,622a
2	50	7,114b
1	50	8,080b
0	50	8,260b

**Tabla 26.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de *L. rigidum* a distintas concentraciones de trufa.

El test de Duncan (Tabla 26), muestra unos resultados de dos subconjuntos, el primer subconjunto engloba la muestra de 4 gramos, y el resto de muestras van incluidas en el otro subconjunto.



**Figura 36.** Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de *L. rigidum* para diferentes concentraciones de trufa.

Como se observa visualmente en la gráfica (Figura 36), los resultados van decreciendo desde la muestra testigo hasta la de 4 gramos de trufa, por lo que se puede afirmar que la introducción de trufa en el ensayo afecta a la longitud del coleoptilo.

**Desmazeria rigida L.**

Desmazeria rigida

Raíz

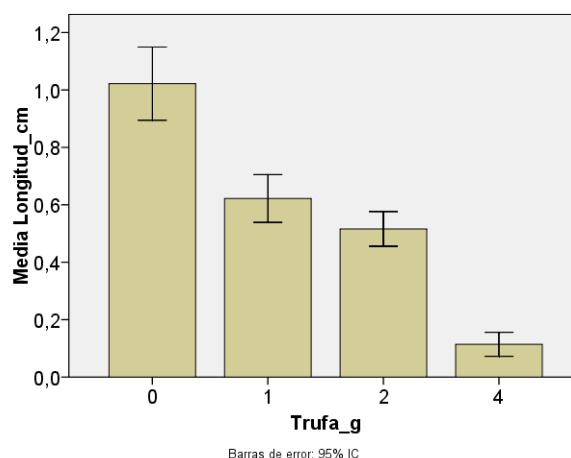
	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	78,723	0,000

**Tabla 27.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de *D. rigida*.

El resultado ANOVA (Tabla 27), de la longitud de la raíz muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
4	50	0,114a
2	50	0,516b
1	50	0,622b
0	50	1,002c

**Tabla 28.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de *D. rigida* a distintas concentraciones de trufa.



**Figura 37.** Diagrama de barras de la longitud de la raíz de *D. rigida* para diferentes concentraciones de trufa.

El test de Duncan (Tabla 28), muestra unos resultados (Fig. 37) con 3 subconjuntos, en los cuales, el primer subconjunto es la muestra de 4 gramos, seguido de otro subconjunto el cual está formado por la muestra de 1 y 2 gramos, y para finalizar, el último subconjunto en el cual está la muestra testigo.

Se puede afirmar que la introducción de trufa en los ensayos afecta a la longitud de la raíz de *D. rigida*, la cual se ve muy afectada para una muestra con 4 gramos de trufa.

*Desmazeria rigida*

Coleoptilo

ANOVA

	<i>gl</i>	<i>F</i>	<i>Sig.</i>
<i>Longitud (cm)</i>	3	32,653	0,000

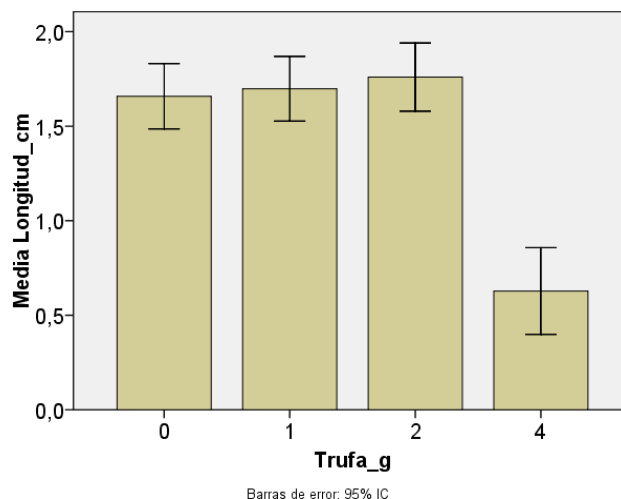
**Tabla 29.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud del coleoptilo de *D. rigida*.

El resultado ANOVA (Tabla 29), de la longitud del coleoptilo muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

<i>Muestra trufa (g)</i>	<i>N</i>	<i>Subconjunto para alfa= 0.05</i>
4	50	0,554a
2	50	1,556b
0	50	1,578b
1	50	1,614b

**Tabla 30.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud del coleoptilo de *D. rigida* a distintas concentraciones de trufa.





