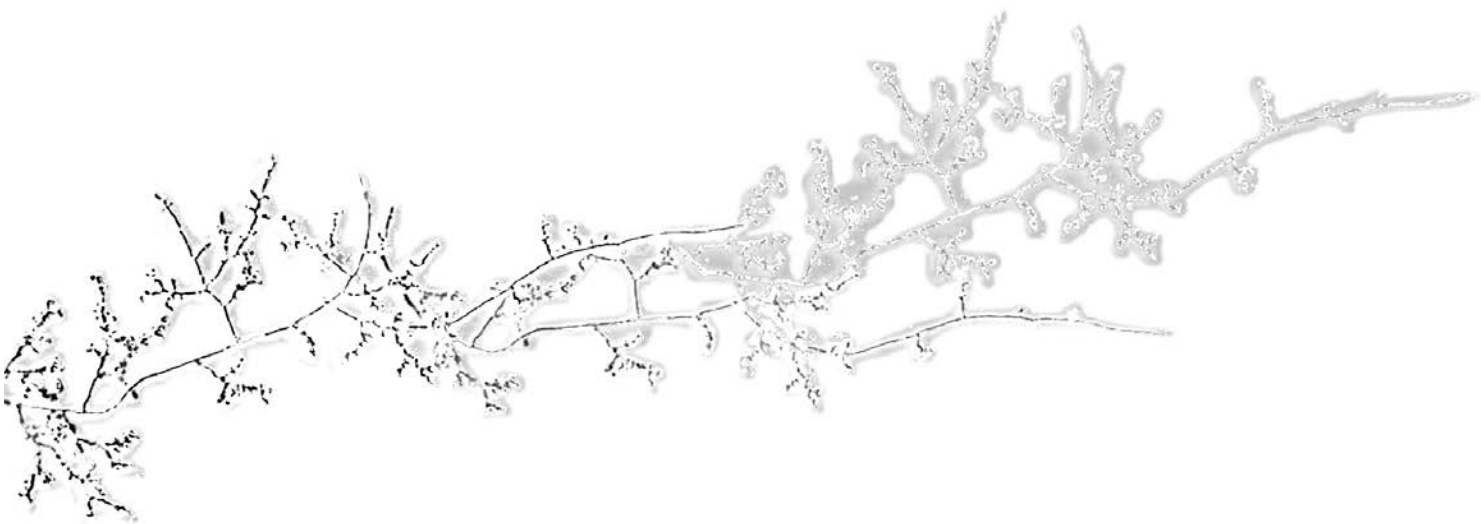




Gestión y prevención de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en dehesas y montados



Gestión y prevención de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en dehesas y montados



Gestión y prevención de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en dehesas y montados

AUTORES

MANUEL TRINDADE

Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I. P., Avenida da República, Quinta do Marquês, 2780-157 Oeiras, Portugal

ANA CRISTINA MOREIRA

Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I. P., Avenida da República, Quinta do Marquês, 2780-157 Oeiras, Portugal

ENRIQUE CARDILLO

Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Extremadura (CICYTEX), Instituto del Corcho, la Madera y el Carbón Vegetal (ICMC-IPROCOR), Polígono Industrial El Prado, C/Pamplona 64 - 06800 Mérida, Badajoz, España

FILIPE COSTA E SILVA

Centro de Estudos Florestais, Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Tapada da Ajuda, 1349-017, Lisboa, Portugal

MARIA DA CONCEIÇÃO SANTOS SILVA

União da Floresta Mediterrânica (UNAC), R. Mestre Lima de Freitas, nº 1, 1549-012 Lisboa, Portugal

MARIA DA CONCEIÇÃO GONÇALVES

Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I. P., Avenida da República, Quinta do Marquês, 2780-157 Oeiras, Portugal

DINA RIBEIRO

Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas I. P., Avenida da República, 16 a 16B, 1050-191 Lisboa, Portugal

GUILHERME ANTUNES SANTOS

Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas I. P., Direção Regional da Conservação da Natureza e Floresta do Alentejo, Rua Tenente Rauld'Andrade, 1 e 3, 7000-613 Évora, Portugal

MARÍA DEL CARMEN RODRÍGUEZ MOLINA

Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Extremadura (CICYTEX), Centro de Agricultura Ecológica y de Montaña (CAEM), Avenida de España 43, 10600 Plasencia, Cáceres, España

TERESA SOARES DAVID

Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I. P., Avenida da República, Quinta do Marquês, 2780-157 Oeiras, Portugal
Centro de Estudos Florestais, Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Tapada da Ajuda, 1349-017, Lisboa, Portugal

Ficha técnica

Título: Gestión y prevención de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en dehesas y montados.

Financiación: Esta publicación se ha realizado en el ámbito del proyecto de Cooperación Transfronteriza para la Valorización Integral de la Dehesa y el Montado (PRODEHESA-MONTADO), cofinanciado por el Fondo Europeo de Desarrollo Regional (FEDER) a través del Programa INTERREG V-A España – Portugal (POCTEP) 2014-2020.

Edición: Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I.P. (INIAV, I.P.) y Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Extremadura (CICYTEX).

Revisión: Ana María Fernández Santos, Paloma Moraga Babiano, María del Carmen Rodríguez Molina y Enrique Cardillo Amo.

Cubierta: Manuel Trindade (Fotografías: M.^a da Conceição Santos Silva y Enrique Cardillo).

Impresión: Grafimon.

ISBN: 978-84-09-20350-5.

Depósito Legal: BA-000270-2020.

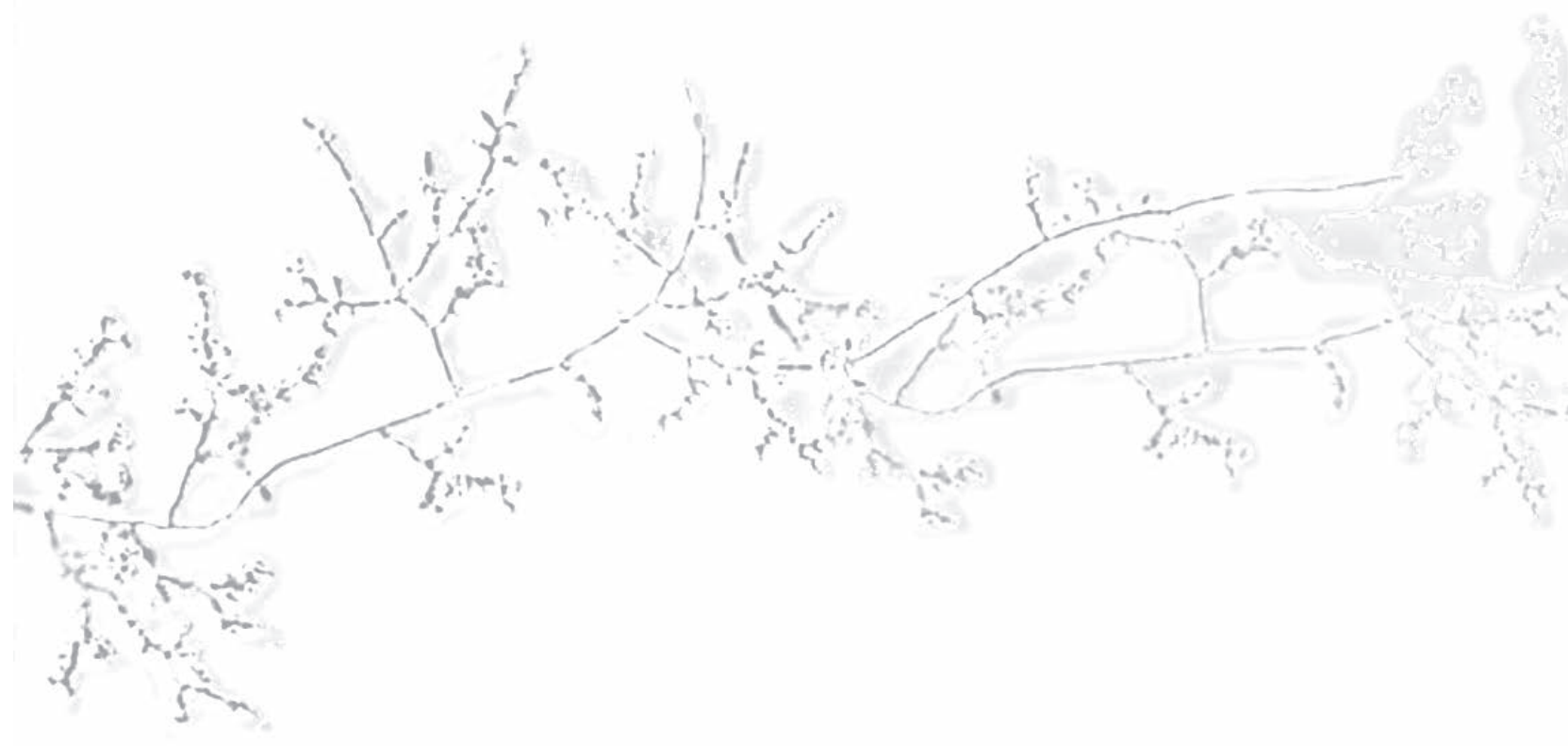
Fecha: Junio 2020.

Colaboración:



Índice

A	PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EN DEHESAS Y MONTADOS	9
1	EL GÉNERO <i>PHYTOPHTHORA</i>	9
1.1	PERSPECTIVA HISTÓRICA: ORIGEN Y EXPANSIÓN	9
1.2	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	11
2	LA SECA ASOCIADA A <i>PHYTOPHTHORA CINNAMOMI</i>	11
2.1	SINTOMATOLOGÍA DE LA SECA	12
2.2	IMPACTO AMBIENTAL, ECONÓMICO Y SOCIAL	15
3	<i>PHYTOPHTHORA CINNAMOMI</i> : EL AGENTE QUE CAUSA LA ENFERMEDAD	15
3.1	DÓNDE VIVE Y CÓMO SE PROPAGA	15
3.2	FACTORES QUE FACILITAN EL DESARROLLO DE LA ENFERMEDAD	17
3.3	VÍAS DE PROPAGACIÓN	24
4	GESTIÓN DE LA ENFERMEDAD	24
4.1	DETECCIÓN Y PROCEDIMIENTOS DE RECOGIDA DE MUESTRAS PARA DIAGNÓSTICO	24
4.2	PREVENCIÓN Y CONTROL	28
4.2.1	Medidas culturales	28
4.2.2	Mejora genética	28
4.2.3	Medidas de lucha química	29
4.2.4	Medidas de lucha biológica	30
4.3	RECOMENDACIONES DE GESTIÓN	32
4.3.1	Medidas de prevención en zonas sin síntomas de infección	32
4.3.2	Medidas de mitigación en zonas con síntomas de infección	33
4.3.3	Medidas de desinfección	34
B	PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EN VIVEROS	34
1	DETECCIÓN Y PROCEDIMIENTOS DE RECOGIDA DE MUESTRAS PARA DIAGNÓSTICO	34
2	PREVENCIÓN Y CONTROL	36
	GLOSARIO DE TÉRMINOS	44
	REFERENCIAS	47
	ANEXO	56



Prólogo

El reconocimiento de la asociación entre la infección causada por *Phytophthora cinnamomi* y la degradación de dehesas y montados en España y Portugal, con particular evidencia a partir de la década de los 80 del siglo XX, condujo a una amplia investigación científica sobre este importante problema. Parte del conocimiento resultante de los trabajos realizados ya está publicado en revistas científicas y técnicas, pero otra parte aún no está disponible, lo que dificulta el que la mayoría de los interesados, en particular, técnicos de asociaciones de productores y gestores forestales tengan acceso a esta información.

El proyecto PRODEHESA MONTADO, aprobado en el ámbito del programa INTERREG V-A España – Portugal (POCTEP), ha identificado esta enfermedad como una prioridad en las necesidades de transferencia de conocimiento para el apoyo a la gestión de las explotaciones comerciales, enmarcándolo en la actividad general de **Identificación y transferencia de innovación para la producción y gestión de productos**, especialmente en la modernización/adaptación de los procesos productivos y en la identificación de buenas prácticas.

Un equipo multidisciplinar de colaboradores del proyecto, constituido por investigadores reconocidos por el trabajo desarrollado sobre la enfermedad, investigadores y técnicos expertos en la descodificación y transmisión del mensaje científico, así como representantes de la producción forestal, ha permitido la redacción de esta publicación en un formato de lectura accesible a los usuarios finales, sin descuidar la calidad científica y técnica de la información.

El objetivo de esta publicación es dar apoyo a quien gestiona o trabaja en zonas afectadas por la enfermedad de la 'seca' asociada a *P. cinnamomi*, ofreciendo recomendaciones para la prevención y minimización de la enfermedad causada por este patógeno, de tal forma que estas medidas se puedan adaptar para su aplicación en zonas en las que estén presentes otros patógenos del género *Phytophthora*.

Además de las medidas de gestión dirigidas a dehesas y montados, se dedica también un capítulo a la temática de los viveros, ya que estos han sido una primera fuente de propagación de la enfermedad, justificando no solo el fracaso de algunas plantaciones forestales sino también las dificultades posteriores de reforestación.

Por decisión de los autores, solo la información científicamente validada se ha incluido en este manual, basada en una profunda investigación bibliográfica de los artículos científicos y técnicos sobre el patógeno *Phytophthora cinnamomi* en dehesas y montados.

Los autores agradecen a la ingeniera Mónica Pereira, del Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas, I.P. (Portugal) y al ingeniero Rui Alves, de la Companhia das Lezírias (Portugal), la autorización para realizar fotografías; a la doctora Pilar Fernández Rebollo, de la Universidad de Córdoba (España), y a Equipar Viveiros la puesta a disposición de material fotográfico. También reconocen la labor del equipo de gestión del proyecto, especialmente a M^a José Trinidad Lozano, Paloma Moraga Babiano y Ana M^a Fernández Santos.

A. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EN DEHESAS Y MONTADOS

1. EL GÉNERO PHYTOPHTHORA

El género *Phytophthora*, anteriormente incluido en el grupo de los hongos verdaderos (Fungi), pertenece hoy al reino Chromista y dentro de él, a una clase de organismos poco evolucionados, cuyo ciclo biológico depende prioritariamente del agua: los oomicetes. Estos microorganismos aunque tienen un patrón de crecimiento semejante al de los hongos, se diferencian de ellos por tener una pared celular compuesta esencialmente por celulosa y β -glucanos, en vez de quitina; por ser organismos diploides en su fase vegetativa; por tener zoosporas con dos flagelos de longitud desigual, lo que les otorga movilidad; y por no sintetizar esteroides, lo que les obliga a disponer de una fuente exógena para su esporulación (Erwin & Ribeiro, 1996; Hardham & Blackman, 2018).

El nombre *Phytophthora* deriva del griego y significa «destructor de plantas» (*phytos* = planta y *phthora* = destructora) (Erwin & Ribeiro, 1996), lo que refleja la gravedad e importancia de las enfermedades causadas por las especies pertenecientes a este género. Fue utilizado por primera vez por Anton de Bary en 1876 al describir *Phytophthora infestans* (Montagne) como especie tipo de este nuevo género (Zentmyer, 1983). El género *Phytophthora* incluye una gran cantidad de especies, algunas son parásitos obligatorios de un número reducido de hospedadores y, otras, parásitos facultativos de una amplia gama de hospedadores. Las especies de este género pueden causar enfermedades graves en plantas leñosas y herbáceas, cultivadas o silvestres (Erwin & Ribeiro, 1996), con un gran impacto agrícola, forestal y ambiental.

Además del género *Phytophthora*, el género *Pythium* también pertenece a la clase de los oomicetes. Los organismos de estos dos géneros dependen del agua libre del suelo y, aunque son semejantes, presentan características morfológicas distintas.

1.1. PERSPECTIVA HISTÓRICA: ORIGEN Y EXPANSIÓN

Históricamente, una de las especies más conocidas es *Phytophthora infestans*, ya que es el agente causal del Mildiu de la patata, enfermedad responsable de la hambruna que arrasó a Irlanda entre 1845 y 1852 y que provocó la muerte de más de un millón de personas y obligó a otro millón y medio a emigrar a Estados Unidos (Turner, 2005). Otras especies como *P. cinnamomi*, *P. nicotianae* y *P. sojae* son también responsables de enfermedades graves en numerosos hospedadores vegetales (Erwin & Ribeiro, 1996). En las últimas décadas, algunas especies invasoras, como *P. ramorum*, *P. kernoviae* y *P. alni*, también están causando enfermedades con un fuerte impacto ambiental y económico (Martin *et al.*, 2012). En 1999 se habían descrito 55 especies de *Phytophthora*, pero a principios de este siglo el número aumentó hasta casi 150 especies (Yang *et al.*, 2017). Este aumento se debe principalmente a las prospecciones realizadas en ecosistemas que aún no habían sido objeto de estudio y al desarrollo de nuevas técnicas moleculares de identificación.

Dentro del género *Phytophthora*, *P. cinnamomi* es la especie más ampliamente distribuida y cuenta con un gran número de hospedadores. Este número ha ido aumentando a medida que se han intensificado las prospecciones, pasando de 1000 especies vegetales hace unas décadas (Zentmyer, 1983) hasta las cerca de 5000 actuales, la mayoría de las cuales son plantas nativas de Australia (Hardham & Blackman, 2018). La enfermedad que *P. cinnamomi* causa en *Eucalyptus marginata* y en su sotobosque, se ha convertido en la amenaza más grave para los ecosistemas naturales del sudoeste de Australia (Weste & Taylor, 1971). *P. cinnamomi* es responsable también del decaimiento (seca) de diversas especies de robles de los Estados Unidos (*Quercus alba* (Reed, 2019) y *Q. montana*, (Balci *et al.*, 2008)) y del sudoeste de Europa,

en especial de las encinas (*Quercus ilex*) y los alcornoques (*Quercus suber*) de las dehesas y montados de la península ibérica (Brasier, 1992; Robin *et al.*, 1998). Así mismo es el agente causal de la formación de chancros en el tronco de *Q. rubra* en Francia (Robin *et al.*, 1992) y de la enfermedad de la tinta del castaño observada en Portugal (Martins *et al.*, 1999), España (Urquijo, 1947) y Francia (Morel *et al.*, 2001). Los daños causados por esta especie también son muy significativos en cultivos agrícolas como el del aguacate (*Persea americana*) (Ploetz, 2013), en particular en Estados Unidos, Australia y el sur de África. Son también importantes los daños que causa en el cultivo de la piña (*Ananas comosus*), al provocar la podredumbre de las raíces y del corazón del fruto (Erwin & Ribeiro, 1996).

Durante siglos, las plantas de la canela de Indonesia (*Cinnamomum burmami* Blume), y de otras especies del género *Cinnamomum* oriundas de la costa oeste de la isla de Sumatra (Indonesia), Sri Lanka y sur de la India, han contribuido a satisfacer la gran demanda mundial de canela. En esas regiones, estas plantas comenzaron a ser diezgadas por una enfermedad que afectaba al tronco desde la base causando chancros corticales, especialmente en plantas jóvenes. A comienzos del siglo XX, en 1922, el patólogo Robert Rands, que entonces trabajaba en la isla de Sumatra (Polhamus, 1971), consiguió aislar e identificar el microorganismo responsable de la muerte de estas plantas, identificándolo por vez primera y bautizándolo como *Phytophthora cinnamomi* Rands (Rands, 1922).