**Figura 38.** Diagrama de barras de la longitud del coleoptilo de *D. rigida* para diferentes concentraciones de trufa.

El test de Duncan (Tabla 30), muestra unos resultados (Fig. 38) con dos subconjuntos, un subconjunto formado por las muestras de 0, 1 y 2 gramos, y el otro para la muestra de 4 gramos, en la cual la longitud del coleoptilo se ve fuertemente reducida, por lo que se puede confirmar que la introducción de trufa en el ensayo afecta a esta especie.

### **Cyperus rotundus L.**

<i>Cyperus rotundus</i>	Testigo	1 g Trufa	2 g Trufa	4 g Trufa
Raíz	0,0086	0,0097	0,0107	0,0108

**Tabla 31.** Peso seco medio (g) de la raíz de *C. rotundus*.

El peso registrado de las raíces de *C. rotundus* (Tabla 31), se incrementa conforme los gramos de trufa aumentan, a diferencia de las demás especies, en esta, la introducción de trufa favorece el desarrollo.

ANOVA			
	gl	F	Sig.
Longitud (cm)	3	3,055	0,003

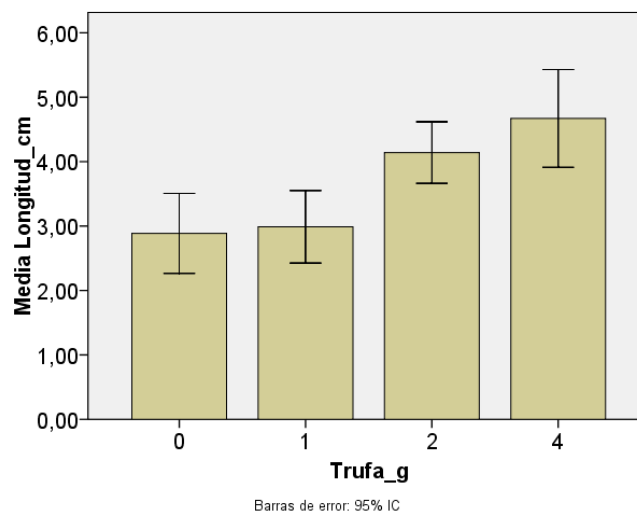
**Tabla 32.** Análisis de la varianza al 95% de confianza de la longitud de la raíz de *C. rotundus*.

El resultado ANOVA (Tabla 32), de la longitud de las raíces muestra una significación menor a 0.05, lo cual indica que se puede rechazar la hipótesis nula, por lo que las medias pueden no ser iguales.

Muestra trufa (g)	N	Subconjunto para alfa= 0.05
0	22	2,8864a
1	22	2,9886a
2	22	4,1409b
4	22	4,6409b

**Tabla 33.** Test de Duncan de separación de medias de la longitud de la raíz de *C. rotundus* a distintas concentraciones de trufa.

El test de Duncan (Tabla 33), arroja tres resultados, un primer subconjunto para la muestra de 0 y 1 gramos, y otro subconjunto para la muestra de 2 gramos y 4 gramos.



**Figura 39.** Diagrama de barras de la longitud de la raíz de *C. rotundus* para diferentes concentraciones de trufa.

En la gráfica (Figura 39), se observa de forma visual una línea de tendencia creciente hacia la muestra de 4 gramos, la cual es la que posee mayor longitud del coleoptilo. La introducción de trufa afecta a la longitud del coleoptilo haciendo que este tenga un mayor desarrollo.

Estudios cromatográficos muestran la presencia de compuestos volátiles, algunos de estos compuestos fueron identificados como alfa-pireno, beta-pineno, limoneno, capsaicina, artemisinina, canfeno, alcanfor, citronelal y farnesol. Además, se han encontrado ácidos fenólicos presentes tanto en los tubérculos como en extractos de estos, ácido ferulico, ácido cafeico, ácido hidroxibenzoico, ácido siríngico, ácido clorogenico y ácido p – cumárico (Alsaadawi y Salih, 2009).

Un estudio realizado por Alsaadawi y Salih (2009) demostró que *C. rotundus* ejerce un fuerte potencial alelopático contra varios cultivos de prueba. Los compuestos inhibidores parecieron liberarse a través de la exudación de las raíces, la volatilización y la descomposición de los residuos vegetales. Sin embargo, el grado de fitotoxicidad dependía de las especies de plantas receptoras y esto podría explicar la variación en la respuesta del crecimiento de las especies del ensayo a los efectos alelopáticos de *C. rotundus*.

Este efecto podría explicar la posible no fructificación de las carrascas truferas del Centro de Investigación y Tecnología Agroalimentaria de Aragón, C.I.T.A., ya que la aparición de *C. rotundus* en el campo y su alelopatía frente a otras especies y cultivos sería la explicación a esta falta de frutos.

## DISCUSIÓN GENERAL

A modo de resumen del apartado, se observa como los efectos de los aromas de trufa pueden afectar a algunas de las especies en la germinación de las semillas, bulbos y tubérculos, produciéndose en la mayoría de las especies una reducción del poder germinativo. Sin embargo, en *Lolium* y *Cyperus* el contacto con estas moléculas volátiles no parece afectar a su germinación.

En cuanto al efecto sobre la longitud y el peso, tanto de la raíz como del coleoptilo, el resultado es similar que sobre la germinación. La gran totalidad de las especies disminuye su crecimiento, tanto la raíz como el coleoptilo y al peso de estos últimos. Sin embargo, la especie *C. rotundus* resulta una excepción ya que aumenta la longitud y peso de sus raíces cuanto mayor es la cantidad de aromas en el ensayo.

Los resultados obtenidos siguen la misma línea que el estudio realizado por Plattner y Hall, (1995), donde se plantea el comportamiento patógeno de *T. melanosporum* sobre la flora arvense, la cual ve mermado su crecimiento, incluso llega a causar la muerte de la planta.

A la vez, los resultados de este estudio concuerdan con los de otro, en este caso “in vitro” realizado por Angelini *et al.* (2014) en el que usaron extractos metanólicos de *T. melanosporum*. En este caso se concluyó que los extractos inhibían tanto la longitud de la raíz como la del coleoptilo, además de la germinación de las semillas de especies, similares a las de este estudio. Dichas especies fueron de características y familias similares a las de este estudio; *Arabidopsis thaliana* de la familia Brassicaceae (dicotiledónea) o *Melica ciliata* de la familia Poaceae (Monocotiledónea).

También, otro estudio realizado por Benvenuti *et al.* (2017) lleva a cabo varios ensayos en los cuales se usa aceite natural extraído de especies de plantas de la familia Asteraceae, con la finalidad de usarlos para el control de malas hierbas. Este artículo científico demuestra como mediante el uso de estos aceites, con aleloquímicos naturales, puede llevarse a cabo un control de flora arvense. Los efectos producidos son tanto la inhibición de la germinación, como el crecimiento, por lo que se sugiere que la acción biológica del aceite es generalizada y no afecta de manera específica a un punto en concreto (Benvenuti *et al.* 2017).

Como ya se ha comentado en la introducción, Olivier *et. al.*, (2002) aseguran que las primeras plantas que desaparecen de la zona del quemado son las especies dicotiledóneas. Después, las gramíneas colonizadoras de terrenos baldíos. Y finalmente, sólo quedan en el quemado las plantas favorecedoras o inhibidoras de zonas potenciales de producción trufera.

En nuestro trabajo, en comparación con las usadas en el estudio anterior (Olivier *et. al.*, 2002), las tres especies de dicotiledóneas (*Convolvulus arvensis*, *Galium aparine* y *Oxalis latifolia*) ven reducida la germinación de sus semillas y bubos de forma estadísticamente significativa. Sin embargo, el grupo de las gramíneas (*Bromus tectorum* y *Lolium rigidum*) no muestra cambios tan evidentes, ya que en *B. tectorum* sí decrece su potencial de germinación levemente y, *L. rigidum* no se ve afectado de ninguna forma. Por último, la *Desmazeria rigida*, se trata de una especie muy característica de los quemados (González Armada *et al.*, 2005), la cual habita de forma usual en ellos, presenta un bajo poder germinativo por parte de sus semillas cuando las concentraciones de volátiles emitidos por las trufas son muy elevadas.

Por otra parte, *Cyperus rotundus* se comporta de manera diferente al resto. En cuanto a germinación se refiere, no se ve afectado por la existencia de trufa. Pero hablando sobre su crecimiento, cuanto mayor es la cantidad de trufa mayor es la longitud de los coleoptilos, así como, a medida que se incrementan los gramos de trufa en el ensayo, aumenta también el peso del coleoptilo de *C. rotundus*.