A pesar de que este patógeno se identificó en el siglo XX, existen informes mucho más antiguos que ya indican la presencia de esta enfermedad en la península ibérica. En 1726 el racionero de la Catedral de Plasencia informó de la aparición de castaños con síntomas de lo que sería la enfermedad de la tinta en la colina de El Parral, cerca de Jarandilla de la Vera, en Extremadura (Merino de Vargas, 1799). En Portugal, el primer registro de la enfermedad de la tinta data de 1838, con la descripción de una sintomatología similar observada en castaños de las zonas húmedas del Miño (Crandal, 1950; Fernandes, 1953). Los castaños presentaban amarilleo y caída prematura de hojas, podredumbre húmeda de las raíces, manchas oscuras desde la base del tronco hasta el córtex interno, con o sin exudado de color violeta o azul oscuro semejante a una tinta. Existen también registros de 1898 de alcornoques enfermos en la zona de Santarém, en donde los síntomas descritos son también semejantes a los relatados para la enfermedad de la tinta del castaño (Veríssimo-d'Almeida, 1898). Hoy se sabe que *P. cinnamomi* es la especie asociada a la enfermedad de la tinta del castaño (Gouveia, 2004) aunque *Phytophthora cambivora* (Rands) Buisman también ha sido identificada en árboles que padecían esta enfermedad (Vannini & Vettraino, 2001).

Hay gran controversia sobre el origen de *P. cinnamomi*, aunque se acepta que el sudeste asiático, incluidas Malasia e Indonesia, puede haber sido el centro de origen. El patógeno debe de haberse originado en el lugar en donde existan más especies vegetales resistentes a la infección y en donde su variabilidad genética sea mayor. El lugar que reúne unas condiciones más próximas a las mencionadas es la isla de Papúa Nueva Guinea (Shepherd, 1975; Zentmyer, 1976), a unos 3500 km al este de la isla de Sumatra. Esta isla, al igual que Sumatra, Sri Lanka, Molucas, Célebes y otras islas del océano Índico, han sido conocidas durante siglos por su producción y comercio intensivo de especias como la canela, la pimienta y el clavo de la India.

La entrada de especias, y en particular la de la canela, en Europa se conoce, al menos, desde la época de los romanos (Ravindran *et al.*, 2003). Durante la Edad Media los comerciantes árabes eran los responsables del transporte de las especias hasta el Mediterráneo mediante caravanas que cruzaban Egipto. A partir de ahí, la distribución en Europa era asunto de los comerciantes venecianos. Sin embargo, la invasión por parte de los otomanos del extremo oriental del Mediterráneo, incluido Egipto, comprometió las rutas de las caravanas, destruyendo el negocio de los venecianos. El establecimiento de un camino alternativo al de las caravanas surgió con el descubrimiento de la ruta marítima hacia India gracias a Vasco da Gama en 1498. Fruto de esta proeza, en el siglo XVI los portugueses dominaron el comercio directo

de las especias entre las islas y Lisboa. No obstante, de este modo, la nueva ruta marítima puede haber constituido la vía de entrada del patógeno en Europa (Crandall & Cravatt, 1967) ya que habría permitido el movimiento de plantas infectadas entre Asia y Occidente. De hecho, en una fecha tan temprana como 1558 ya se habían realizado plantaciones de árboles de canela en otras regiones alejadas del sudeste asiático, como, por ejemplo, en el actual México (De Vos, 2006).

El transporte de plantas por barco habría facilitado la dispersión del patógeno y aumentado su probabilidad de supervivencia, ya que las plantas infectadas podían ser regadas y conservadas gracias a un régimen de temperaturas oceánico más suave. En Portugal continental la entrada de la enfermedad se habría producido desde las islas de las Azores, usadas por los navegantes como puerto de refugio, para hacer aguada y reabastecimiento (Pimentel, 1943). Por su parte, en España, la entrada del patógeno podría haberse facilitado gracias al intenso comercio que existía con Portugal, dado que los portugueses frecuentaban importantes ferias y mercados de España para vender principalmente especias (Medrano Fernández, 2007).

1.2. DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

Phytophthora cinnamomi Rands es uno de los patógenos que más daños ha causado en árboles, arbustos y herbáceas (Zentmyer, 1980). Es considerada una de las 100 peores especies invasoras, siendo el único oomicete entre los patógenos de plantas que figuran en la *Global Invasive Species Database* (<http://www.issg.org>) (Lowe *et al.*, 2000). Aunque este patógeno se encuentra ampliamente distribuido a nivel mundial (Figura 1), los ecosistemas mediterráneos son los más afectados, posiblemente debido a unas condiciones climáticas caracterizadas por inviernos húmedos con temperaturas suaves, primaveras favorables a la proliferación de las zoosporas y a la infección de los hospedadores, seguidas de veranos cálidos y secos que propician la mortalidad inducida por el déficit hídrico (Desprez-Loustau *et al.*, 2006). En Europa se distribuye por unos 20 países, con particular incidencia en Francia, España, Portugal e Italia (CABI, 2019).

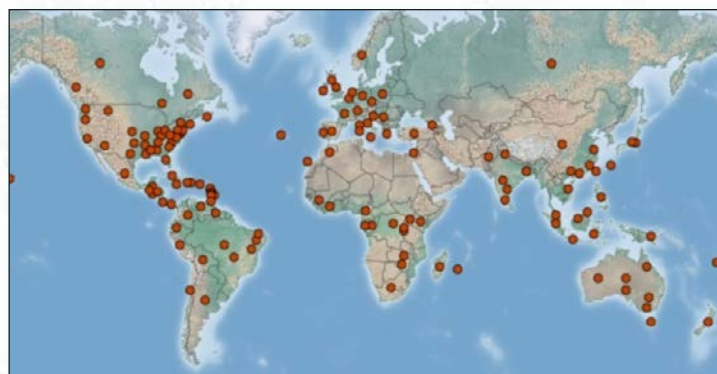


Figura 1: Mapa de distribución geográfica de *Phytophthora cinnamomi* (CABI, 2019).

2. LA SECA ASOCIADA A PHYTOPHTHORA CINNAMOMI

Las dehesas y montados constituyen el principal sistema agrosilvopastoral de Europa, poblando una superficie de unos 4,5 millones de hectáreas (Moreno & Pulido, 2009), de las que más de tres millones corresponden a la península ibérica

(Díaz & Pulido, 2009). Los montados ocupan más del 30 % del área forestal de Portugal, especialmente en el Alentejo (ICNF, 2019), y las dehesas cerca del 23 % del área forestal de España (Díaz & Pulido, 2009), especialmente en las regiones de Extremadura y Andalucía (Pulido & Picardo, 2010). Las principales especies arbóreas, encina (*Quercus ilex* subsp. *rotundifolia* y *Q. ilex* subsp. *ilex*) y alcornoque (*Quercus suber*), coexisten con un sotobosque de arbustos y herbáceas (praderas naturales y sembradas o cultivos agrícolas) y con un componente animal, pecuario y cinegético. Estos sistemas, con un elevado valor potencial natural y social, son el resultado de la acción humana, que ha transformado los bosques mediterráneos en un mosaico de hábitats heterogéneos para sacar partido de los diferentes recursos.

Las dehesas y montados son sistemas con una gran importancia económica, social y ambiental, que se ha mantenido a lo largo de los siglos con base en modelos de gestión tradicionales, que han contribuido mucho al desarrollo de las zonas rurales y urbanas. Son valorados también por los beneficios que aportan al ecosistema, entre los que se incluye la conservación de la biodiversidad.

Aunque desde finales del siglo XIX se han notificado en la península ibérica situaciones de degradación, es a partir de 1980 cuando comienza a evidenciarse una elevada mortalidad de alcornoques y encinas (Cabral *et al.*, 1992; Sousa *et al.*, 2007; Pérez-Sierra *et al.*, 2013). Este proceso de seca se ha atribuido a múltiples factores, fisiográficos y edafo-climáticos: aparición de plagas y enfermedades, prácticas de cultivo inadecuadas en relación con la gestión de la cubierta forestal, el sotobosque y el pastoreo (Brasier 1992; Moreira *et al.*, 1999; Sánchez *et al.*, 2002; Camilo-Alves *et al.*, 2013); y alteración de las condiciones socio-económicas y políticas agrícolas. Por su parte, también las alteraciones climáticas han potenciado la degradación del ecosistema, amenazando su sostenibilidad.

Esta situación ha conducido a una reducción del área ocupada por alcornoques y encinas y a una reducción de la densidad arbórea (Pinto-Correia *et al.*, 2013). En Portugal, entre 1995 y 2015 se ha observado una disminución del área del alcornoque y de la encina de un 3,6 % y de un 4,7 %, respetivamente, aunque a partir de 2010 estas áreas casi no han sufrido variaciones (ICNF, 2019) debido también al esfuerzo de las forestaciones.

2.1. SINTOMATOLOGÍA DE LA SECA

La denominación popular de la enfermedad, «seca» en España y «doença do declínio» en Portugal, hace alusión a los síntomas que se observan en las copas de los árboles enfermos. En los alcornoques y encinas, es posible observar dos tipos de síndromes: (1) un desarrollo agudo o de muerte súbita (Figuras 2a y 2b), que puede darse en árboles de todas las edades y en el que el árbol se marchita totalmente en un período muy corto, en ocasiones de tan solo una semana, y frecuentemente a finales del verano; el árbol conserva las hojas, que presentan un color amarillo o castaño; (2) desarrollo crónico o de pérdida progresiva de la vitalidad (Figura 3), en el que el árbol presenta progresivamente síntomas de debilitamiento, empezando por la alteración del color de las hojas, pasando de verde oscuro a claro; le sigue una defoliación progresiva de la copa (copas más transparentes) y la muerte progresiva de los ramillos terminales, sobre todo de la parte superior (puntisecado); pueden aparecer brotes epicórmicos (chupones) y exudaciones en el tronco; y el proceso culmina con la muerte del árbol que se puede observar al final de un período de varios años (Figura 4). Estos síntomas se deben a los daños producidos en el sistema radicular por el principal agente responsable, *Phytophthora cinnamomi*. Este patógeno infecta a un gran número de plantas hospedadoras, algunas de las cuales son altamente susceptibles (ver Cuadro 1) muriendo rápidamente al infectarse. Otras pueden tardar varios años en desarrollar la enfermedad y, consecuentemente, en mostrar los síntomas visuales. La enfermedad comienza con la invasión de las raíces finas (de diámetro inferior a 2 mm) por el patógeno, lo que causa la destrucción (necrosis) del sistema de absorción del árbol, provocando carencias hídricas y nutricionales en la planta. Dependiendo del hospedador y de las condiciones, la infección puede seguir progre-

sando hasta la zona del cuello, causando la podredumbre de los tejidos de esta zona lo que es frecuente en los castaños, pero raro en encinas y alcornoques. Estos síntomas, semejantes a los observados en una situación de déficit hídrico y de nutrientes, se van haciendo evidentes en la parte aérea con la progresión de la infección, reflejando la pérdida gradual de vitalidad. Cuando los síntomas se vuelven evidentes en la copa de los árboles, ya una gran parte de las raíces finas ha muerto o no existe.



Figura 2a: Muerte súbita (alcornoque) (Foto: CICYTEX-ICMC).



Figura 2b: Muerte súbita (alcornoque) (Foto: A. C. Moreira).



Figura 3: Debilitamiento progresivo de la copa (encina) (Fotos: CICYTEX-ICMC).



Figura 4: Encina muerta (Alentejo) (Foto: A. C. Moreira).

2.2. IMPACTO AMBIENTAL, ECONÓMICO Y SOCIAL

En Extremadura, más de 30 mil hectáreas están afectadas por este patógeno (Cardillo *et al.*, 2012), siendo el ritmo de crecimiento de la enfermedad superior a 0,5 % por año entre 1957 y 2013 (Manzano *et al.*, 2016). En las zonas infectadas, la tasa de mortalidad arbórea anual es unas 15 veces superior a la que se da en las zonas no afectadas (Cardillo, com. pers). Se sabe que en Portugal el patógeno presenta una difusión bastante amplia en las áreas de montado del centro y sur del país, estando la región del Algarve bastante afectada (Moreira & Martins, 2005; Caetano, 2007).

En términos económicos, y si la tendencia creciente de expansión de la enfermedad no se invierte, cabe esperar una reducción en la producción de corcho, materia prima que abastece a un sector que genera empleo y productos con un fuerte peso en la economía de Portugal y de España. También será previsible una reducción de la producción de bellota y, por lo tanto, de alimento para el ganado, especialmente para el cerdo ibérico y alentejano. La reducción de la densidad arbórea, asociada al aumento previsible de temperatura debido a las alteraciones climáticas, podría tener también un impacto negativo en el bienestar animal, principalmente en verano, debido a la reducción de zonas de sombra, que son más frescas.

En el modelo de distribución de *P. cinnamomi*, propuesto por Brasier (1996) y basado en la posibilidad de un aumento de la temperatura global, pronostica la posibilidad de un incremento de la actividad del patógeno en el sur de Europa. Esta situación podría representar una amenaza aún mayor para la salud de las especies de *Quercus*. Burgess *et al.*, (2017) admiten, no obstante, que el calentamiento global puede conducir a condiciones menos favorables para la actividad de *P. cinnamomi* en zonas mediterráneas, reduciendo así su impacto. Mediante técnicas de análisis espacial, Duque-Lazo *et al.*, (2018) propusieron modelos predictivos de la futura distribución potencial de *P. cinnamomi* en Andalucía y evalúan los principales factores que la explican. Las variables predictivas más importantes eran las relacionadas con la topografía (altitud y pendiente) y con la cubierta forestal. Entre las variables climáticas, encontraron que las más relevantes fueron el número de días cálidos (temperatura máxima ≥ 35 °C) y el número de días fríos (temperatura mínima ≤ 0 °C) y entre las variables edáficas, el pH y el calcio activo.

Otro de los aspectos negativos del aumento de la mortalidad arbórea es la reducción de la cantidad de carbono almacenado en la biomasa y de la capacidad de secuestro de carbono atmosférico, además del impacto en otros beneficios del ecosistema, especialmente en la conservación del suelo, la calidad del agua, la reducción de pequeñas y medianas inundaciones y la biodiversidad. El hecho de que no todas las especies arbustivas y herbáceas de la flora natural de los montados y dehesas sean susceptibles al patógeno podría también conducir a alteraciones en la diversidad florística con impacto, especialmente, en el alimento disponible para la fauna salvaje.

Desde el punto de vista social, el empeoramiento del fenómeno de seca de las dehesas y los montados disminuirá la sostenibilidad de los territorios rurales, en la medida en que la pérdida de rentabilidad determinará la búsqueda de otras alternativas productivas, especialmente la intensificación del componente pecuario, la sustitución de especies o el abandono de este sistema como opción de gestión. En este último caso, se agravarán las tendencias de desempleo y de desertificación de las zonas rurales.

3. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI, EL AGENTE CAUSANTE DE LA ENFERMEDAD

3.1. DÓNDE VIVE Y CÓMO SE PROPAGA

Phytophthora cinnamomi es un patógeno con una amplia distribución y difícil de controlar debido al elevado número de hospedadores. Infecta plantas leñosas, arbustivas y herbáceas (Jung *et al.*, 2017), pudiendo causar el *damping off* en se-

millas y plántulas, la podredumbre de las raíces, del cuello y también chancros en la base del tronco, conduciendo a la pérdida de vigor vegetativo y a la mortalidad de plantas de diferentes edades (CABI, 2019). Este microorganismo realiza todo su ciclo de vida en el suelo (Figura 5), en donde la humedad es un factor fundamental en su desarrollo y propagación (Duniway, 1983; Zentmyer, 1980).

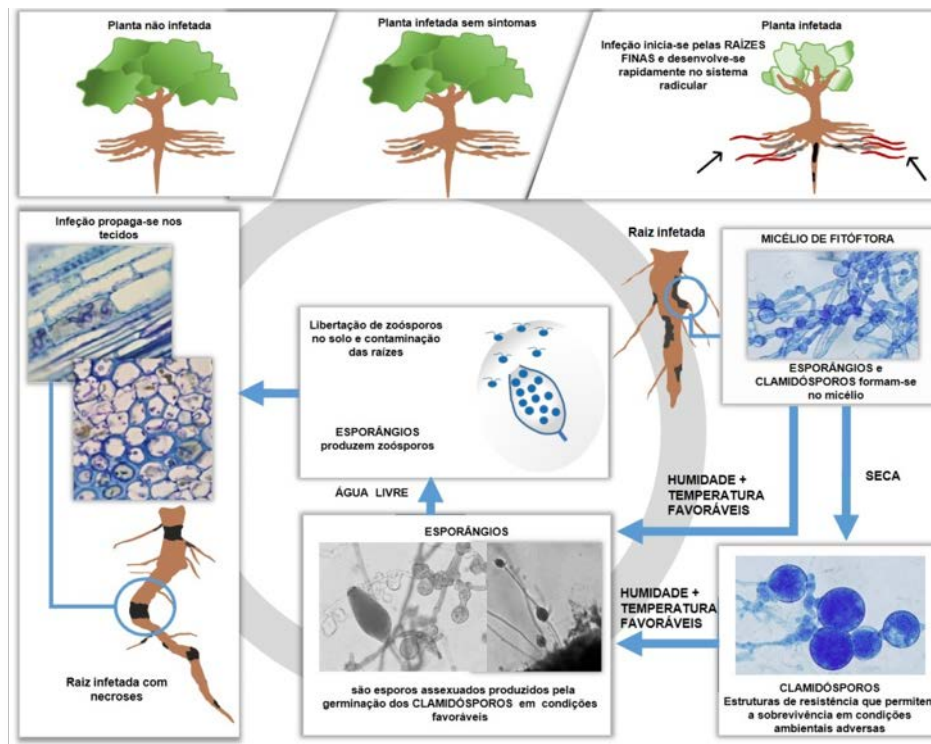


Figura 5: Ciclo de vida de *Phytophthora cinnamomi* (Fotos: A. C. Moreira y C. M. Medeira; ilustraciones: A. C. Moreira y M. Trindade).

El patógeno puede reproducirse de forma sexual o asexual (Zentmyer, 1980). Al ser una especie heterotálica, la reproducción sexual ocurre cuando se enfrentan los micelios compatibles de los tipos¹ A1 y A2. En este caso, de la fusión entre el anteridio (gameto masculino) y el oogonio (gameto femenino) resultan las oosporas (Galindo & Zentmyer, 1964). Las dos formas, A1 y A2, están presentes en Australia, en algunas regiones de Asia y del Sur de África. En Europa, hasta la actualidad, solo se ha identificado la forma A2 de *P. cinnamomi*, por lo que solo se estaría produciendo la reproducción asexual.

¹ Se citan también en la bibliografía como *mating types*.

En la reproducción asexual, el micelio de *P. cinnamomi* puede formar clamidosporas o esporangios según las condiciones ambientales. Cuando la humedad y la temperatura no son favorables para su desarrollo, el suelo está muy seco y las temperaturas son desfavorables (elevadas en verano o muy bajas en invierno), el patógeno forma esporas de resistencia (clamidosporas), tanto en el suelo como en el interior de los tejidos vegetales. Estas clamidosporas le permiten sobrevivir durante largos periodos de tiempo (Zentmyer & Mircetich, 1966). Cuando las condiciones ambientales se vuelven favorables (temperatura suave y suelo húmedo en primavera y otoño) y hay estímulo debido a la presencia de un hospedador, las clamidosporas germinan produciendo esporangios, que reinician el proceso de infección.