## 5. Conclusiones

1. El porcentaje de germinación de semillas y bulbos de las especies; *Convolvulus arvensis*, *Galium aparine*, *Desmazeria rigida* y *Oxalis latifolia* ha sido significativamente menor cuanto mayor es la cantidad de trufa utilizada.
2. Para las especies *Lolium rigidum*, *Bromus tectorum* y *Cyperus rotundus* no se ha observado ninguna variación en el poder de germinación.
3. A concentraciones altas de volátiles provenientes de la trufa, la germinación de semillas de *Desmazeria rigida* decrece, al igual que la longitud, tanto de raíz como de coleoptilo.
4. La longitud, tanto de la raíz como del coleoptilo, de las especies: *Galium aparine*, *Bromus tectorum*, *Desmazeria rigida*, *Oxalis latifolia* y *Lolium rigidum* decrece cuanta mayor cantidad de trufa utilizada en el ensayo.
5. La longitud del coleoptilo de *Convolvulus arvensis* no se ve afectado, y para la especie *Cyperus rotundus* cuanto mayor es la cantidad de trufa, mayor es la longitud de las raíces.
6. El peso de las raíces de *Lolium rigidum* y *Bromus tectorum*, y el coleoptilo de *Lolium rigidum* registraron un peso menor en la muestra de 4g de trufa respecto a la muestra testigo. A diferencia del peso del coleoptilo de *Bromus tectorum* el cual no se ve afectado.
7. El peso de la raíz *Galium aparine* decrece conforme se aumenta la cantidad de trufa en el ensayo, y el coleoptilo de *Convolvulus arvensis* crece al aumentar la masa de trufa.
8. A medida que se incrementan los gramos de trufa en el ensayo, aumenta un 25% el peso de las raíces de *Cyperus rotundus*.
9. En el caso que se pretenda proyectar una plantación trufera, se aconseja realizar previamente un estudio de la flora existente en la parcela, ya que la existencia de algunas especies, como *Cyperus rotundus* puede ocasionar problemas debido a su demostrada alelopatía.

## 6. Referencias bibliográficas

- AIBAR, J., BORJA, M., CAVERO, J., LÓPEZ, C., MONSERRAT, A., SAAVEDRA, M., TABERNER, A., TIEBAS, A. y ZARAGOZA, C. (1994). *La juncia*. Madrid: Ministerio de agricultura pesca y alimentación.
- ALLEN, M.F. (1992). *Mycorrhizal functioning. An integrative plant-fungal process*. Londres: Chapman & Hall.
- ALSAADAWI, I. S., y SALIH, N. M. (2009). Allelopathic potential of *Cyperus rotundus* L. II. Isolation and identification of phytotoxins. *Allelopathy Journal*, 24(1), 85-90.
- ANGELINI, P., TIRILLINI, B., PROPERZI, A., ROL, C., y VENANZONI, R. (2015). Identification and bioactivity of the growth inhibitors in *Tuber* spp. methanolic extracts. *Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology*, 149(6), 1000-1009.
- APARICI, A. (2002). *Estudi de la flora associada a les carrasques truferes de la comarca dels Ports (Castelló) [Proyecto Final de Carrera]*. Valencia: Universidad Politécnica de Valencia.
- BARDET, M.C. y FRESQUET, C. (1995). Production de truffes. Influence de la pluviométrie et de la temperature du sol. *CTIFL Infos*, 110, 38-42.
- BARRIUSO, J., MARTÍN, M., SOLIS, K., y SÁNCHEZ, S. (2014). *Las micorrizas en los sistemas agro-forestales: la trufa como ejemplo*. *Agroinforme*, 976, 618-623.
- BENVENUTI, S., CIONI, P.L., FALMINI, G. y PARDOSSI, A. (2017). Weeds for weeds control: Asteraceae essential oils as natural herbicides. *Weed research*, 57, 342-353.
- BONFANTE, P., FONTANA, A. y MONTACCHINI, F. (1971). Studi sull' ecologia del *Tuber melanosporum*. I. Dimostrazione di un effetto fitotossico. *Allionia*, 17, 47-54.
- CULLERÉ, L., FERREIRA, V., CHEVRET, B., VENTURINI, M. E., SÁNCHEZ-GIMENO, A. C. y BLANCO, D. (2010). Characterisation of aroma active compounds in black truffles (*Tuber melanosporum*) and summer truffles (*Tuber aestivum*) by gas chromatography-olfactometry. *Food Chemistry*, 122(1), 300-306.
- CULLERÉ, L., FERREIRA, V., VENTURINI, M. E., MARCO, P. y BLANCO, D. (2012). Evaluation of gamma and electron-beam irradiation on the aromatic profile of black truffle (*Tuber melanosporum*) and summer truffle (*Tuber aestivum*). *Innovative food science & emerging technologies*, 13, 151-157.