P. cinnamomi tiene una gran capacidad reproductora, aumentando rápidamente la densidad del inóculo en cuanto las condiciones ambientales lo permiten. Cuando estas condiciones son favorables, produce esporangios a partir del micelio o de las clamidosporas. En presencia de agua libre, los esporangios producen y liberan esporas móviles dotadas de dos flagelos (zoosporas), que constituyen la fuente primaria de infección. Atraídas por los estímulos químicos inducidos por los exudados de las raíces o por los pequeños campos eléctricos que estas generan (West *et al.*, 2002), las zoosporas nadan activamente hacia las raicillas, en donde se enquistan para adherirse a su superficie y producir tubos germinativos que penetran la epidermis y las células corticales de la planta. Una vez traspasada la epidermis, el micelio coloniza los tejidos vasculares y avanza intra e intercelularmente (Erwin & Ribeiro, 1996; Hardham & Gubler, 1990). En este momento se produce la liberación de enzimas, que conducen a la muerte de las células de las raíces, originando la lesión en los tejidos y la muerte de las plantas más susceptibles. En algunas de estas plantas susceptibles se puede producir una muerte súbita, posiblemente por la incapacidad de respuesta a las toxinas generadas por el patógeno (Coelho *et al.*, 2006). En hospedadores tolerantes o resistentes, algunas proteínas producidas por el patógeno (elicinas) estimulan reacciones de defensa contra la invasión (Duclos *et al.*, 1998; Horta *et al.*, 2008), confinando la colonización de las hifas del patógeno a los espacios intercelulares y al parénquima cortical, evitando así su progresión hacia el cilindro vascular (Ebadzad *et al.*, 2015; Maia *et al.*, 2008; Medeira *et al.*, 2012).

3.2. FACTORES QUE FAVORECEN EL DESARROLLO DE LA ENFERMEDAD

El desarrollo y la actividad de la población de *P. cinnamomi*, en el espacio y en el tiempo, así como la infección de los tejidos del hospedador, son el resultado de diferentes estímulos en el ciclo de vida del patógeno. La supervivencia y la producción de esporangios dependen de las condiciones adecuadas de humedad y aireación del suelo, del tipo de suelo y de la temperatura (Duniway, 1983).

La enfermedad es el resultado del efecto acumulativo de las interacciones entre el patógeno, la planta hospedadora y las condiciones ambientales. Para que se produzca enfermedad es necesaria la combinación de tres grupos de factores: condiciones ambientales favorables a la infección, susceptibilidad del hospedador y patogenicidad del microorganismo (Figura 6). La expresión de la enfermedad (gravedad) depende de la intensidad y tiempo de acción de cada uno de los factores, siendo el tiempo de exposición del hospedador al patógeno un factor muy importante.

Las condiciones ambientales pueden favorecer o limitar la actividad del patógeno, así como reducir la tolerancia del hospedador (Weste & Marks, 1987). La población del patógeno va sufriendo fluctuaciones según las condiciones ambientales y la presencia de hospedadores susceptibles. Las condiciones ambientales pueden, a su vez, modificar también el estado fisiológico del hospedador, haciendo que aumente su susceptibilidad. De este modo, cuanto mayor sea el tiempo de exposición a condiciones ambientales favorables a la interacción hospedador-patógeno, más grave será la enfermedad. De este modo, las temperaturas templadas, conjugadas con una humedad elevada en el suelo, son determinantes para el establecimiento, propagación y longevidad del patógeno (Corcobado *et al.*, 2013a).

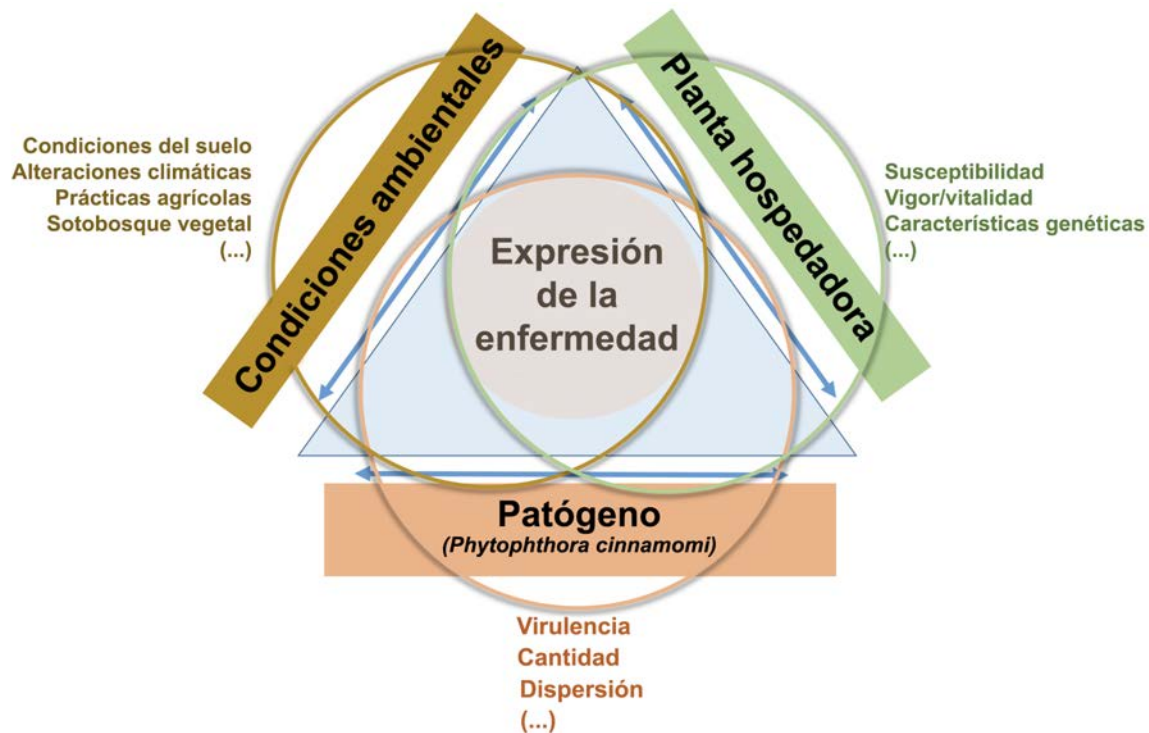


Figura 6: Factores que determinan la aparición y expresión (gravedad) de la enfermedad. Adaptado por F. Costa y Silva.

Las características del suelo y de la vegetación también son factores con una gran influencia en la actividad de *P. cinnamomi* y consecuentemente, en la expresión de la enfermedad. La propagación del patógeno en dehesas y montados no es aleatoria, sino que está influenciada por factores abióticos y bióticos, como la textura del suelo y el tipo de vegetación arbórea y arbustiva (Gómez-Aparicio *et al.*, 2012). En las Figuras 7 y 8 están representados algunos de los lugares donde se ha detectado la presencia de *P. cinnamomi* en diferentes tipos de suelos de montados y dehesas de alcornoque y encina, en Portugal y en la península ibérica.

Varios estudios han constatado que la presencia de árboles infectados está asociada sobre todo a suelos de textura fina (arcillosos o limosos) más que a suelos de textura gruesa (arenosos) (Jung *et al.* 2000; Jönsson *et al.*, 2005; Moreira & Martins, 2005; Gómez-Aparicio *et al.*, 2012). Los suelos arcillosos, con menor tasa de infiltración y mayor capacidad de retención de agua (drenaje más lento) que los suelos arenosos (Brady & Weil, 2008), poseen condiciones más favorables a la actividad del patógeno, aumentando la producción de inóculo y favoreciendo la infección (Jung *et al.*, 2000; Gómez-Aparicio *et al.*, 2012; Corcobado *et al.*, 2013b).

Figura 7: Localización de algunos focos donde el oomicete *Phytophthora cinnamomi* fue aislado de diferentes tipos de suelos de montados del sur de Portugal (Autoría: P. Godinho y A. C. Moreira).

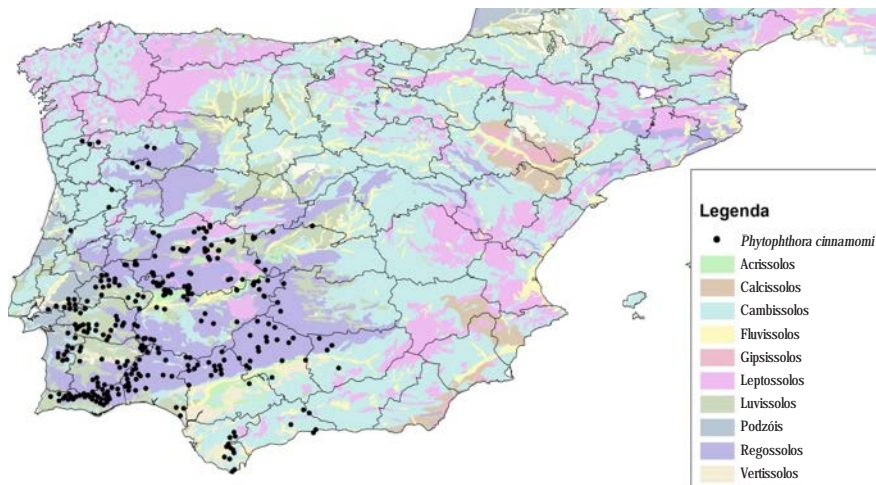
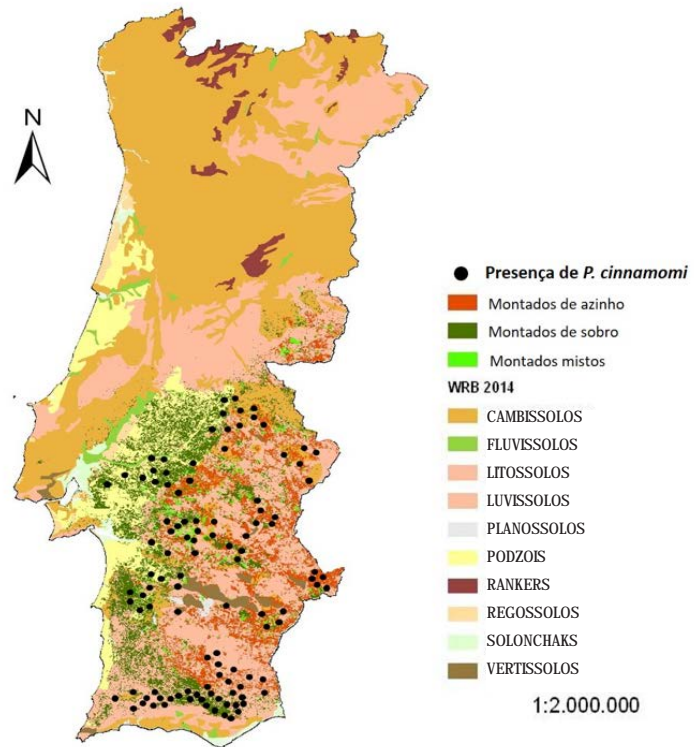


Figura 8: Propagación de los focos de *Phytophthora cinnamomi* detectados en diferentes tipos de suelos de dehesas y montados de la península ibérica (Fuentes: P. Godinho y A. C. Moreira, Portugal; Gutiérrez-Hernández *et al.*, 2017, Andalucía; Sancho *et al.*, 2018, Castilla La Mancha; Cardillo *et al.*, 2012, Extremadura).

La densidad de inóculo está muy condicionada por el tipo de suelo, lo que contribuye también a determinar la expresión de la enfermedad. En condiciones controladas, Moreira *et al.* (1999) y Moreira & Martins (2005) verificaron en plantas de alcornoque y de encina que el tipo de suelo y las disponibilidades hídricas influyen en la infección radicular, observando una mayor severidad de la infección en plantas cultivadas en suelo arcilloso con una mayor abundancia de agua. Así mismo, las plantas con el sistema radicular infectado resultaron también ser más susceptibles a situaciones de estrés, ya sea por encharcamiento, ya sea por sequía. El exceso de agua en el suelo facilita la infección de las raíces (Zentmyer, 1980; Sánchez *et al.*, 2002) y, por otro lado, la sequía severa puede reducir los mecanismos de defensa del hospedador por agotamiento de las reservas de carbono (McDowell *et al.*, 2008). La alternancia entre períodos de encharcamiento y de sequía severa es particularmente favorable a la infección, pudiendo reducir las defensas del hospedador y aumentar la gravedad de la enfermedad (Robin *et al.*, 2001; Sánchez *et al.*, 2002; Corcobado *et al.*, 2014).

La topografía también puede tener efecto en la expresión de la enfermedad y en la propagación del patógeno (Cardillo *et al.*, 2018). Las zonas de valle o próximas a cursos de agua, en lugares con suelos delgados y drenaje insuficiente (Tuset *et al.*, 1996; Moreira *et al.*, 1999) y las laderas expuestas al sur constituyen algunas de las situaciones en las que con mayor frecuencia aparece la enfermedad (Sánchez-Gutiérrez & Cabello-Medina, 1993; Moreira & Martins, 2005) (Figura 9).



Figura 9: Alcornoques muertos a lo largo de un curso de agua (Algarve) (Foto: A. C. Moreira).

Por otro lado, el patógeno también puede alterar el microbioma del suelo, reduciendo la abundancia y diversidad de hongos ectomicorrícicos y las relaciones entre la abundancia de ectomicorizas y algunas características del suelo como topografía y textura (Corbobado *et al.*, 2014b).

La composición florística del sotobosque también afecta a la capacidad del suelo para estimular o inhibir la población del patógeno a través de su influencia directa en la composición de la microflora y en el ambiente químico del suelo. Lo que es especialmente relevante en la zona de la rizosfera, como resultado de la interacción entre la raíz de la planta y la microflora.

En la vegetación natural asociada a las dehesas y montados, árboles, arbustos y herbáceas, existe una amplia gama de hospedadores de *P. cinnamomi*. Los hospedadores son plantas infectadas que pueden ser susceptibles (manifiestan síntomas) o tolerantes (no manifiestan síntomas y los daños son leves). Existen también especies que no son hospedadores y no favorecen la propagación del patógeno (resistentes, no se infectan) (Cardillo & Acedo, 2013). El conocimiento de la susceptibilidad/resistencia de las plantas es importante para apoyar, no solo las medidas de prevención y control de *P. cinnamomi*, sino también las prácticas selvícolas. En las tablas 1 a 3 se presenta la susceptibilidad/resistencia de especies arbóreas, arbustivas y herbáceas descrita por diferentes autores y en diferentes condiciones. Debe mencionarse que existen especies para las cuales la clasificación relativa a la susceptibilidad/resistencia a *P. cinnamomi* no está clara, como es el caso del senecio (*Senecio* spp.), la retama negra (*Cytisus scoparius*) y el durillo (*Viburnum tinus*), que varía según la fuente consultada y las condiciones en que se hayan realizado las observaciones.

Tabla 1: Hospedadores susceptibles a *P. cinnamomi* en dehesas/montados (ver ANEXO).

Las evidencias proceden de: ensayo de patogenicidad en condiciones controladas (P), aislamiento de plantas procedentes del campo (C) o de vivero (V) y observación de síntomas en focos de la enfermedad en el campo (S). También se indican las referencias científicas.

Nombre común	Nombre científico	Pruebas	Referencias
Quejigo /Carvalho-cerquinho	<i>Quercus faginea</i>	P, C, S	Moreira-Marcelino, 2001; Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Encina /Azinheira	<i>Quercus rotundifolia</i>	P, C, S, V	Moreira <i>et al.</i> , 1999; Moreira- Marcelino, 2001
Encina /Azinheira	<i>Quercus ilex</i>	P, C, S, V	Brasier, 1992; Cobos <i>et al.</i> , 1993; Tuset <i>et al.</i> , 1997; Sánchez <i>et al.</i> , 2004
Rebollo /Carvalho-negral	<i>Quercus pyrenaica</i>	P, C, S, V	Zentmyer & Thorn, 1967; Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Quejigo andaluz /Carvalho de Monchique	<i>Quercus canariensis</i>	P	Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Alcornoque /Sobreiro	<i>Quercus suber</i>	P, C, S, V	Brasier, 1992; Brasier <i>et al.</i> , 1993b; Cobos <i>et al.</i> , 1993; Moreira <i>et al.</i> , 1999; Tuset, 2004
Coscoja /Carrasco	<i>Quercus coccifera</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001
Altramuz blanco /Tremoço Branco	<i>Lupinus albus</i>	P	Kirby & Grand, 1975; Sampaio, 2017
Altramuz azul /Tremoço azul	<i>Lupinus angustifolius</i>	P, C, S	Newhook, 1959; Kirby & Grand, 1975; Serrano <i>et al.</i> , 2011
Tremosilla /Tremocilha	<i>Lupinus luteus</i>	P, S	Serrano <i>et al.</i> , 2011; Sampaio, 2017
Brecina /Torga-ordinária	<i>Calluna vulgaris</i>	P, C, S	Zentmyer & Thorn, 1967; Robertson, 1970; Zentmyer, 1980; Moreira & Martins, 2005
Estepa /Roselhamaior	<i>Cistus albidus</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001; Tuset, 2004
Jaguarzo /Roselha-pequena	<i>Cistus crispus</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Jara pringosa /Esteva	<i>Cistus ladanifer</i>	P, C, S	Moreira-Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005
Jarón /Estevão	<i>Cistus populifolius</i>	C, S	Moreira & Martins, 2005

Nombre común	Nombre científico	Pruebas	Referencias
Jarón /Estevão	<i>Cistus populifolius</i>	C, S	Moreira & Martins, 2005
Jaguarzo morisco /Sargaço	<i>Cistus salviifolius</i>	C, S	Moreira & Martins, 2005
Aulaga morisca /Tojo-molar	<i>Genista triacanthos</i>	C, S	Moreira & Martins, 2005
Mirto /Murta	<i>Myrtus communis</i>	P, V	Zentmyer & Thorn, 1967; Moreira- Marcelino, 2001
Aulaga /Tojo	<i>Ulex spp.</i>	C, S	Moreira & Martins, 2005
Enebro de miera /Zimbro comum	<i>Juniperus oxycedrus</i>	C	Scanu <i>et al.</i> , 2015
Sabina rastreira /Sabina-rasteira	<i>Juniperus sabina</i>	P, V	Standish, 1982

Tabla 2: Hospedadores tolerantes a *P. cinnamomi* en dehesas /montados.

Las evidencias proceden de: ensayo de patogenicidad en condiciones controladas (P), aislamiento de plantas procedentes del campo (C) o de vivero (V) y observación de síntomas en focos de la enfermedad en el campo (S). También se indican las referencias científicas.

Nombre común	Nombre científico	Pruebas	Referencias
Madroño /Medronheiro	<i>Arbutus unedo</i>	P, C, S	Robertson, 1970; Tuset, 2004; Moreira & Martins, 2005; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Veza /Ervilhaca	<i>Vicia sativa</i>	P	Serrano <i>et al.</i> , 2011
Jaguarzo negro /Sargaço-escuro	<i>Cistus monspeliensis</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001
Cantueso /Alfazema brava	<i>Lavandula dentata</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001
Pino piñonero /Pinheiro manso	<i>Pinus pinea</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001

Tabla 3: No Hospedadores de *P. cinnamomi* (resistentes no infectados) en dehesas /montados.

Las evidencias proceden de: ensayo de patogenicidad en condiciones controladas (P), aislamiento de plantas procedentes del campo (C) o de vivero (V) y observación de síntomas en focos de la enfermedad en el campo (S). También se indican las referencias científicas.

Nombre común	Nombre científico	Pruebas	Referencias
Torvisco /Trovisco	<i>Daphne gnidium</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Matagallo /Marioila	<i>Phlomis purpurea</i>	P, C	Moreira & Martins, 2005; Sampaio, 2017
Siempreviva /Perpétua-dasareiasas	<i>Helichrysum stoechas</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Cantueso /Rosmaninho	<i>Lavandula stoechas</i>	C, S	Zentmyer, 1980; Moreira & Martins, 2005
Trébol subterráneo /Trevo subterráneo	<i>Trifolium subterraneum</i>	P	Morales <i>et al.</i> , 2013
Serradilla /Serradela a	<i>Ornitopus compressus</i>	P	Morales-Rodríguez <i>et al.</i> , 2013
Brezo blanco /Queiroga	<i>Erica lusitanica</i>	C	Zentmyer, 1980; Moreira-Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005
Brezo blanco /Urze branca	<i>Erica arborea</i>	C, V	Zentmyer & Thorn, 1967; Zentmyer, 1980; Moreira-Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005

Nombre común	Nombre científico	Pruebas	Referencias
Flor amarilla, rúcula /Oruga brava	<i>Diplotaxis tenuifolia</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Rúcula /Rúcula	<i>Eruca vesicaria</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Vallico /Azevém	<i>Lolium rigidum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Gramilla /Braquipódio	<i>Brachypodium distachyon</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Rábano silvestre /Saramago	<i>Raphanus raphanistrum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Garbanzo /Grão de bico	<i>Cicer arietinum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Centeno /Centeio	<i>Secale cereale</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Avena /Aveia	<i>Avena sativa</i>	P, S	Serrano <i>et al.</i> , 2011
Trigo /Trigo	<i>Triticum aestivum</i>	P	Cahill <i>et al.</i> , 1989; Serrano <i>et al.</i> , 2011; Brasier <i>et al.</i> , 1993b
Romero /Alecrim	<i>Rosmarinus officinalis</i>	S	Tuset, 2004
Acebuché /Zambujeiro	<i>Olea europea var. sylvestris</i>	P, C, V	Moralejo <i>et al.</i> , 2009

Respecto de la Tabla 1, cabe destacar que las especies arbóreas de las dehesas y montados, la encina, el alcornoque, el quejigo y el rebollo son especies susceptibles. Sin embargo, esta susceptibilidad varía entre especies (Frisullo *et al.*, 2018), siendo la encina más susceptible que el alcornoque y éste más susceptible que el quejigo (Pérez-Sierra *et al.*, 2013; Sánchez *et al.*, 2005; Rodríguez-Molina *et al.*, 2002; Maurel *et al.*, 2001), aspecto que debe tenerse en cuenta en las reforestaciones (Moreira *et al.*, 2018b). Algunas especies resistentes a *P. cinnamomi*, como el fresno de hoja estrecha (*Fraxinus angustifolia*) (Moralejo *et al.*, 2009), la higuera (*Ficus carica*) o el algarrobo (*Ceratonia siliqua*) podrían también ser introducidas en dehesas y montados en donde las condiciones sean favorables a su establecimiento.

3.3. VÍAS DE PROPAGACIÓN

El oomicete *P. cinnamomi* puede propagarse por el agua y por el movimiento de suelo y material vegetal infectado por el patógeno. Rodríguez-Molina *et al.* (2005) analizaron el patrón de mortalidad de plántulas de encina en una zona sometida a reforestación y comprobaron que el inóculo tenía origen en encinas adultas localizadas en el mismo foco. La propagación activa del patógeno puede ocurrir gracias a las zoosporas moviéndose en el agua libre del suelo, a través del crecimiento del micelio en las raíces, o bien por contacto de raíz a raíz. En todos los casos esta dispersión es de muy corta distancia y puede ocurrir en dirección aguas arriba en la ladera. Sin embargo, existe una propagación pasiva, en la que propágulos del patógeno son transportados a mayores distancias, decenas o centenares de metros, gracias al arrastre del agua del suelo superficial o subsuperficialmente, de modo que se puede contaminar una extensión mayor de territorio dependiendo de la topografía y la distancia a los cursos de agua (Cardillo *et al.*, 2019; Figura 10).

Pero hay una dispersión, de mayor alcance aún, asociada a la actividad humana, en la que son las personas, las máquinas agrícolas y los animales (pisoteo del ganado y fauna salvaje) los principales agentes de propagación. Por ejemplo, el jabalí puede propagar el patógeno al hozar en el suelo con el hocico y transportar suelo contaminado con material vegetal que ha ingerido y que se mantiene viable durante varios días en el tracto digestivo (Li *et al.*, 2014). Por último, la comercialización de plantas de vivero infectadas puede considerarse una de las formas de diseminación más eficaces.



Figura 10: Simulación hidrológica de la zona de dispersión de la enfermedad (sombreada en naranja) a partir de un pequeño foco (polígono rojo), a través de la propagación de zoosporas arrastradas por los flujos de agua en el suelo (Cardillo *et al.*, 2019).

4. GESTIÓN DE LA ENFERMEDAD

4.1. DETECCIÓN Y PROCEDIMIENTOS DE RECOGIDA DE MUESTRAS PARA DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de la enfermedad causada por *P. cinnamomi* pasa por la detección de los árboles enfermos, el aislamiento del patógeno y su identificación. La detección se basa no solo en síntomas observados en los árboles, sino también en indicios y patrones espaciales y temporales. La detección y el diagnóstico son fundamentales para la elaboración de un plan de control que debe incluir, además de medidas de prevención para evitar la introducción y propagación del patógeno, medidas de mitigación de la enfermedad.

En el caso de las dehesas y los montados, el diagnóstico de campo es complejo al tratarse de ecosistemas muy heterogéneos en los que, además de la vegetación, existe un componente pecuario y/o cinegético. Por otro lado, al tratarse de un problema radicular, los síntomas en la parte aérea de la vegetación sólo se hacen evidentes cuando gran parte del sistema radical ya está afectado. Además, los síntomas en la parte aérea pueden ser semejantes a los originados por otras causas, como por ejemplo el déficit hídrico extremo o sequía.



Figura 11a: Foco con encinas muertas (Alentejo) (Foto: A. C. Moreira).

Los árboles, arbustos y herbáceas que presenten síntomas deben ser observados de forma integral, analizando no solo el patrón de distribución, en manchas o disperso, sino también la gravedad de los síntomas. En los árboles, los síntomas reflejan una pérdida gradual del vigor y básicamente consisten en: 1) alteración del color de las hojas, que pasan de un verde oscuro a un verde más claro, lo que imprime una coloración más clara a toda la copa; 2) muerte progresiva de los brotes jóvenes o puntisecado (*Dieback*); 3) defoliación general, lo que hace más transparente la copa; y 4) más raramente, exudaciones en el tronco.

En períodos de sequía prolongada, frecuentemente después de veranos cálidos y secos, si la infección es intensa y la destrucción del sistema radical es muy grande, la copa de los árboles se puede secar repentinamente. Los árboles afectados aparecen más frecuentemente en sitios de suelos esqueléticos, en zonas en las que se acumula el agua durante los períodos de lluvia o en zonas con capas freáticas próximas a la superficie. La distribución de los árboles afectados en manchas, más o menos circulares, sugiere la presencia de una enfermedad radicular (Figuras 11a y 11b). En este caso, los árboles afectados estarán relativamente próximos, formando un foco en cuyo seno pueden incluso existir árboles sin síntomas. A lo largo de laderas en pendiente pueden observarse árboles muertos y otros afectados y con síntomas, con frecuencia en las proximidades de cursos de agua. En algunos focos también son visibles síntomas en algunos arbustos o matorrales infectados, que pueden actuar como multiplicadores de inóculo (Figura 12).

En el diagnóstico de *Phytophthora cinnamomi*, las épocas más favorables para la recogida de muestras, ya sea de raíces o de suelo, son la primavera y el otoño. Esto es debido a una mayor facilidad de recogida de la muestra y a la mayor probabilidad de aislamiento del patógeno. Sin embargo, hay que tener en cuenta la variación anual de las condiciones meteorológicas. En el caso de los árboles y arbustos, el muestreo de suelo y raíces debe hacerse dentro de los límites de la proyección de la copa sondeando, por ejemplo, en los cuatro puntos cardinales. Se puede proceder de este modo:



Figura 11b: Foco con alcornoques muertos (Algarve) (Foto: A. C. Moreira).



Figura 12: Foco donde son visibles plantas de jara cervuna (*Cistus populifolius*) infectadas por *P. cinnamomi* (Foto: A. C. Moreira).

- 1) En cada foco seleccionar de 2 a 3 árboles/arbustos con síntomas y de 2 a 3 árboles/arbustos sin síntomas. Los árboles enfermos no deben presentar una tasa elevada de defoliación (inferior al 70 %) o estar ya muertos, porque en ese estado la población del patógeno será muy baja y habrá dificultades para su aislamiento.
- 2) Las muestras deben tomarse en primavera y en otoño con el fin de reducir el número de falsos negativos. Si el resultado fuese negativo se puede repetir al año siguiente para confirmar.
- 3) Retirar la capa superficial de hojarasca (aprox. 1 cm.) sin llegar a eliminar el horizonte A antes de la recogida de las muestras de suelo.
- 4) Excavar 3 o 4 hoyos de 20–30 cm de profundidad a 1 metro del tronco del árbol, o próximo al arbusto (50–150 cm de la base del tronco/tallo) en orientaciones opuestas, siempre en dirección de una raíz, tratando de asegurarse de que las muestras contienen raíces finas de la especie en análisis (Figura 13).
- 5) Mezclar las fracciones recogidas en una única muestra hasta que se obtengan de 1 a 3 litros de suelo.
- 6) Repetir la operación en los restantes árboles/arbustos seleccionados, teniendo cuidado de limpiar y desinfectar las herramientas (ver 4.3.3.) tras la recogida de muestras en cada árbol/arbusto.

Las muestras deben colocarse en bolsas de plástico cerradas, conservarse en cajas térmicas y enviarse al laboratorio lo más rápido posible. En las especies herbáceas, la muestra debe estar constituida por toda la planta, incluido el sistema radical con suelo de la rizosfera.



Figura 13: Recogida de muestras de suelo y de la rizosfera en árboles (Fotos: A. C. Moreira).

4.2. PREVENCIÓN Y CONTROL

De acuerdo con lo ya expuesto, *P. cinnamomi* es un patógeno agresivo con una amplia gama de hospedadores, elevada supervivencia mediante estructuras de resistencia y fácil propagación en suelos mal drenados o encharcados, y por tanto, muy difícil de erradicar. Las medidas de prevención y control pasan por la modificación de la gestión para evitar la dispersión del patógeno (prevención) y mitigar la enfermedad (disminuir la densidad y multiplicación del patógeno y reducir la severidad de la enfermedad). El diseño de estas medidas implica el conocimiento de los diferentes factores involucrados en la expresión de la enfermedad y en el análisis de su compatibilidad con los usos y aprovechamientos de las dehesas y montados. La prevención y control puede basarse en medidas culturales, de mejora genética y de control químico y biológico.

4.2.1. Medidas culturales

Estas medidas se deben aplicar a zonas no infectadas para minimizar la introducción y propagación del patógeno (prevención) y a zonas infectadas para reducir la cantidad de inóculo (control). Conllevan la alteración de las prácticas de cultivo, de gestión del suelo, de la vegetación y de los animales. Las medidas culturales buscarán asegurar condiciones favorables al desarrollo de las plantas y a su capacidad de defensa. Los tratamientos van dirigidos a: 1) mejorar el suelo a través de la incorporación de materia orgánica y/o abonados (cuando sea necesario); 2) promover el drenaje de suelos con encharcamiento; 3) regular la carga ganadera y el uso de maquinaria agrícola pesada para evitar la compactación del suelo; 4) controlar el movimiento de personas, animales y máquinas agrícolas y garantizar medidas adecuadas de higiene para evitar el transporte de inóculo.

Debe prestarse especial atención a aquellas prácticas de cultivo que puedan debilitar a los árboles, como los laboreos del suelo que puedan dañar el sistema radical y las operaciones mal ejecutadas de poda y de descorche que puedan facilitar la entrada de otros agentes bióticos. La gestión del matorral debe basarse en la eliminación de las especies susceptibles al patógeno y en el cultivo de especies resistentes (véase Tabla 3). Las fertilizaciones cálcicas también podrían ser una forma de conferir una mayor tolerancia a la enfermedad, ya que inhiben la producción de esporangios (Serrano *et al.*, 2012b). El uso de plantas micorrizadas (inoculadas con hongos micorrícicos) podría contribuir a impedir o dificultar el ataque del patógeno a través de la protección de las raíces por un manto fúngico.

4.2.2. Mejora genética

La información disponible sobre la resistencia de importaciones o variedades de alcornoque o encina a *P. cinnamomi* es aún muy limitada, a pesar de que en los últimos años se han iniciado programas de selección y mejora de material tolerante a la enfermedad. La variabilidad genética intraespecífica en encinas y alcornoques es considerable y puede aprovecharse para la selección de genotipos más tolerantes a *P. cinnamomi* (Tapias *et al.*, 2006; Serrano *et al.*, 2012; Cuenca Valera *et al.*, 2017). Serrano *et al.* (2012) encontraron diferencias significativas en la susceptibilidad a *P. cinnamomi* entre cuatro morfotipos de *Q. ilex* (*Q. microcarpa*, *Q. expansa*, *Q. macrocarpa* y *Q. rotundifolia*). Cuenca Valera *et al.* (2017) encontraron una importante variabilidad en la respuesta de *Q. ilex* y *Q. suber* a *P. cinnamomi* y demostraron que la tolerancia se controlaba genéticamente, siendo por ello, susceptible de mejora.

La tolerancia al patógeno observada en el híbrido natural *Q. ilex* subsp. *ballota* x *Q. faginea* indica que *Q. faginea* puede considerarse una fuente de resistencia (Serrano *et al.*, 2012). No obstante, la evaluación de la susceptibilidad de cuatro híbridos naturales (*Q. suber* x *Q. rotundifolia*, *Q. rotundifolia* x *Q. pyrenaica*, *Q. broteroi* x *Q. rotundifolia* y *Q. coccifera* x *Q. rotundifolia*) y sus progenitores a *P. cinnamomi* ha permitido verificar que, en términos generales, los progenitores son menos susceptibles al patógeno, con la excepción de *Q. broteroi* y *Q. suber*, que han presentado susceptibilidades equivalentes a las de los híbridos (García Alonso *et al.*, 2018).

4.2.3. Medidas de lucha química

La aplicación de productos químicos pretende reducir la capacidad del patógeno para causar enfermedad. Estos productos, una vez homologados, deben usarse en combinación con otras medidas de combate.

Aplicación de fungicidas

La mayoría de los fungicidas no tienen efecto sobre *Phytophthora* spp., aunque algunas fenilamidas como el metalaxil (González *et al.*, 2017) o algunos fosfonatos como el fosfito potásico y el fosetil aluminio (Schwinn, 1983; Coffey, 1991) pueden ser eficaces. Estos productos son fungicidas sistémicos, es decir, son capaces de translocarse a través del floema y del xilema (Erwin & Ribeiro, 1996) y alcanzar internamente las raíces finas atacadas por el patógeno (Romero *et al.*, 2019). Estos fitosanitarios actúan como inductores de resistencia, estimulando los mecanismos de defensa naturales de las plantas (Romero *et al.*, 2019). Pueden aplicarse por inyección en los troncos (Figura 14) o por pulverización de las copas, ejerciendo un efecto preventivo en árboles sanos de zonas de riesgo y un efecto terapéutico en árboles ya infectados (Romero *et al.*, 2019). Estos autores aplicaron inyecciones de fosetil-Al (de 3 a 4 cápsulas por árbol, presurizadas, cada una con 200 ml con 4 % de fosetil-Al) a troncos de encinas sin síntomas, con defoliación leve y moderada (inferior a 50 %) y constataron la recuperación y mejoría de las copas hasta tres años después del tratamiento. También observaron una tendencia a la reducción de la presencia del patógeno en las raíces.



Figura 14: Tratamiento con fosetil-Al mediante inyección en el tronco (Foto: P. Fernández-Rebollo).

En Portugal, el único producto homologado para encina y alcornoque es el fosetil-Al. En España, este producto está autorizado para plantas agrícolas y ornamentales, aunque no específicamente para encinas y alcornoques, pero se aplica igualmente. Este fungicida ha demostrado ser una buena alternativa al fosfito de potasio, no homologado ni en Portugal ni en España. Por otra parte, el uso prolongado de algunos fungicidas como el metalaxil, puede provocar el desarrollo de resistencia en el patógeno (Dobrowolski *et al.*, 2008; Hu *et al.*, 2010). En el caso del fosetil-Al aún no se ha notificado el desarrollo de este tipo de resistencias.

Continuamente se están probando otros productos para control químico de *P. cinnamomi*. Recientemente, Bairrão (2019) ensayó sobre estaquillas de alcornoque en invernadero, la eficacia de tres productos no convencionales: ácido salicílico, que estimula las respuestas de defensa de la planta; BLAD, una proteína multifuncional con propiedades antifúngicas y bioestimulantes; y el extracto de *Omphalotus olearius*, hongo con efecto antagonista de *P. cinnamomi*. Teniendo como referencia el fosfito potásico, de eficacia conocida, verificó que BLAD fue el producto más favorable mientras que la aplicación del extracto de *Omphalotus olearius* resultó ser ineficaz. La proteína patentada, extraída de semillas germinadas de altramuces blancos (*Lupinus albus*), se encuentra ya en fase de homologación.

Aplicación de enmiendas cálcicas

Algunos productos cálcicos (CaO , CaCO_3 , CaSO_4) pueden reducir la gravedad de la enfermedad, tal y como han observado Serrano *et al.* (2013) y Fernández-Rebollo (2019) en encinas. Este efecto está relacionado con la capacidad que tiene el calcio de limitar la multiplicación del inóculo del patógeno, inhibiendo la formación de esporangios (CaO , CaCO_3 , CaSO_4) y de zoosporas (CaO y CaCl_2) (Serrano *et al.*, 2012). Además de eso, el calcio confiere a la encina una cierta tolerancia al patógeno, pudiendo potenciar su desarrollo radicular (Serrano *et al.*, 2013).

La selección del producto cálcico que se aplicará dependerá del pH del suelo. Para valores inferiores a 5 se recomienda la aplicación de carbonato de calcio (CaCO_3); para valores superiores a 5, la aplicación de sulfato de calcio (CaSO_4); y para valores entre 5 y 6, una mezcla de carbonato con sulfato de calcio (Fernández-Rebollo, 2019). En los ensayos de campo, las dosis testadas variaban entre los 3000 kg/ha de CaCO_3 y los 3500 kg/ha de CaSO_4 . El carbonato de calcio posee un mayor poder neutralizante, aunque es menos soluble. El sulfato de calcio, aplicado en campo en dosis de 3500 kg/ha, resultó ser el producto más eficaz en la reducción de la enfermedad (Serrano *et al.*, 2014).

Aplicación de correctivos orgánicos

La incorporación en el suelo de estiércoles frescos y compostados puede mejorar la infiltración y la aireación del suelo, ejercer un efecto de supresión en el crecimiento del micelio de *P. cinnamomi* y reducir el inóculo del suelo infectado. Los trabajos experimentales realizados por Vicente *et al.* (2009) demostraron una mayor eficacia en la reducción del inóculo de *P. cinnamomi* al emplear estiércoles avícolas y porcinos que al utilizar estiércoles procedentes de bovinos y ovinos con o sin compostaje. Según Aryantha *et al.* (2000), los estiércoles avícolas, sobre todo con compostaje prolongado, estimulaban la actividad biológica y reducían significativamente la supervivencia del patógeno.