- CULLERÉ, L., FERREIRA, V., VENTURINI, M. E., MARCO, P. y BLANCO, D. (2013). Potential aromatic compounds as markers to differentiate between *Tuber melanosporum* and *Tuber indicum* truffles. *Food chemistry*, 141(1), 105-110.
- DURDEVIĆ, L., GAJIĆ, G., JARIĆ, S., KOSTIĆ, O., MITROVIĆ, M. y PAVLOVIĆ, P. (2016). Truffles Allelopathy. *Allelopathy Journal*, 38, 1-24.
- EINHELLIG, F.A. (1995). *Current status and future work. Allelopathy: Organisms Processes and Applications*. En S. Inderjit, K.M.M. Dakshini y F.A. Einhellig (Eds.) (pp. 1-24). Washington DC: American Chemical Society.
- FRANK, A.B. (2005). On the nutritional dependence of certain trees on root symbiosis with belowground fungi. *Mycorrhiza*, 15, 267-275.
- GARCÍA BARREDA, S., REYNA DOMENECH, S., PÉREZ BADÍA, R. y RODRÍGUEZ BARREAL, J.A. (2012). Ecología de la trufa y las áreas truferas. En S. Reyna (Ed.), *Truficultura. Fundamentos y técnicas* (pp. 154-208). Madrid: Mundi- Prensa.
- GONZÁLEZ ARMADA, B., CAVERO, R. y DE MIGUEL, A.M. (2005). *Diversidad florística en zonas truferas de Navarra*. Pamplona: Universidad de Navarra.
- GUISANDE, C., VAAMONDE, A. y BARREIRO, A. (2011). *Tratamiento de datos con R, Estadística y SPSS*. Madrid: Díaz de Santos.
- Herbario de Jaca, IPE (2005). *Atlas de la flora de Aragón Departamento de Medio Ambiente. Gobierno de Aragón*. Recuperado de <http://floragon.ipe.csic.es/> el 25/08/2017.
- International Rules for Seed Testing, ISTA. (2017). *Reglas internacionales para ensayos de semillas*. Recuperado de <https://www.seedtest.org/en/international-rules-content---1-1083.html> el 02/08/2017.
- MARTÍNEZ, A. y GRIGELMO, C. (1991). *Implantación de truferas. Núm. 12/91*. Madrid: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- NISHIDA, N., TAMOTSU, S., NAGATA, N., SAITO, C. y SAKAI, A. (2005). Allelopathic effects of volatile monoterpenoids produced by *Salvia leucophylla*: Inhibition of cell proliferation and DNA synthesis in the root apical meristem of *Brassica campestris* seedlings. *Journal of Chemical Ecology*, 31, 1187-1203.
- OLIVIER, J. M., SAVIGNAC, J.C. y SOURZAT, P. (2002). *Truffle et trufficulture*. Périgueux: FANLAC.
- ORTEGA-OLIVENCIA, A. y DEVESA, J.A. (2004). *Acta Botanica Malacitana*, 29, 241-254.