4.2.4. Medidas de lucha biológica

Biofumigación

La biofumigación consiste en la incorporación de tejidos vegetales al suelo, especialmente de especies de la familia *Brassicaceae*, para conseguir un efecto de supresión sobre *P. cinnamomi*. Este efecto se debe a las sustancias volátiles liberadas por la acción de glucosinolatos que originan compuestos tóxicos (isotiocianatos) para los microorganismos del suelo. Ríos *et al.* (2016a, 2016b) comprobaron que algunas especies ricas en sinigrina: *Brassica carinata* (Figura 15), *B. juncea* y *B. nigra* inhiben *in vitro*, el crecimiento del micelio de *P. cinnamomi*, mientras que otras especies ricas en otros glucosinolatos no son, por sí solas, eficaces en la supresión significativa de inóculo. Algunas de estas especies como *B. juncea* y *B. nigra* (Figura 16) se adaptan bien a los suelos poco fértiles y de bajo pH de las dehesas, presentando un buen crecimiento. *B. juncea* resultó ser la especie con mayor producción de biomasa y la más rápida en cubrir el suelo (Leal Murillo *et al.*, 2017). Además de poder introducirse en praderas como abono verde, las es-



Figura 15: Plantas de *Brassica carinata*
(Foto: M. C. Rodríguez-Molina).

pecies de *Brassicaceae* también se pueden aplicar en forma de biomasa deshidratada aunque la deshidratación puede reducir la concentración de sinigrina en la planta (Fernández-Rebollo *et al.*, 2018). Otra alternativa es el uso de harinas de semillas con un elevado contenido de sinigrina, lo que presenta la ventaja de poder aplicarse de una forma más homogénea en el campo. El efecto biofumigante de la harina de *B. juncea* y de los *pellets* de *B. carinata* (Figura 17) se ha comprobado *in vitro*, constatándose su eficacia en la inhibición del crecimiento del micelio, en la reducción de la germinación de zoosporas y de la viabilidad de las clamidosporas de *P. cinnamomi* (Morales-Rodríguez *et al.*, 2016; Ríos *et al.*, 2017). Se ha constatado también su capacidad para reducir la severidad e incidencia de la enfermedad en *Lupinus luteus* (Ríos *et al.*, 2017; Rodríguez-Molina *et al.*, 2018b). Sin embargo, en ensayos realizados en cámaras de cultivo climatizadas para intentar controlar la enfermedad causada por *P. cinnamomi* en alcornocques aplicando *pellets* de *B. carinata* y carbonato cálcico, se comprobó que solo la combinación de *pellets* (1,5 g/L) con carbonato cálcico (3 g/L) redujo significativamente la enfermedad (Rodríguez-Molina *et al.*, 2018a).



Figura 16: Plantas de *Brassica nigra* (Fotos: M. C. Rodríguez-Molina).



Figura 17: *Pellets* de *Brassica carinata*
(Foto: M. C. Rodríguez-Molina).

Extractos radiculares de plantas con efectos alelopáticos

Los extractos radiculares de algunas plantas de la flora natural de dehesas y montados inhiben la actividad del patógeno. Neves *et al.* (2014) y Mateus *et al.* (2016) comprobaron que los exudados radiculares de *Phlomis purpurea* (matagallo) tienen un efecto anti-*Phytophthora*. Moreira *et al.* (2018a) comprobaron que algunas especies de *Brassicaceae* de la flora del sur de Portugal, como *Diplotaxis tenuifolia* (rúcula), *Eruca vesicaria* (oruga) y *Raphanus raphanistrum* (rábano silvestre), también ejercían un efecto inhibitorio sobre la actividad de *P. cinnamomi*. Siendo los suelos de las dehesas en general pobres en materia orgánica y nutrientes, con bajos niveles de fósforo y bajo pH (Moreira & Martins, 2005), el uso de estas especies de *Brassicaceae* en praderas podría ser una medida de control biológico a considerar.

Hongos antagonistas

Algunos hongos parecen inhibir la actividad de *P. cinnamomi* por competición, parasitismo o antibiosis. Aunque ninguno de los propuestos ha demostrado aún su viabilidad económica, hay evidencias de que pueden desempeñar un papel importante en la supresión natural del patógeno en ciertos tipos de suelo (CABI, 2019). Gómez *et al.* (2019) comprobaron que la reducida presencia de especies de *Phytophthora* en condiciones de campo estaba fuertemente correlacionada con la presencia de especies del género *Trichoderma*. No obstante, los tratamientos biológicos con base en este grupo de biofungicidas, aunque autorizados para algunos cultivos hortícolas, aún no están disponibles ni en España ni en Portugal para el uso en sistemas forestales. Sería necesaria también una validación para los diferentes tipos de suelo.

4.3. RECOMENDACIONES DE GESTIÓN

4.3.1. Medidas de prevención en zonas sin síntomas

En las zonas sin síntomas de la enfermedad, deben adoptarse medidas que eviten la infestación de los suelos:

Suelos y agua	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar el laboreo de suelos húmedos o encharcados para prevenir la contaminación con suelo procedente de zonas infectadas. • Comenzar las intervenciones agrícolas, o la construcción de infraestructuras en las zonas sin síntomas y terminar por las zonas afectadas. • Evitar la compactación del suelo y promover su drenaje: <ul style="list-style-type: none"> - controlar encharcamientos producidos por obras de ingeniería civil, averías en depósitos, charcas o canales. - mantener en las laderas fajas de matorral con especies no susceptibles para promover la infiltración del agua y limitar la erosión. - mantener, en torno a los cursos de agua y en las zonas encharcables, especies ripícolas para reducir la humedad del suelo y la erosión. • No usar agua de riego proveniente de zonas afectadas o de otra procedencia sobre la cual no haya garantía de no contaminación.
Vegetación	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar (re)forestaciones en zonas de suelos compactados, mal drenados y poco profundos. Si existen suelas de labor u horizontes impermeables en el suelo, romperlos mediante subsolado para facilitar la infiltración de agua y evitar los encharcamientos. • (Re)forestar con plantas procedentes de viveros certificados o sembrar con semilla recogida en zonas sin síntomas de enfermedad de la misma región, limpiando y desinfectando previamente la semilla con una solución diluida de lejía y aclarando después con agua para eliminar los restos de cloro. • Evitar el cultivo de especies susceptibles por ser potenciales multiplicadores del patógeno (p. ej.: altramuces blanco o amarillo: tabla 1).

Vegetación	<ul style="list-style-type: none"> • Gestionar de forma adecuada la cubierta forestal realizando podas de formación y fitosanitarias y evitar las podas intensas que debilitan a los árboles. • No realizar gradeos o laboreos que puedan dañar las raíces y debilitar a los árboles, haciéndolos más susceptibles. Se recomienda el uso de desbrozadoras para el control del matorral. • Realizar abonados cálcicos, fosfóricos y potásicos de los pastizales para mejorar la producción y mitigar la enfermedad.
Animales	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar cargas ganaderas excesivas para minimizar la compactación del suelo. • Evitar la permanencia de ganado siempre en las mismas zonas de la explotación.

4.3.2. Medidas de mitigación en zonas con síntomas

En las zonas con síntomas es necesario reducir la población del patógeno y evitar su propagación (nuevas infestaciones). Deben implementarse las siguientes medidas:

Suelos y agua	<ul style="list-style-type: none"> • Delimitar y señalar focos de infección, incluyendo una faja con árboles asintomáticos. • Limitar la entrada de personas, máquinas y animales en los focos, así como el movimiento de vehículos que crucen las zonas infectadas (caminos y cortafuegos), en particular, durante la época de lluvias cuando el suelo está más húmedo. • Evitar laboreos del suelo (gradeos) que faciliten la propagación del patógeno, particularmente cuando el suelo está húmedo. Si fuese imprescindible, iniciar las intervenciones en las zonas no infectadas pasando solamente después a las zonas infectadas. Extremar el cuidado eliminando los restos de suelo y desinfectando la maquinaria agrícola, incluidas las ruedas, antes de abandonar el área de intervención. • Realizar enmiendas cálcicas para aumentar los niveles de calcio libre en el suelo y reducir la infección. • Garantizar siempre un buen drenaje del suelo.
Vegetación	<ul style="list-style-type: none"> • Mantener fajas de vegetación natural o matorral con especies no susceptibles para evitar la contaminación de las zonas contiguas, p. ej.: acebuche, matagallos, siempreviva, cantueso (tabla 3). • En las zonas de riesgo elevado, eliminar, cuando sea posible, los matorrales susceptibles porque pueden constituir reservorios del patógeno (p. ej.: jaguarzos y jara pringosa: tabla 1). • Reforestar las zonas muy infestadas con especies resistentes como el fresno, el acebuche, la higuera y el algarrobo. • Tras las cortas, no destocoñar, ya que los movimientos de suelo asociados favorecen la propagación del patógeno y aunque las raíces principales se eliminan, las raíces finas infectadas permanecerán en el suelo.
Animales	<ul style="list-style-type: none"> • Limitar la presencia de ganado en las zonas afectadas. Si fuese necesario, introducir el ganado cuando el suelo esté seco para minimizar la propagación del patógeno. • Evitar la instalación de comederos cinéuticos y zonas de suplementación alimentaria para el ganado en las zonas afectadas. • Desinfectar las pezuñas de los animales instalando pediluvios en las explotaciones, para evitar que el ganado propague el patógeno.

4.3.3. Medidas de desinfección

Una vez retirados los restos de suelo de los vehículos, máquinas agrícolas, herramientas, animales y calzado, debe procederse a su desinfección, especialmente en las épocas más críticas, cuando el suelo se encuentra muy húmedo:

- Las ruedas de los vehículos y maquinaria agrícola deben pasar por rodiluvios.
- Los animales deben pasar por pediluvios.
- Las herramientas, una vez limpias, deben pulverizarse con etanol al 70 % o con agua oxigenada. En los alcornoques deben usarse solo desinfectantes sin cloro para evitar contaminaciones organolépticas en el corcho.

B. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EN VIVEROS

La producción de plantas en vivero es un elemento crítico para el éxito de las repoblaciones. Diferentes investigadores (Sánchez *et al.*, 2005; Pérez-Sierra *et al.*, 2012; Jung *et al.*, 2016) han constatado la presencia de *Phytophthora cinnamomi* y de otros oomicetes del género *Phytophthora* en viveros forestales. Según Jung *et al.* (2016) en Portugal, al igual que en España e Italia, los oomicetes *P. cinnamomi*, *P. cambivora* y *P. cryptogea* son frecuentes en viveros infectando especies del género *Quercus*.

Debido a sus características, los viveros presentan condiciones ambientales, como una elevada temperatura y humedad ambiental que, asociadas a la fisiología de los hospedadores, favorecen la introducción e instalación de agentes bióticos nocivos. Los riegos frecuentes, la elevada densidad de plantas, la abundancia de tejidos vegetales jóvenes y la proximidad entre diferentes especies hospedadoras, crean condiciones muy favorables a la propagación de patógenos, ya sea de la parte aérea o de las raíces.

Para garantizar el buen estado fisiológico y fitosanitario de las plantas producidas y evitar la propagación de *Phytophthora* spp. y de otros agentes bióticos nocivos, tanto en los viveros como en los lugares de plantación, es necesario asegurar la higiene de los viveros a través de la adopción de medidas adecuadas de prevención. También es importante garantizar el cumplimiento de la legislación relativa a la producción y comercialización de plantas y una adecuada inspección.

1. DETECCIÓN Y PROCEDIMIENTOS DE RECOGIDA DE MUESTRAS PARA EL DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de la infección causada por *P. cinnamomi* puede ser difícil si solo se basa en la observación de síntomas. La sintomatología puede confundirse con la causada por otros patógenos y/o por problemas fisiológicos. En plantas muy jóvenes, durante la germinación y la emergencia, el patógeno puede causar *damping off*. Existen dos tipos de *damping off*: de preemergencia, que afecta a la germinación de las semillas antes de la salida de los hipocotilos, y de postemergencia, que tiene lugar después de la emergencia de los tallos, mientras los tejidos se encuentran aún poco lignificados. La infección causa generalmente la muerte de las semillas y de las plántulas en un corto período de tiempo. En plantas menos jóvenes, la infección por *P. cinnamomi* causa síntomas semejantes a los inducidos por situaciones de déficit hídrico o de nutrientes: marchitamiento de las hojas, defoliación y clorosis debido a la destrucción progresiva de las raíces finas con la consiguiente reducción de la captación de agua y nutrientes.

Durante el tiempo de permanencia en el vivero las especies más tolerantes, o los individuos jóvenes con una infección incipiente, pueden no presentar síntomas, lo que dificulta el diagnóstico de la infección solo por observación visual de la parte aérea. Las plantas asintomáticas podrían, sin embargo, llegar a manifestar síntomas tras su salida del vivero, contaminando el suelo y a otras plantas hospedadoras en los lugares de plantación. Por tanto, se recomienda que en

vivero el diagnóstico se base en la recogida de muestras y su correspondiente análisis en el laboratorio y que incluya plantas sintomáticas y asintomáticas.

Para el diagnóstico de *P. cinnamomi*, las épocas más favorables para la recogida de muestras son la primavera y el otoño. No obstante, como los viveros presentan condiciones ideales para el desarrollo y propagación de enfermedades causadas por especies de *Phytophthora* durante gran parte del tiempo de permanencia de las plantas en el vivero, la recogida de muestras se debe hacer siempre que se observen plantas con síntomas.

En plantas de *Quercus*, la detección de la presencia de la infección debe hacerse durante la primavera o comienzos del otoño tras la siembra y siempre antes de su traslado al campo. Se recomienda la recogida inicial de entre 8 y 10 plantas por especie, escogiendo primero las plantas con síntomas de enfermedad (marchitamiento, amarilleo de las hojas, puntiseado y podredumbre del cuello) (Figuras 18 y 19), que deberán retirarse de los contenedores con el cepellón, colocarse en bolsas de plástico cerradas y enviarse al laboratorio lo más rápido posible sin exposición a temperaturas elevadas, y preferentemente en cajas refrigeradas. Las plantas con podredumbre radicular son difíciles de reconocer sin la observación de las raíces. Las raíces de algunas especies leñosas son de color oscuro, lo que dificulta el reconocimiento de las que están infectadas. (Figuras 18b y 19b).

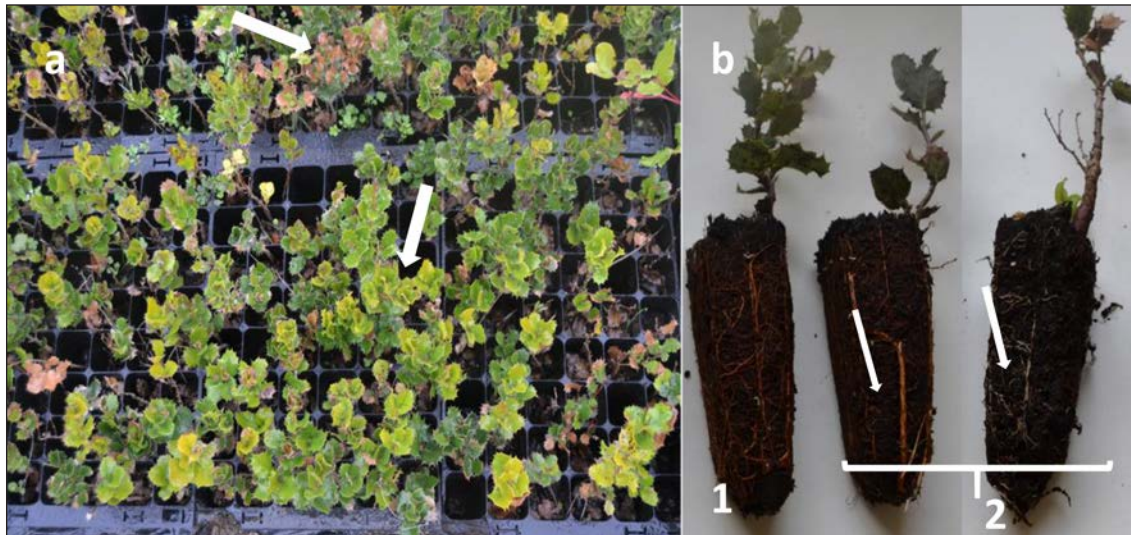


Figura 18: a: Contenedores con plantas de encina que muestran síntomas de infección por *P. cinnamomi*, marchitamiento y clorosis en las hojas; b: Plantas de encina infectadas, 1: planta en la fase inicial de la enfermedad presentando bastantes raíces saludables, 2: plantas más afectadas con síntomas evidentes en la parte aérea y menos raíces funcionales (Fotos: A. C. Moreira).

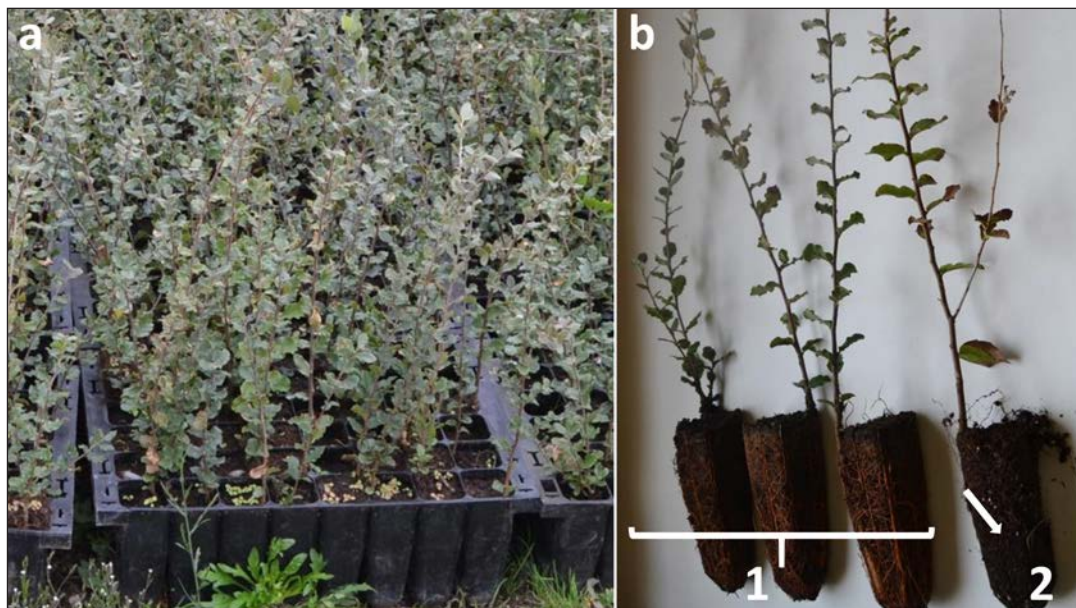


Figura 19: a: Contenedores con plantas de alcornoque que muestran síntomas de la enfermedad causada por *P. cinnamomi*; b: Plantas de encina infectadas, 1: plantas en la fase inicial de infección que presentan bastantes raíces sanas, 2: planta más afectada con síntomas evidentes en la parte aérea y menos raíces funcionales (Fotos: A. C. Moreira).

Como ya se ha mencionado, algunas especies pueden estar infectadas y permanecer asintomáticas, por lo que la detección de la presencia del patógeno debe hacerse también en otras plantas, posibles hospedadoras de *P. cinnamomi*. Deben muestrearse especies de porte arbóreo o arbustivo, especies forestales, del matorral u ornamentales que coexistan en el vivero. En el caso de plantas hospedadoras asintomáticas, deberá hacerse el muestreo en el momento en que se observen síntomas en los plantones de *Quercus*, o al menos una vez al año, antes de trasladarlas a las plantaciones en campo. Se recomienda analizar de 3 a 10 plantas por especie, recogidas de forma aleatoria. No se deben analizar plantas muertas, ya que la densidad de la población de *P. cinnamomi* es muy baja y podrían aparecer otros organismos del suelo con mayor capacidad saprofitica, aumentando la posibilidad de falsos negativos. Se pueden seguir los procedimientos mencionados para la detección de otras especies de *Phytophthora* y también de *Pythium*.

2. PREVENCIÓN Y CONTROL

La erradicación de *P. cinnamomi* de un vivero es un proceso largo y muy costoso, por lo que es fundamental que se tomen medidas de prevención que eviten su introducción, instalación y propagación. La prevención implica sobre todo medidas culturales y cuando hay infección, el uso de productos químicos debidamente autorizados. En este sentido, debe establecerse un protocolo para la prevención y control de *Phytophthora* spp., debidamente validado por las entidades competentes, cuyo objetivo sea reducir el riesgo de introducción y establecimiento de los agentes bióticos nocivos en el vivero, pero también evitar la propagación de los agentes bióticos nocivos hacia los lugares de plantación. En la Figura 20 están representadas algunas de las principales vías de introducción y propagación del patógeno en viveros forestales.

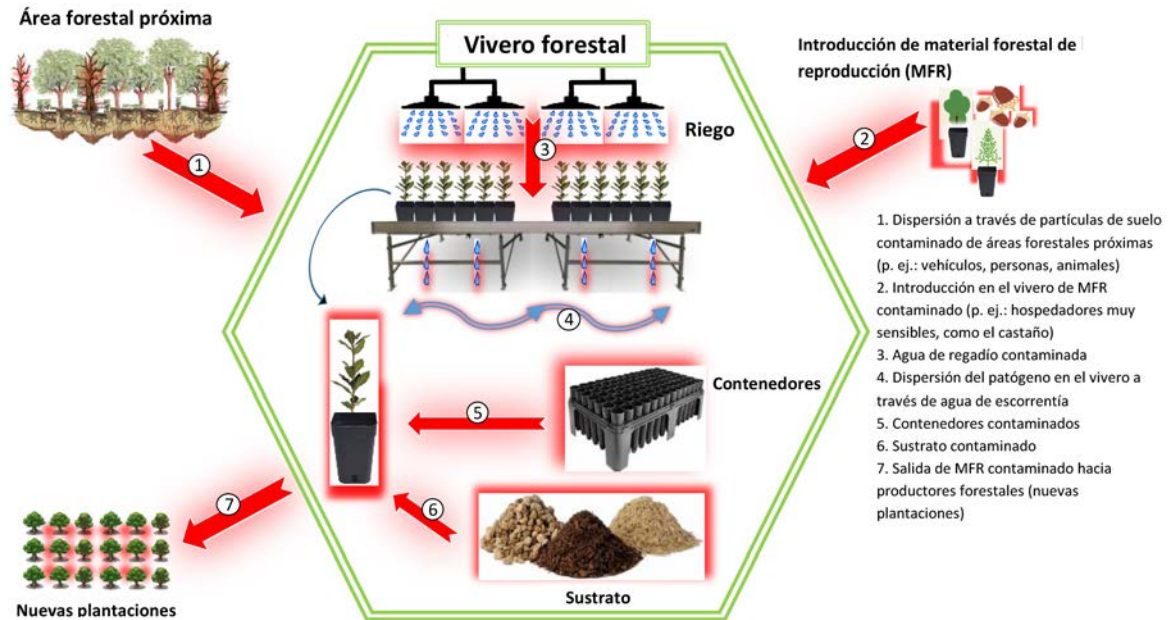


Figura 20: Representación de vías de introducción y dispersión de *P. cinnamomi* en un vivero forestal (Esquema: F. Costa y Silva).

Para minimizar los riesgos de infección, ya sea de *P. cinnamomi* o de otros patógenos, es necesario tener en cuenta, especialmente, la selección del lugar de instalación del vivero, la calidad del Material Forestal de Reproducción (MFR) utilizado, las condiciones de trasplante y manipulación de las plantas, el sustrato y los contenedores utilizados, así como la cantidad y calidad del agua de riego.

1. Selección del lugar de instalación. Se debe evitar: (a) la proximidad de áreas forestales infectadas, que pueden ser una fuente de inóculo y contaminación del vivero a través de las aguas de escorrentía, partículas de suelo transportadas por vehículos, personas y animales (Figura 20-1); (b) lugares con mucha sombra y humedad, y de fácil encharcamiento, por ser condiciones ideales para la instalación del patógeno (Figura 21).

2. Mantenimiento de las condiciones de higiene. Se recomienda la limpieza regular del vivero eliminando maleza, residuos y desechos vegetales, extendidos o acumulados, que podrían constituir potenciales depósitos de agentes patógenos (Figura 22). El uso de un material inerte en el suelo del vivero, p. ej.: grava o gravilla, permitirá su desinfección regular con una solución de agua con cloro o fungicidas a base de cobre (Figura 23) y facilitará el drenaje de las aguas de escorrentía.



Figura 21: Evitar lugares propicios a encharcamientos (Fotos: M. Trindade).



Figura 22: No dejar residuos y desechos en el suelo del vivero para no contaminar el suelo y las plantas que entran en el vivero (Foto: M. Trindade).



Figura 23. Suelo del vivero con cobertura de material inerte (gravilla)
(a: Foto: Nuno Calvet/Equipar Viveiros; b: Foto: M. Trindade).

3. Vehículos, personas y animales. Pueden constituir medios de propagación de *P. cinnamomi* si hubiesen estado en contacto con focos de la enfermedad y hubieran transportado partículas de suelo contaminado. Se recomienda la instalación de: (a) rodiluvios a la entrada del vivero para lavado y desinfección de las ruedas, sobre todo de vehículos usados en el transporte de plantas al campo (Figura 24a) y la creación de una zona de estacionamiento apartada del vivero; (b) pediluvios para la limpieza y desinfección del calzado (Figura 24b); se recomienda además que las prendas y calzado de los trabajadores sean para uso exclusivo en el vivero, debiendo limpiarse y desinfectarse regularmente.



Figura 24. a) Rodiluvios (Foto: M. Trindade); b) Pediluvios (Foto: A. C. Moreira).

4. Material Forestal de Reproducción (MFR). Las semillas, partes de plantas y plantas podrían ser una vía de introducción y contaminación del patógeno en el vivero (Figura 20-2). En el caso de las semillas, dado que pueden transportar residuos de suelo contaminado, se recomienda su limpieza y desinfección (ver 4.3.2.). En el caso de las plantas es importante verificar su buen vigor vegetativo y la inexistencia de signos o síntomas visibles de plagas y enfermedades (Figura 25).



Figura 25: Plantas en buen estado vegetativo, con buen desarrollo radicular y sin síntomas visibles de plagas o enfermedades. (Fotos: M. Trindade).

El MFR solo se puede comercializar, o sea, solo puede circular, si está acompañado del respectivo documento del proveedor, donde consta, además de otra información, la región de procedencia y el número de certificado principal (semillas) o el número del certificado de calidad externa (plantas), lo que permite conocer el origen de la semilla o de las plantas. Tanto el certificado principal, que certifica la identidad del MFR con respecto al material de base del que se deriva, que garantiza la rastreabilidad del origen, como el certificado de calidad externa, que certifica la conformidad de las plantas para la arborización y rearborización con los requisitos que constan en la legislación, permiten la trazabilidad del MFR. El MFR debe estar siempre identificado con una etiqueta que indique, entre otra información, la categoría del MFR (fuente identificada, seleccionada, cualificada o testada), pudiendo esta obligación ser sustituida por el uso de color en el documento del proveedor (amarillo: fuente identificada, verde: seleccionada, rosa: cualificada y azul: testada). En el caso del *Quercus suber*, en Portugal, no se permite la comercialización de la categoría «Fuente identificada». En caso de duda, el material deberá colocarse en cuarentena, en lugar aislado y bajo observación, recomendándose la realización de análisis en un laboratorio especializado para detectar la presencia de *P. cinnamomi*.

5. Agua de riego. Es uno de los principales medios de infección y propagación de *P. cinnamomi*, siendo aconsejable el uso de agua de la red o procedente de sondeos de captación en profundidad (fuente segura) (Figura 26). En caso de que el vivero esté localizado en una cuenca río abajo de focos de *P. cinnamomi*, se recomienda la filtración del agua y el tratamiento con cloro. Se deberá evitar también la acumulación del agua de irrigación en el suelo del vivero y las salpicaduras, dado que son vectores de propagación de la enfermedad, especialmente si hubiese contacto con material vegetal, sustrato, contenedores y/o herramientas.

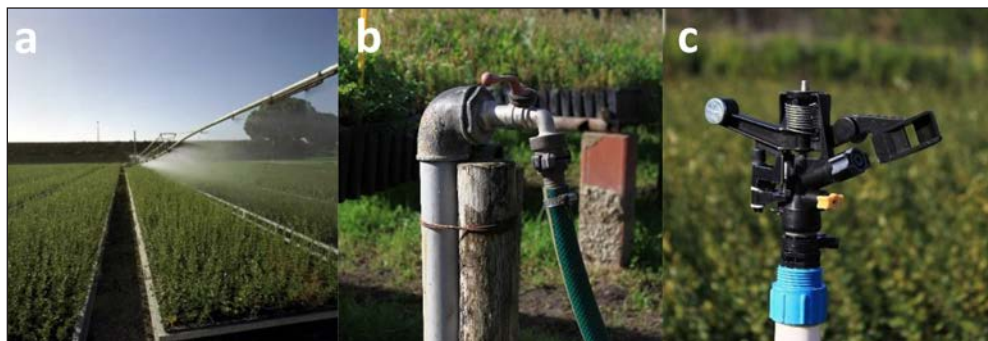


Figura 26: Riego con agua de fuente segura. a) Perforación de sondeos en profundidad Foto: Nuno Calvet/Equipar Viveiros. b y c) Agua de la red Fotos: M. Trindade).

6. Sustratos. Pueden ser también un medio de contaminación. Se aconseja el uso de sustratos desinfectados (turbas, vermiculita, perlita) y su preparación/mezcla en superficies inertes o aisladas del suelo. Se debe evitar la incorporación de compuestos de procedencia desconocida que puedan contener materia orgánica infectada, p. ej., arenas de río. La desinfección del sustrato puede hacerse en cámaras cerradas (82 °C durante unos 30 min), autoclave, mediante solarización o por compostaje.

7. Contenedores. Su dimensión debe ser adecuada a la especie y al tiempo de permanencia en el vivero, a fin de garantizar unas buenas condiciones de crecimiento de las plantas; su reutilización puede constituir un factor de riesgo, sobre todo si los contenedores fuesen utilizados en las operaciones de plantación en el campo. El reciclaje de contenedores es más económico y ecológico que el uso de desechables, pero exige una descontaminación exhaustiva de estos recipientes. Para proceder a su limpieza (Figura 27) se deben eliminar los restos orgánicos y de sustratos y efectuar después una desinfección mediante termoterapia con calor húmedo (>70 °C) o proceder a la inmersión de las bandejas en una solución diluida de lejía durante aproximadamente 1 hora. Para contenedores con escasa suciedad se podrá utilizar una concentración de 1-2 %, renovando periódicamente la solución. Finalmente, los contenedores se deben aclarar con agua para eliminar los residuos de lejía.

Los contenedores con las plantas deben disponerse en mesas elevadas, al menos unos 50 cm por encima del suelo, (Figura 28) para permitir la poda radicular, evitando así el enrollado de las raíces y, al mismo tiempo, evitar el contacto directo con el suelo, previniendo la contaminación de las plantas por agentes bióticos nocivos.



Figura 27: Limpiar y desinfectar los contenedores antes de reutilizar. a) eliminar residuos, Foto: M. Trindade. b y c) desinfección por termoterapia, Fotos: D. Ribeiro).



Figura 28: Colocar los contenedores en mesas elevadas para evitar contaminación por salpicadura (Fotos: M. Trindade).

8. Herramientas. Pueden contribuir también a la propagación del patógeno, sobre todo si no son de uso exclusivo en vivero y han sido utilizadas en el campo o en operaciones en las que hayan podido entrar en contacto con *P. cinnamomi*. Se recomienda evitar el uso de herramientas del vivero en el campo. En caso de que no sea posible, se deben limpiar las herramientas regularmente, lavar y desinfectar después de cada uso. Tras la limpieza, la desinfección puede hacerse mediante rociado con alcohol al 70%, o inmersión en una solución de lejía al 0,5 % o mediante termoterapia.

En caso de infección podrían ser necesarias medidas químicas para la reducción del inóculo, usando productos fitosanitarios que, siendo en general tóxicos, deben ser manipulados con cuidado y por personal capacitado. Se deben usar solamente sustancias homologadas y cumplir las instrucciones que constan en las etiquetas del producto. En Portugal el único producto homologado es, como ya se ha mencionado, el fosetil de aluminio. En España no hay productos específicos para viveros forestales, aunque podrían emplearse tratamientos autorizados en agricultura, como fosfonatos, mefenoxam o productos de lucha biológica. Los fosfonatos y otros productos tienen solo un carácter fungistático que podría reducir la actividad y propagación del patógeno, pero sin eliminarlo (Caetano, 2007). También es importante tener presente que el uso generalizado de algunos productos químicos para tratar de controlar la infección provocada por *P. cinnamomi* podría reducir su eficacia debido al desarrollo de resistencias.

En un vivero infectado, la erradicación de *P. cinnamomi* solo será posible con la destrucción de todo el material vegetal (incineración), limpieza y desinfección de todos los materiales para garantizar que quedan libres del patógeno, y con el uso de nuevos sustratos. Se recomienda, por ello, la monitorización periódica de las condiciones fitosanitarias del vivero.

Supervisión y normativa

De acuerdo con la legislación vigente para la producción y comercialización de MFR, las plantas de las principales especies de *Quercus* producidas y comercializadas tanto en España como en Portugal solo pueden circular si no presentan indicios de la presencia de problemas fitosanitarios. De este modo, se deben realizar inspecciones anuales, preferentemente antes del inicio de la campaña de comercialización de plantas o con la antelación suficiente para disponer de los resultados de los análisis antes de la salida de las plantas del vivero. En este sentido debe establecerse un protocolo para la prevención y control de *Phytophthora* spp., debidamente validado por las entidades competentes y en estrecha coordinación con el laboratorio de referencia en materia de sanidad vegetal. Este protocolo debería establecer los procedimientos de diagnóstico y medidas de prevención y control que permitan reducir el riesgo de introducción y establecimiento de estos agentes bióticos nocivos en viveros y también evitar su propagación a los lugares de plantación.

NOTAS FINALES

Teniendo en cuenta que la enfermedad causada por *P. cinnamomi* no es un problema de fácil solución, al igual que no lo es ninguno de los problemas que afectan actualmente a las dehesas y los montados en la península ibérica, no debemos minimizar la importancia de las medidas referidas en este manual como medios de prevención y mitigación de los daños provocados por este patógeno.

La aplicación de la mayoría de las medidas requiere un conocimiento pormenorizado de las zonas afectadas y una gestión de precisión no ya a escala de finca, sino de la parcela o microparcela, obligando a la revisión de los límites de las mismas y a la definición de planes de intervención específicos para las zonas infectadas.

Se debe prestar especial atención a la transferencia de información en el interior de las fincas, de forma que todo el personal tenga conocimiento de las áreas afectadas y del modo adecuado de actuación para no poner en riesgo la eficacia de las medidas anteriormente implementadas. Una señalización visible y la existencia de protocolos de actuación predefinidos podrían tener una importancia decisiva en el confinamiento del problema, teniendo en cuenta que la erradicación del mismo no es actualmente un escenario probable.

Este es el reto... la necesidad de una acción integrada y transversal a todas las prácticas culturales y de explotación en las fincas para contribuir a la minimización de la enfermedad.

GLOSARIO DE TÉRMINOS

Clamidosporas	Esporas asexuadas que presentan una pared celular gruesa y pueden resistir mucho tiempo en condiciones desfavorables (esporas de supervivencia).
Ciclo de vida	Sucesión de fases a lo largo del crecimiento y desarrollo de un organismo comprendido entre la aparición y la reaparición de la misma fase de ese organismo (p. ej.: fase de espóra).
Compostaje	<p>Conjunto de técnicas aplicadas para estimular la descomposición de productos de origen vegetal, animal y mineral, por microorganismos (bacterias y hongos) con la finalidad de obtener, en el menor tiempo posible, un material estable rico en sustancias húmicas y nutrientes minerales.</p> <p>FASES DEL PROCESO DE COMPOSTAJE</p> <p>Fase mesófila: la temperatura aumenta en función de la actividad de los microorganismos aerobios que degradan las materias orgánicas fácilmente mineralizables.</p> <p>Fase termófila: se mantienen las temperaturas elevadas, aproximadamente a 70 °C. El mantenimiento de estas temperaturas durante unos 4 días permite la desinfección del compost (solo los hongos y algunas bacterias tolerantes resisten a estas temperaturas).</p> <p>Fase de enfriamiento: corresponde a la disminución de la actividad microbiana.</p> <p>Fase de maduración: corresponde al grado de estabilización de las materias orgánicas, produciéndose la transformación de las moléculas orgánicas en sustancias húmicas.</p>
Damping-off	Término genérico para designar una enfermedad que ataca a las semillas durante la fase de germinación (en preemergencia) o a las plántulas en postemergencia. Esta enfermedad puede estar causada por diversos hongos del suelo (p. ej.: <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Fusarium</i> spp., <i>Botrytis</i> spp., <i>Sclerotinia</i> spp., etc.) y/o por oomicetes (<i>Phytophthora</i> spp., <i>Pythium</i> spp.). En la fase de preemergencia las semillas atacadas se oscurecen y se mueren; en la fase de postemergencia las plántulas se marchitan repentinamente debido a la podredumbre radicular, colapsan y terminan muriéndose. Las plántulas de especies forestales, aunque se queden marchitas debido a la podredumbre radicular, siguen estando erectas. El <i>damping-off</i> se produce en ambientes excesivamente húmedos, pudiendo evitarse utilizando suelos o sustratos bien preparados y con buen drenaje.
Seca	Fenómeno de desequilibrio del ecosistema debido a la conjugación de múltiples factores ambientales, bióticos o derivados de la actividad humana, que puede suceder durante un período de varios años. Se observa la pérdida de vitalidad de las plantas, pérdida de densidad de las copas debido a la defoliación y muerte de las ramas, o muerte de las plantas.
Puntisecado o dieback	Muerte progresiva de las extremidades de las ramas y hojas.
Enfermedad	Perturbación de la fisiología que provoca un efecto desfavorable en la actividad de la planta como resultado de la combinación del patógeno con el hospedador y con la existencia de condiciones ambientales favorables al desarrollo de la enfermedad.
Epidemiología	Estudio de la distribución y de los factores responsables de la existencia o aparición y frecuencia de una enfermedad.
Esporangios	Estructuras asexuadas en cuyo interior se producen las esporas flageladas o zoosporas.
Esporas	Unidades reproductivas microscópicas producidas en gran cantidad por hongos, bacterias, algas, oomicetes, musgos y plantas. Existen diferentes tipos de esporas, en la fase asexuada, <i>P. cinnamomi</i> desarrolla zoosporas y clamidosporas.