- PALAZÓN C. y BARRIUSO, J. (2012). Viveros y producción de planta micorrizada. En S. Reyna (Ed.), *Truficultura. Fundamentos y técnicas* (pp. 209-236). Madrid: Mundi-Prensa.
- PÉREZ-BADIA, R., REYNA, S., RODRÍGUEZ, J. A., DOMÍNGUEZ, J. A., GALIANA, F., SAIZ DE OMEÑACA, J. A. y ZAZO, J. (1999). *Análisis de la flora y la vegetación asociada a las encinas truferas naturales de la Comunidad Valenciana*. Actas del 5<sup>o</sup>ème Congrès International Science et Culture de la Truffe (pp. 228-232). Aix-en-Provence (Francia).
- PLATTNER, I. y HALL, I. R. (1995). Parasitism of non-host plants by the mycorrhizal fungus *Tuber melanosporum*. *Mycological research*, 99(11), 1367-1370.
- PEDROL, N. (2006). *Allelopathy: a Physiological Process with Ecological Implications*. Dordrecht: Springer.
- RAISMAN, J.S. y GONZALEZ, A.M. (2004). *Hipertextos del Área de Biología*. Recuperado de <http://www.biologia.edu.ar/fungi/micorrizas.htm> el 14/06/2017.
- RECASENS, J. y CONESA, J. A. (2009). *Malas hierbas en plántula. Guía de identificación*. Lérida: Universidad de Lérida.
- REYNA DOMENECH, S. (Ed.). (2012). *Truficultura: Fundamentos y Técnicas* (2<sup>a</sup> ED.) Madrid: Mundi-Prensa.
- REYNA DOMENECH, S y DE MIGUEL VELASCO, A. M (2012). Las micorrizas. Ciclo biológico de la trufa. En S. Reyna (Ed.), *Truficultura. Fundamentos y técnicas* (pp. 107-152). Madrid: Mundi- Prensa.
- RICE, E.L. (1984). *Allelopathy*. New York: Academic Press.
- SALAM, M.A. y KATO-NOGUCHI. H. (2010). Allelopathic potential of methanol extract of Bangladesh rice seedlings. *Asian Journal of Crop Science*, 2, 70-77.
- SMITH, S. y READ, D. (1997). *Mycorrhizal symbiosis*. London: Academic Press.
- SOURZAT, P. (2010). *Le principe de précaution en trufficulture. Les nouvelles techniques de culture de la truffe*. France: Station Trufficulture du Montat.
- STRASBURGER, E. (2004). *Tratado de Botánica*. Barcelona: Omega.
- ZELLER, B., BREKET, C., MANRICE, J.P. y LE TACON, F. (2008). Saprotrophic versus symbiotic strategy during truffle ascocarp development under holm oak. A response based on C13 and N15 natural abundance. *Annals of Forest Science*, 65(6), 607.



## 7. Anejos

### Anejo 1. Porcentaje de germinación

#### *Convolvulus arvensis*

---

##### Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Nº_Semillas
N		4
Parámetros normales(a,b)	Media	4,50
	Desviación típica	1,000
Diferencias más extremas	Absoluta	,441
	Positiva	,309
	Negativa	-,441
Z de Kolmogorov-Smirnov		,883
Sig. asintót. (bilateral)		,417

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

#### *Galium aparine*

---

##### Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	22,13
	Desviación típica	1,642
Diferencias más extremas	Absoluta	,253
	Positiva	,253
	Negativa	-,248
Z de Kolmogorov-Smirnov		,717
Sig. asintót. (bilateral)		,683

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Oxalis Latifolia*

---

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	3,50
	Desviación típica	2,449
Diferencias más extremas	Absoluta	,206
	Positiva	,206
	Negativa	-,154
Z de Kolmogorov-Smirnov		,582
Sig. asintót. (bilateral)		,887

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos

*Bromus tectorum*

---

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	19,25
	Desviación típica	,886
Diferencias más extremas	Absoluta	,301
	Positiva	,199
	Negativa	-,301
Z de Kolmogorov-Smirnov		,852
Sig. asintót. (bilateral)		,462

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Lolium rigidum*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	21,50
	Desviación típica	1,604
Diferencias más extremas	Absoluta	,128
	Positiva	,128
	Negativa	-,128
Z de Kolmogorov-Smirnov		,361
Sig. asintót. (bilateral)		,999

*Desmazeria rigida*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	20,75
	Desviación típica	6,692
Diferencias más extremas	Absoluta	,382
	Positiva	,263
	Negativa	-,382
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,079
Sig. asintót. (bilateral)		,194

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Cyperus rotundus*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	10,00
	Desviación típica	,756
Diferencias más extremas	Absoluta	,250
	Positiva	,250
	Negativa	-,250
Z de Kolmogorov-Smirnov		,707
Sig. asintót. (bilateral)		,699

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

**Anejo 2. Longitud y peso seco***Convolvulus arvensis*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Longitud_cm
N		28
Parámetros normales(a,b)	Media	9,8793
	Desviación típica	2,27398
Diferencias más extremas	Absoluta	,178
	Positiva	,164
	Negativa	-,178
Z de Kolmogorov-Smirnov		,944
Sig. asintót. (bilateral)		,335