Factor abiótico	Factor que no involucra a seres vivos (p. ej.: temperatura, humedad, pH) y que influye en la fisiología de las especies y su distribución.
Factor biótico	Factor relacionado con la acción de los seres vivos (p. ej.: microorganismos, animales, etc.).
Hongos micorrícicos	Hongos no patogénicos que establecen asociaciones simbióticas con las raíces de las plantas, siendo beneficiosas para ambos organismos.
Hifa	Filamento de conformación tubular que compone la estructura de los hongos y oomicetes. El aglomerado o masa de hifas se denomina micelio.
Homologación de un pesticida	Proceso por el cual la autoridad responsable del país aprueba su introducción en el mercado, basándose en la evaluación previa de un conjunto muy amplio de datos científicos que han demostrado que los productos son eficaces para las finalidades a las que se destinan y que no presentan riesgos inaceptables para la salud humana, animal y para el ambiente.
Horizonte A	Horizonte superficial, siempre que el suelo no se haya erosionado, de color más oscuro por la gran influencia de la descomposición de las raíces de las plantas y otros organismos y con gran actividad biológica.
Hospedador susceptible	Planta que es infectada (hospedador) por un patógeno y que carece de mecanismos efectivos de defensa, de modo que puede desarrollar la enfermedad, los síntomas y morir. Contribuye al aumento del inóculo y a la propagación del patógeno.
Hospedador tolerante	Planta que es infectada (hospedador) por un patógeno pero que tiene algunos mecanismos de defensa que permiten que no se manifieste la enfermedad y que no se presenten los síntomas, que los daños sean ligeros y que la especie sobreviva. Contribuye de forma limitada al aumento de inóculo y propagación del patógeno.
Invasiva	Planta que se desarrolla donde no es deseable en la perspectiva de los intereses del ser humano.
Lucha cultural	Prácticas de cultivo que tienden a reducir la población de los enemigos de las plantas como medio directo de combate (p. ej.: poda, abonado en verde, solarización) o medida indirecta de combate (p. ej.: rotación, fertilización, época de siembra).
Lucha microbiológica	Lucha biológica contra los enemigos de las plantas efectuada a través del uso de biopesticidas, es decir, de productos cuyas sustancias activas son antagonistas de los patógenos de las plantas, como algunas bacterias, hongos, nematodos o virus entomopatogénicos.
Lucha química	Reducción o eventual eliminación de poblaciones de enemigos de las plantas a través del uso de sustancias químicas naturales o de síntesis, diseñadas como pesticidas.
Mating types	Los hongos y los oomicetes pueden presentar dos tipos de reproducción sexual: homotálica, cuando en un único organismo se desarrollan las dos estructuras necesarias para reproducirse; y heterotálica, cuando es necesario que haya cruce entre dos individuos de tipos opuestos, normalmente indicados como A1 y A2, debido a la interacción de los componentes de la superficie celular. Los dos tipos difieren normalmente solo fisiológicamente y no en la forma física, siendo su compatibilidad regulada por mecanismos moleculares.
Micelio	Ver Hifa .
Oomicetes	Grupo de organismos filamentosos, semejantes a los hongos, muchos de los cuales causan enfermedades en las plantas con importantes impactos económicos y ecológicos.

Oospora	Espora sexuada con una pared celular gruesa formada tras la fertilización.
Parásito facultativo	Organismo que puede vivir parasitando, o no, a un hospedador.
Parásito obligatorio	Organismo incapaz de vivir fuera del hospedador.
Patogenicidad	Capacidad de un agente patogénico, una vez instalado, de producir síntomas y signos de enfermedad en otro organismo.
Patógeno	Cualquier organismo causante de enfermedad en un hospedador.
Pesticida	Sustancia o mezcla de sustancias destinada a prevenir o combatir a los enemigos de las plantas, agrícolas y forestales, y de los productos resultantes de su explotación.
Síntomas (de una enfermedad)	Manifestación de la enfermedad a través de alteraciones en el hospedador, resultantes de su reacción a un agente patogénico, p. ej.: marchitamiento, <i>puntisechado</i> , o a un agente abiótico.
Solarización	Método, no químico, de control de patógenos del suelo que consiste en captar la radiación solar en las épocas más cálidas para aumentar la temperatura del suelo previamente humedecido y cubierto por una película de plástico transparente (polietileno) durante un período mínimo de 4 semanas (Katan, 1981, 1993). Esta técnica también se puede aplicar para la desinfección del sustrato preparando capas finas de sustrato humedecido cubiertas con una película de plástico transparente.
Virulencia	Capacidad de un microorganismo de causar alteraciones graves o fatales en el hospedador. Se relaciona con la capacidad de producir toxinas, de multiplicarse, etc.
Zoosporas	Esporas asexuadas biflageladas responsables de las infecciones primarias de las raíces y de la propagación del patógeno en el suelo.

REFERENCIAS

- Aryantha I.P., Cross R. & Guest D.I. 2000. Suppression of *Phytophthora cinnamomi* in potting mixes amended with uncomposted and composted animal manures. *Phytopathology*, 90: 775-782.
- Bairrão M. 2018. Influência de produtos não convencionais no controlo de *Phytophthora cinnamomi* Rands em *Quercus suber* L. Estudo comparativo. Dissertação para obtenção do grau de mestre em Eng. Agronómica, ISA/UL, Lisboa, 62 pp.
- Balci Y., Balci S., MacDonald W.L. & Gottschalk K.W. 2008. Relative susceptibility of oaks to seven species of *Phytophthora* isolated from oak forest soils. *Forest Pathology*, 38: 394-409.
- Brady N.C., Weil R.R. 2008. *The nature and properties of soils*. (14.^a edição), NJ, USA: Pearson-Prentice Hall.
- Brasier C.M. 1992. Oak tree mortality in Iberia. *Nature*, 360: 539.
- Brasier C.M., Robredo F. & Ferraz J.F.P. 1993b. Evidence for *Phytophthora cinnamomi* involvement in Iberian oak decline. *Plant Pathology*, 42: 140-145.
- Brasier C.M. 1996. *Phytophthora cinnamomi* and oak decline in southern Europe. Environmental constraints including climate change. *Annales des Sciences Forestières*, 53 (2-3): 347-358.
- Brasier C.M., Moreira A.C., Ferraz J.F.P. & Kirk S. 1993a. High mortality of cork oak in Portugal associated with *Phytophthora cinnamomi*. In Luisi N., Lerario P. & Vannini A. (eds.), Proc. Int. Congress "Recent Advances in Studies on Oak Decline", Bari (Italia), 461-462 pp.
- Burgess T.I., Scott J.K., McDougall K.L., Stukely M.J.C., Crane C., Dunstan W.A., Brigg F., Andjic V., White D., Rudman T., Arentz F., Ota N. & Hardy G.E.St.J. 2017. Current and projected global distribution of *Phytophthora cinnamomi*, one of the world's worst plant pathogens. *Global Change Biology*, 23 (4): 1661-1674.
- CABI, 2019. Invasive Species Compendium. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/40957>
- Cabral M.T., Ferreira M.C., Moreira T., Carvalho E.C. & Diniz A.C. 1992. Diagnóstico das causas da anormal mortalidade dos sobreiros a sul do Tejo. *ScientiaGerundensis*, 18: 205-214.
- Caetano P. 2007. Envolvimento de *Phytophthora cinnamomi* no declínio de *Quercus suber* e *Q. rotundifolia*: estudo da influência de fatores bióticos e abióticos na progressão da doença. Possibilidades de controlo químico do declínio. Tese para a obtenção do grau de doutor no ramo de Ciências Agrárias. Faculdade de Engenharia de Recursos Naturais, Universidade do Algarve, Faro, 321 pp.
- Cahill D., Legge N., Grant B. & Weste G. 1989. Cellular and histological changes induced by *Phytophthora cinnamomi* in a group of plant species ranging from fully susceptible to fully resistant. *Phytopathology*, 79: 417-424.
- Camilo-Alves C.S., Clara M. & Ribeiro N.A. 2013. Decline of Mediterranean oak trees and its association with *Phytophthora cinnamomi*: a review. *European Journal of Forest Research*, 132: 411-432.
- Cardillo E. 2019. Gestión de la presencia de *Phytophthora cinnamomi*. In *Buenas Prácticas Generadoras de Valor en la Gestión de la Dehesa*. Mérida. España. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Extremadura. pp 69-79.
- Cardillo E. & Acedo A. 2013. *Susceptibilidad de plantas del entorno de la Dehesa extremeña a Phytophthora cinnamomi. Una revisión bibliográfica*. Instituto del Corcho, la Madera y el Carbón Vegetal. Gobierno de Extremadura. Susceptibilidad y resistencia a *Phytophthora cinnamomi*, 6 pp.

- Cardillo E., Acedo A. & Pérez C. 2012. Spatial patterns of holm and cork oak decline in Extremadura, Spain. In *Proceedings of the 6th Meeting of the IUFRO Working Party 7.02.09: Phytophthora in Forests and Natural Ecosystems*; Córdoba (Spain), September 2012, 9-14 pp.
- Cardillo E., Acedo A. & Abad E. 2018. Topographic effects on dispersal patterns of *Phytophthora cinnamomi* at a stand scale in a Spanish heathland. *PLoS ONE* 13(3): e0195060.
- Cobos J.M., Montoya R. & Tuset J.J. 1993. New damage to the *Quercus* woodlands in Spain. Preliminary evaluation of the possible implication of *Phytophthora cinnamomi*. In Luisi N., Lerario P. & Vannini A. (eds.), *Proc.Int. Congress "Recent Advances in Studies on Oak Decline"*, Bari (Italia), 163-169 pp.
- Coelho A.C., Horta M., Neves D. & Cravador A. 2006. Involvement of a cinnamyl alcohol dehydrogenase of *Quercus suber* in the defence response to infection by *Phytophthora cinnamomi*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 69 (1-3): 62-72.
- Coffey M.D. 1991. Strategies for integrated control of soil borne *Phytophthora* species. In Lucas J.A., Shattock R.C., Shaw D.S. & Cooke L.R. (eds.), *Phytophthora*. Cambridge Univ. Press, Cambridge, 411-432 pp.
- Corcobado T., Cubera E., Moreno G. & Solla A. 2013a. *Quercus* are influenced by annual variations in water table, soil water deficit and fine root loss caused by *Phytophthora cinnamomi*. *Agricultural and Forest Meteorology*, 169: 92–99.
- Corcobado T., Solla A., Madeira, M.A. & Moreno G. 2013b. Combined effects of soil properties and *Phytophthora cinnamomi* infections on *Quercus ilex* decline. *Plant and Soil*, 373: 403-413.
- Corcobado T., Cubera E., Juárez E., Moreno G. & Solla A. 2014a. Drought events determine performance of *Quercus ilex* seedlings and increase their susceptibility to *Phytophthora cinnamomi*. *Agricultural and Forest Meteorology*, 192–193: 1–8.
- Corcobado T., Vivas M., Moreno G. & Solla A. 2014b. Ectomycorrhizal symbiosis in declining and non-declining *Quercus ilex* trees infected with or free of *Phytophthora cinnamomi*. *Forest Ecology and Management*, 324: 72-80.
- Crandall B.S. & Gravatt G.F. 1967. The distribution of *Phytophthora cinnamomi*. *CEIBA*, 13: 43-53.
- Crandall B.S. 1950. The distribution and significance of the chestnut root rot *Phytophthoras*, *P. cinnamomi* and *P. cambivora*. *Plant Disease Reporter*, 34: 194–196.
- Cuenca Valera B., Ruez Nuñez L., Gragera Facundo J., Berdón Berdón J., Luquero Ramos L., Ocaña Bueno L. & Solla A. 2017. Mejora de alcornoques y encinas de Extremadura ante *Phytophthora cinnamomi*: selección de genotipos resistentes. In *Actas del 7º Congreso Forestal Español*. Plasencia (España). 26-30 de Junio 2017. 7CFE01-289. 8 pp.
- De Vos P. 2006. The science of spices: Empiricism and economic botany in the early Spanish empire. *Journal of World History*, 399-427 pp.
- Desprez-Loustau M.L., Marçais B., Nageleisen L.M., Piou D. & Vannini A. 2006 Interactive effects of drought and pathogens in forest trees. *Annals of Forest Science*, 63: 597-612.
- Díaz M. & Pulido F.J. 2009. 6310. Dehesas perennifolias de *Quercus* spp. In VV.AA., *Bases ecológicas preliminares para la conservación de los tipos de hábitat de interés comunitario en España*. Madrid: Ministerio de Medio Ambiente, y Medio Rural y Marino. 69 pp.
- Dobrowolski M.P., Shearer B.L., Colquhoun I.J., O'Brien P.A. & Hardy G.E.S. 2008. Selection for decreased sensitivity to phosphite in *Phytophthora cinnamomi* with prolonged use of fungicide. *Plant Pathology*, 57: 928-936.
- Duclos J., Fauconnier A., Coelho A.C., Bollen A., Cravador A & Godfroid E. 1998. Identification of an elicitor gene cluster in *Phytophthora cinnamomi*. *DNA Sequence. Journal of Sequencing and Mapping*, 9, 231-237.

- Duniway J.M. 1983. Role of physical factors in the development of *Phytophthora* diseases. In Erwin D.C., Bartnicki-Garcia S. & Tsao P. H (eds.), *Phytophthora*. Its Biology, Taxonomy, Ecology and Pathology. The American Phytopathological Society, St. Paul. pp. 175-187.
- Duque-Lazo J., Navarro-Cerrillo R.M., van Gilsb H. & Groen T.A. 2018. Forecasting oak decline caused by *Phytophthora cinnamomi* in Andalusia: Identification of priority areas for intervention. *Forest Ecology and Management*, 417: 122-136.
- Ebadzad G., Medeira C., Maia I., Martins J. & Cravador A. 2015. Induction of defence responses by cinnamomins against *Phytophthora cinnamomi* in *Quercus suber* and *Quercus ilex* subs. *rotundifolia*. *European Journal of PlantPathology*, 143 (4): 705-723.
- Erwin D.C. & Ribeiro O.K. 1996. *Phytophthora* Diseases Worldwide. American Phytopathological Society Press St. Paul, Minn. 562 pp.
- Fernandes C.T. 1953. A acção dos técnicos florestais portugueses naluta contra a "Doença da Tinta" dos castanheiros. Publicação da Direcção Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas, 20 (1): 69-72.
- Fernández Rebollo P., Leal Murillo J.R., Hidalgo Fernández M.T., Alza Aramburu J., Carbonero Muñoz M.D., Godoy Cancho B. & Rodríguez-Molina M.C. 2018. ¿Mantienen las plantas de mostaza su efectividad frente a *Phytophthora cinnamomi* una vez que han sido henuficadas y deshidratadas? In *Libro de resúmenes XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo (España), 8-10 octubre 2018, 134 pp.
- Fernández-Rebollo P. 2019. Gestión de dehesas afectadas por podredumbre radical del arbolado. Jornada Técnica sobre *Phytophthora spp.* (podredumbre radical) en las dehesas. Situación actual del conocimiento y medidas. 1 de outubro, Córdoba, Espanha. (Comunicação: http://prodehesamontado.eu/ficheros/archivos/2019_10/09-medidas-de-manejo-de-la-dehesa-ante-la-podredumbre-radical.pdf).
- Frisullo S., Lima G., San Lio G.M., Camele I., Melissano L., Puglisi I., Pane A., Agosteo G.E., Prudente L. & Cacciola S.O. 2018. *Phytophthora cinnamomi* involved in the decline of holm oak (*Quercus ilex*) stands in Southern Italy. *Forest Science*, 64 (3): 290-298.
- Galindo A.J. & Zentmyer G.A. 1964. Mating types in *Phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 54: 238-239.
- García Alonso D., Guerra Barrera M.J., Vázquez Pardo F.M. & Rodríguez-Molina M.C. 2018. Evaluación de la tolerancia a *Phytophthora cinnamomi* Rands de híbridos del género *Quercus*. In *Libro de resúmenes XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo (España), 8-10 octubre 2018, 312 pp.
- Gómez F.J.R., Navarro-Cerrillo R.M., Pérez de-Luque A., Oßwald, W., Vannini A. & Morales-Rodríguez C. 2019. Assessment of functional and structural changes of soil fungal and oomycete communities in holm oak declined *dehesas* through metabarcoding analysis. *Scientific Reports*, 9 (1): 5315, 16 pp.
- Gómez-Aparicio L., Ibáñez B., Serrano M.S., De Vita P., Ávila J.M., Pérez-Ramos I.M., García L.V., Sánchez, M.E. & Marañón T. 2012. Spatial patterns of soil pathogens in declining Mediterranean forests: implications for tree species regeneration. *New Phytologist*, 194 (4): 1014-1024.
- González M., Caetano P. & Sánchez M.E. 2017. Testing systemic fungicides for control of *Phytophthora* oak root disease. *Forest Pathology*, 47 (4): e12343.
- Gouveia M.M. 2004. Métodos moleculares na identificação, caracterização e detecção de *Phytophthora cambivora* (Petri) Buisman e *Phytophthora cinnamomi* Rands associadas com a doença da tinta do castanheiro. Tese de Doutoramento, UTAD, Vila Real, 164 pp.
- Gutierrez-Hernandez O., Sánchez M.E., Ramo C., Sánchez-Solana J.E. & García L.V. 2017. The occurrence of *Phytophthora cinnamomi* in southern Spain: Presence - absence records and potential distribution area. *Integrated Protection in Oak Forests IOBC-WPRS Bulletin*, 127: 105-109.

- Hardham A.R. & Blackman L.M. 2018. *Phytophthora cinnamomi*. Molecular Plant Pathology, 19 (2): 260-285.
- Hardham A.R. & Gubler F. 1990. Polarity of attachment of zoospores of a root pathogen and prealignment of the emerging germ tube. Cell Biology International, 14: 947-956.
- Horta M., Sousa N., Coelho A.C., Neves D. & Cravador A. 2008. In vitro and in vivo quantification of elicitor expression in *Phytophthora cinnamomi*. Physiological and Molecular Plant Pathology, 73: 48–57.
- Hu J., Hong C. & Strömberg E.L. 2010. Mefenoxam sensitivity in *Phytophthora cinnamomi* isolates. Plant Disease, 94: 39–44.
- ICNF 2019. IFN6 – Principais resultados - relatóriosumário [pdf], 34 pp, Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas. Lisboa. <http://www2.icnf.pt/portal/florestas/ifn/resource/doc/ifn/Apresenta-IFN5-AFN-DNGF-JP.pdf>.
- Jönsson U., Jung T., Sonesson K. & Rosengren U. 2005. Relationships between health of *Quercus robur*, occurrence of *Phytophthora* species and site conditions in Southern Sweden. Plant Pathology, 54: 502–511.
- Jung T., Blaschke H. & Oßwald, W. 2000. Involvement of *Phytophthora* species in Central European oak decline and the effect of site factors on the disease. Plant Pathology, 49: 706-718.
- Jung T., Chang T.T., Bakonyi J., Seress D., Pérez Sierra A., Yang X., Hong C., Scanu B., Fu C.H., Hsue, K.L., Maia C., Abad Campos P., León M. & Horta Jung M. 2017. Diversity of *Phytophthora* species in natural ecosystems of Taiwan and association with disease symptoms. Plant Pathology, 66 (2): 194-211.
- Jung T., Orlikowski L., Henricot B., Abad Campos P., Aday A.G., Aguin Casal O., Bakonyi J., Cacciola S. O., Cech T., Chavarriga D., Corcobado T., Cravador A., Decourcelle T., ... 2016. Widespread *Phytophthora* infestations in European nurseries put forest, semi-natural and horticultural ecosystems at high risk of *Phytophthora* diseases. Pathology, 46: 134-163.
- Kirby H.W. & Grand L.F. 1975. Susceptibility of *Pinus strobus* and *Lupinus* spp. to *Phytophthora cinnamomi*. Phytopathology, 65: 693-695.
- Leal Murillo J.R., Carbonero M.D., García A.M., Hidalgo M.T., Obregón S., De Haro A. & Fernández-Rebollo P. 2017. The role of difference genotypes of *Brassica carinata* and *Brassica juncea* as biofumigant crops in contrasting ecosystems. Integrated Protection in Oak Forests. IOBC-WPRS Bulletin, 127: 92-95.
- Li A.Y., Williams N., Fenwick S.G., Hardy G.E.S.J. & Adams P.J. 2014. Potential for dissemination of *Phytophthora cinnamomi* by feral pigs via ingestion of infected plant material. Biological Invasions, 16(4): 765-774.
- Lowe S., Browne M., Boudjelas S. & De Poorter M. 2000. 100 of the world's worst invasive alien species. A selection from the Global Invasive Species Database. The Invasive Species Spec. Group, Species Survival Commission. World Conserv. Union 12.
- Maia I., Medeira C., Melo E. & Cravador A. 2008. *Quercus suber* infected by *Phytophthora cinnamomi* effects at cellular level of cinnamomin on roots, stem and leaves. Microscopy and Microanalysis, 14: 146-147, Supplement 3.
- Manzano M.J., Belvis G., Folgueiras R., Prieto J.M. 2016. Evolución de la densidad arbolada de las masas de *Quercus* afectadas por seca en Extremadura desde 1957 hasta 2013. Foresta, 66: 52-57.
- Martin F.N., Abad Z.G., Balci Y. & Ivors K. 2012. Identification and Detection of *Phytophthora*: Reviewing Our Progress, Identifying Our Needs. Plant Disease, 96: 1080-1103.
- Martins L.M., Oliveira M.T. & Abreu, C.G. 1999. Soils and climatic characteristic of chestnut stands that differ on the presence of ink disease. Acta Horticulturae, 494: 447-449.