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Galium aparine*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Semillas_germinadas
N		8
Parámetros normales(a,b)	Media	22,13
	Desviación típica	1,808
Diferencias más extremas	Absoluta	,153
	Positiva	,153
	Negativa	-,120
Z de Kolmogorov-Smirnov		,432
Sig. asintót. (bilateral)		,992

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Oxalis Latifolia*

## Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra

		Longitud_cm
N		120
Parámetros normales(a,b)	Media	,2904
	Desviación típica	,42891
Diferencias más extremas	Absoluta	,384
	Positiva	,384
	Negativa	-,249
Z de Kolmogorov-Smirnov		4,208
Sig. asintót. (bilateral)		,000

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

## Estadísticos de contraste(a,b)

	Longitud_cm
Chi-cuadrado	13,506
gl	3
Sig. asintót.	,004

a Prueba de Kruskal-Wallis

b Variable de agrupación: Trufa\_g



*Bromus tectorum*

○ Raíz

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		160
Parámetros normales(a,b)	Media	4,8084
	Desviación típica	2,33821
Diferencias más extremas	Absoluta	,042
	Positiva	,042
	Negativa	-,035
Z de Kolmogorov-Smirnov		,535
Sig. asintót. (bilateral)		,937

a La distribución de contraste es la Normal.  
b Se han calculado a partir de los datos.

○ Coleoptilo

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		120
Parámetros normales(a,b)	Media	,2904
	Desviación típica	,42891
Diferencias más extremas	Absoluta	,384
	Positiva	,384
	Negativa	-,249
Z de Kolmogorov-Smirnov		4,208
Sig. asintót. (bilateral)		,000

a La distribución de contraste es la Normal.  
b Se han calculado a partir de los datos.

**Estadísticos de contraste(a,b)**

	Longitud_cm
Chi-cuadrado	13,506
gl	3
Sig. asintót.	,004

a Prueba de Kruskal-Wallis  
b Variable de agrupación: Trufa\_g

*Lolium rigidum*

## ○ Raíz

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		200
Parámetros normales(a,b)	Media	3,596
	Desviación típica	2,2690
Diferencias más extremas	Absoluta	,077
	Positiva	,063
	Negativa	-,077
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,089
Sig. asintót. (bilateral)		,187

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

## ○ Coleoptilo

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		200
Parámetros normales(a,b)	Media	7,269
	Desviación típica	3,4506
Diferencias más extremas	Absoluta	,092
	Positiva	,063
	Negativa	-,092
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,297
Sig. asintót. (bilateral)		,069

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

*Desmazeria rigida*

## ○ Raíz

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		200
Parámetros normales(a,b)	Media	,569
	Desviación típica	,4383
Diferencias más extremas	Absoluta	,146
	Positiva	,146
	Negativa	-,097
Z de Kolmogorov-Smirnov		2,070
Sig. asintót. (bilateral)		,000

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.

**Estadísticos de contraste(a,b)**

	Longitud_cm
Chi-cuadrado	120,829
gl	3
Sig. asintót.	,000

a Prueba de Kruskal-Wallis

b Variable de agrupación: Trufa\_g

## ○ Coleoptilo

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		200
Parámetros normales(a,b)	Media	1,436
	Desviación típica	,8126
Diferencias más extremas	Absoluta	,146
	Positiva	,116
	Negativa	-,146
Z de Kolmogorov-Smirnov		2,070
Sig. asintót. (bilateral)		,000

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.





**Estadísticos de contraste(a,b)**

	Longitud_cm
Chi-cuadrado	52,724
gl	3
Sig. asintót.	,000

a Prueba de Kruskal-Wallis

b Variable de agrupación: Trufa\_g

*Cyperus rotundus*

**Prueba de Kolmogorov-Smirnov para una muestra**

		Longitud_cm
N		88
Parámetros normales(a,b)	Media	3,6717
	Desviación típica	1,55932
Diferencias más extremas	Absoluta	,108
	Positiva	,108
	Negativa	-,078
Z de Kolmogorov-Smirnov		1,010
Sig. asintót. (bilateral)		,259

a La distribución de contraste es la Normal.

b Se han calculado a partir de los datos.