- Mateus M.C., Neves D., Dacunha B., Laczko E., Maia C., Teixeira R. & Cravador A. 2016. Structure, anti-*Phytophthora* and anti-tumor activities of a nortriterpenoid from the rhizome of *Phlomis purpurea* (Lamiaceae). *Phytochemistry*, 131: 158-164.
- Maurel M., Robin C., Capron G. & Desprez-Loustau M.L. 2001. Effects of root damage associated with *Phytophthora cinnamomi* on water relations, biomass accumulation, mineral nutrition and vulnerability to water deficit of five oak and chestnut species. *Forest Pathology*, 31 (6): 353- 369.
- McDowell N.G., Pockman W., Allen C., Breshears D., Cobb N., Kolb T., Plaut J., Sperry J., West A., Williams D. & Yezep E. 2008. Mechanisms of plant survival and mortality during drought: why do some plants survive while others succumb? *New Phytologist*, 178: 719-739.
- Medeira C., Quartin V., Maia I., Diniz I., Matos M.C., Semedo J.N., Scotti-Campos P., Ramalho J.C., Pais I.P., Ramos P., Melo E., Leitão A.E. & Cravador A. 2012. Cryptogein and capsicein promote defence responses in *Quercus suber* against *Phytophthora cinnamomi* infection. *European Journal of Plant Pathology*, 134 (1): 145-159.
- Medrano Fernández V. 2007. El comercio terrestre castellano-portugués a finales de la Edad Media: infraestructuras de apoyo a la actividad comercial y mercaderes. *Edad Media. Revista de Historia*, 8: 331-356.
- Merino de Vargas P. 1799. Extracto de algunas observaciones sobre los castaños de la Vera de Plasencia. *Semanario de agricultura y artes dirigido á los párrocos*, 138: 113-120.
- Moralejo E. Garcia-Munoz J.A. & Descals E. 2009. Susceptibility of Iberian trees to *Phytophthora ramorum* and *P. cinnamomi*. *Plant Pathology*, 58 (2): 271-283.
- Morales-Rodríguez C., Serrano-Pérez P., Palo C., Palo E. & Rodríguez-Molina M.C. 2013. Evaluación de la resistencia de leguminosas pratenses anuales a la infección por *Phytophthora cinnamomi*. In I Congreso Ibérico de la Dehesa y el Montado. 6-7 noviembre, Badajoz. (Poster).
- Morales-Rodríguez C., Vettraino A.M. & Vannini A. 2016. Efficacy of biofumigation with *Brassica carinata* commercial pellets (BioFence) to control vegetative and reproductive structures of *Phytophthora cinnamomi*. *Plant Disease*, 100 (2):324-330.
- Moreira A., Calha I., Passarinho J. & Sampaio A. 2018a. Anti-*Phytophthora* activity of root extracts from herbaceous species. *Revista das Ciências Agrárias*, 41 (Especial): 39-47.
- Moreira A.C. & Martins J.M.S. 2005. Influence of site factors on the impact of *Phytophthora cinnamomi* in cork oak stands in Portugal. *Forest Pathology*, 35 (3): 145-162.
- Moreira A.C., Tapias, R., Fernandes L. & Rodrigues A. 2018b. Field susceptibility of cork oak trees with different provenances to *Phytophthora cinnamomi*. *Forest Pathology*, 48 (5), e12461.
- Moreira A.C., Ferraz J.P. & Clegg J. 1999. The involvement of *P. cinnamomi* in cork and holm oak decline in Portugal. In Hansen E.M. & Sutton W. (eds.) *First International Meeting on Phytophthoras in Forest and Wildland Ecosystems*. Grant Pass, Oregon (E.U.A), 132-135 pp.
- Moreira-Marcelino A.C. 2001. Aspectos da interacção entre *Phytophthora cinnamomi* e a doença do declínio de *Quercus suber* e *Q. robur*. Dissertação para prestação de provas de doutoramento, Faculdade de Engenharia de Recursos naturais, Universidade do Algarve, Faro, 279 pp.
- Morel O., Robin C., Capdevielle X., Baudry A. & Streito J.C. 2001. Distribution of *Phytophthora* species in French chestnut groves, 2001. In *Book of Abstract of COST G4 – Final Meeting*. Monte Verità, Ascona Switzerland – May 23-27,. 83 pp.

- Moreno G. & Pulido F.J. 2009. The Functioning, Management and Persistence of Dehesas. In Rigueiro-Rodríguez A., McAdam J. & Mosquera-Losada M.R. (eds.) *Agroforestry in Europe: Current Status and Future Prospects*. Springer Dordrecht Netherlands, 127-160 pp.
- Neves D., Caetano P., Oliveira J., Maia C., Horta M., Sousa N., Salgado M., Dionisio L., Magan N. & Cravador A. 2014. Anti-*Phytophthora cinnamomi* activity of *Phlomis purpurea* plant and root extracts. *European Journal of Plant Pathology*, 138 (4): 835-846.
- Newhook F.J. 1959: The association of *Phytophthora* spp. with mortality of *Pinus radiata* and other conifers. I. Symptoms and epidemiology in shelterbelts. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 2: 808-843.
- Pérez-Sierra A., Lopez-Garcia C., Leon M., Garcia-Jimenez J., Abad-Campos P., & Jung T. 2013. Previously unrecorded low-temperature *Phytophthora* species associated with *Quercus* decline in a Mediterranean forest in eastern Spain. *Forest Pathology*, 43: 331-339.
- Pérez-Sierra A., Mora-Sala B., León M., Garcia-Jimenez J. & Abad-Campos A. 2012. Enfermedades causadas por *Phytophthora* en viveros de plantas ornamentales. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 38: 143-156.
- Pimentel A.L. 1943. A luta contra a “doença da tinta” do castanheiro. *Publicação da Direcção Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas*, 10 (2): 323-334.
- Pinto-Correia T., Ribeiro N. & Potes J. (coord.) 2013. *Livro Verde dos Montados*, ICAAM, Évora, 61 pp.
- Ploetz R.C. 2013. *Phytophthora* root rot of avocado. In Lamour, K (ed.). *Phytophthora: a global perspective*, Wallingford, UK: CABI, 197-203 pp.
- Polhamus L.G. 1971. Robert Delafield Rands. *Economic Botany*, 25 (1): 21.
- Pulido F. & Picardo, A. 2010. Libro verde de la dehesa. Documento para el debate hacia una Estrategia Ibérica de Gestión. Consejería de Medio Ambiente — Junta de Castilla y León, Sociedad Española de Ciencias Forestales, Sociedad Española para el Estudio de los Pastos, Asociación Española de Ecología Terrestre, Sociedad Española de Ornitología. 48 pp.
- Rands R. D. 1922. Stripe canker of cinnamon caused by *Phytophthora cinnamomi* n. sp. *Mededelingen van het Instituut voor Plantenziekten*: 54, 53 pp.
- Ravindran P.N., Nirmal-Babu K. & Shylaja, M. (eds.). 2003. *Cinnamon and cassia: the genus Cinnamomum*. CRC Press, Boca Raton, 384 pp.
- Reed S.E. 2019. *Phytophthora* species detected in two ozark forests with unusual patterns of white oak mortality. *PlantDisease*, 103 (1): 102-109.
- Ríos P., González M., Obregón S., Carbonero M.D., Leal J.R., Fernández P., De Haro A. & Sánchez M.E. 2017. Brassica-based seedmeal biofumigation to control *Phytophthora cinnamomi* in the Spanish “dehesa” oak trees. *Phytopathologia Mediterranea*, 56 (3): 392–399.
- Ríos P., Obregon S., de Haro A., Fernandez-Rebollo P., Serrano M.S. & Sanchez M.E. 2016a. Effect of *Brassica* biofumigant amendments on different stages of the life cycle of *Phytophthora cinnamomi*. *Journal of Phytopathology*, 164 (9): 582-594.
- Ríos P., Obregon S., Gonzalez, M., de Haro A. & Sanchez M.E. 2016b. Screening brassicaceous plants as biofumigants for management of *Phytophthora cinnamomi* oak disease. *Forest Pathology*, 46 (6): 652-659.
- Robertson G. I. 1970. Susceptibility of exotic and indigenous trees and shrubs to *Phytophthora cinnamomi* rands. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 13(2): 297-307.

- Robin C., Capron G. & Desprez-Loustau M.L., 2001. Root infection by *Phytophthora cinnamomi* in seedlings of three oak species. *Plant Pathology*, 50: 708–16.
- Robin C., Desprez-Loustau M.L. & Delatour C. 1992. Spatial and temporal enlargement of trunk cankers of *Phytophthora cinnamomi* in red oak. *Canadian Journal of Forest Research*, 22: 362-366.
- Robin C., Desprez-Loustau M.L., Capron G. & Delatour C. 1998. First record of *Phytophthora cinnamomi* on cork and holm oaks in France and evidence of pathogenicity. *Annales des Sciences Forestières*, 55 (8): 869-883.
- Rodríguez-Molina M.C., Blanco-Santos A., Palo-Núñez E.J., Torres-Vila L.M., Torres-Álvarez E. & Suárez de la Cámara M.A. 2005. Seasonal and spatial mortality patterns of holm oak seedlings in a reforested soil infected with *Phytophthora cinnamomi*. *Forest Pathology*, 35: 411-422.
- Rodríguez-Molina M.C., Serrano-Pérez P., Cardillo E., De Santiago A., Godoy B. & Santiago R. 2018a. Eficacia de la biofumigación con pellets de *Brassica carinata* combinada con aplicaciones de CaCO₃ en el control de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en alcornoque. In *Libro de resúmenes XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo (España), 8-10 octubre 2018, 126 pp.
- Rodríguez-Molina M.C., Serrano-Pérez P., Santiago R., Cardillo E., Godoy B. & De Santiago A. 2018b. Efecto de la biofumigación con pellets de *Brassica carinata* en la progresión de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en *Lupinus luteus*. In *XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*. In *Libro de resúmenes XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo (España), 8-10 octubre 2018, 124 pp.
- Rodríguez-Molina M.C., Torres-Vila L.M., Blanco-Santos A., Nunez E.J.P. & Torres-Alvarez E. 2002. Viability of holm and cork oak seedlings from acorns sown in soils naturally infected with *Phytophthora cinnamomi*. *Forest Pathology*, 32 (6): 365-372.
- Romero M.A., González M., Serrano M.S. & Sánchez M.E. 2019. Trunk injection of fosetyl-aluminium controls the root disease caused by *Phytophthora cinnamomi* on *Quercus ilex* woodlands. *Annals of Applied Biology*, 174 (3): 313-318.
- Sampaio A.R. 2017. Seleçãõ de plantas comefeito alelopático para controlar *Phytophthora cinnamomi* Rands. Dissertação para obtençãõ do grau de Mestre em Engenharia Agronômica - Protecçãõ de Plantas. ISA/UL, 71 pp.
- Sánchez M. E., Andicoberry S. & Trapero A. 2004. Patogenicidad de *Phytophthora* spp. causantes de podredumbre radical de *Quercus ilex* ssp. *ballota* en viveros forestales. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 30: 385-401.
- Sánchez M.E., Andicoberry S. & Trapero A. 2005. Pathogenicity of three *Phytophthora* spp. causing late seedling rot of *Quercus ilex* ssp. *ballota*. *Forest Pathology*, 35 (2): 327-334.
- Sánchez M.E., Caetano P., Ferraz J. & Trapero A. 2002. *Phytophthora* disease of *Quercus ilex* in southwestern Spain. *Forest Pathology*, 32 (1): 5–18.
- Sánchez-Gutiérrez F.J. & Cabello-Medina J. 1993. Influence of abiotic factors on oak decline evolution in “Los Alcornocales” Natural Park, Andalucía (Spain). In Luisi N., Lerario P. & Vannini A. (eds.). *Recent Advances in Studies on Oak Decline*, Brindisi (Italy). 523-524 pp.
- Sancho R., Ávila A., López-Carrasco C., Santacruz F. & Espinosa M. 2018. Caracterización de las masas de *Quercus* con decaimiento en Castilla-La Mancha y detección de podredumbre radical causada por *Phytophthora cinnamomi* Rands. In *Libro de resúmenes XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo (España), 8-10 octubre 2018, 238 pp.
- Scanu B., Linaldeddu B.T., Deidda A. & Jung T. 2015. Diversity of *Phytophthora* Species from Declining Mediterranean Maquis Vegetation, including Two New Species, *Phytophthora crassamura* and *P. ornamentata* sp. nov. *PLoS ONE* 10 (12): e0143234.

- Schwinn F.J. 1983. New developments in chemical control of *Phytophthora*. In Erwin D.C., Bartnicki-Garcia S. & Tsao P.H. (eds.), *Phytophthora*. Its Biology, Taxonomy, Ecology and Pathology. The American Phytopathological Society, St. Paul, USA. pp. 327-334.
- Serrano M.S., De Vita P., Carbonero, M.D., Fernandez F., Fernandez-Rebollo P. & Sanchez M.E. 2012a. Susceptibility to *Phytophthora cinnamomi* of the commonest morphotypes of holm oak in southern Spain, *Forest Pathology*, 42 (4): 345-347.
- Serrano M.S., Fernandez-Rebollo P., De Vita P. & Sanchez M.E. 2012c. Susceptibility of common herbaceous crops to *Phytophthora cinnamomi* and its influence on *Quercus* root rot in rangelands. *European Journal of Plant Pathology*, 134 (2): 409-414.
- Serrano M.S., Fernandez-Rebollo P., De Vita P. & Sanchez M.E. 2013. Calcium mineral nutrition increases the tolerance of *Quercus ilex* to *Phytophthora* root disease affecting oak rangeland ecosystems in Spain. *Agroforestry Systems*, 87 (1): 173-179.
- Serrano M.S., Leal R., De Vita, Fernández-Rebollo, P. & Sánchez, M.E. 2014. Control of *Phytophthora cinnamomi* by soil application of calcium fertilizers under field conditions. *IOBC-WPRS Bulletin*, 101: 139-143.
- Serrano M.S., Rebollo P.F. & Sánchez M.E. 2011. Susceptibilidad a *Phytophthora cinnamomi* de cultivos herbáceos habituales en dehesas y su influencia en la podredumbre radical de los Quercus. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 37: 251-262.
- Serrano, M.S., de Vita P., Fernandez-Rebollo P. & Hernandez M. 2012b. Calcium fertilizers induce soil suppressiveness to *Phytophthora cinnamomi* root rot of *Quercus ilex*. *European Journal of Plant Pathology*, 132 (2): 271-279.
- Shearer B.L. & Tippett J.T. 1989. Jarrah Dieback: The Dynamics and Management of *Phytophthora cinnamomi* in the jarrah (*Eucalyptus marginata*) forest of south-western Australia. *Research Bulletin*, (3): 76 pp.
- Shepherd C. J. 1975. *Phytophthora cinnamomi* – An Ancient Immigrant to Australia. *Search* (Sidney), (6): 484-490.
- Sousa E., Santos M.N., Varela M.C. & Henriques, J. 2007. Perda de vigor dos montados de sobro e azinho: análise da situação e perspectivas (documento síntese). DGRF, INRB, Lisboa, Portugal. 80 pp.
- Standish E.D., MacDonald J.D. & Humphrey W.A. 1982. *Phytophthora* root and crown rot of junipers in California. *Plant Disease*, 66 (10): 925-928.
- Tapias R., Fernández M., Moreira A.C., Sánchez E. & Cravador A. 2006. Posibilidad de la variabilidad genética de encinas y alcornoques en la conservación y recuperación de bosques amenazados por la "seca". *Boletín informativo CIDEU*, 1, 45-51. ISSN: 1885-5237.
- Tapias R., Moreira A.C., Fernández M., Séanz A., Domingos A.C., Melo E. & Cravador A. 2005. Variability of tolerance/resistance to *Phytophthora cinnamomi* Rands in cork oak seedlings (*Quercus suber* L.). In Pique X. & Tapias T. (eds), *Evaluation of survival*. Suberwood: New challenges for the integration of cork oak forests and products, Univ. Huelva, Spain, 244-249 pp.
- Turner R.S. 2005. After the famine: Plant pathology, *Phytophthora infestans*, and the late blight of potatoes, 1845–1960. *Historical Studies in the Physical and Biological Sciences*, 35: 341-370.
- Tuset J.J. 2004. Asociación del hongo *Phytophthora cinnamomi* con el síndrome. In *La seca: el decaimiento de encinas, alcornoques y otros quercus en España*. Ed. Ministerio de Medio Ambiente. 419 pp.
- Tuset J.J., Hinarejos C., Mira J.L. & Cobos J.M. 1996. Implicación de *Phytophthora cinnamomi* Rands en la enfermedad de la seca en encinas y alcornoques. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 22: 491-499.
- Urquijo Landaluze P. 1947. Revisión taxonómica de los hongos productores de la enfermedad del castaño llamada la «tinta». *Boletín Patología Vegetal y Entomología Agrícola*, 15: 253-269.

- Vannini A. & Vettrano A.M. 2001. Ink disease in chestnuts: impact on the European chestnut. *Forest Snow and Landscape Research*, 76: 345-350.
- Veríssimo-d'Almeida J. 1898. Acerca dos montados de sobre. *Agricultura Contemporânea*, 8: 375-381.
- Vicente M., Sanchez M., Fernandez P. & Trapero A. 2009. Evaluation of biofumigant plants and organic amendments for suppressiveness of root rot of *Quercus* spp. caused by *Phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 99 (6): S134-S135.
- West P., Morris, B.M., Reid B., Appiah A.A., Osborne M.C., Campbell T. A., Shepherd S.J. & Gow N.A.R. 2002. Oomycete plant pathogens use electric fields to target roots. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 15 (8): 790-798.
- Weste G. & Marks G.C. 1987. The biology of *Phytophthora cinnamomi* in Australasian forests. *Annual Review of Phytopathology*, 25: 207-229.
- Weste G.M. & Taylor P. 1971. The invasion of native forests by *Phytophthora cinnamomi*.I. Brisbane Ranges, Victoria. *Australian Journal of Botany* 19: 281-294.
- Yang X., Tyler M.B. & Hong C. 2017. An expanded phylogeny for the genus *Phytophthora*. *IMA Fungus*, 8 (2): 355-384.
- Zentmyer G. A. & Thorn W.A. 1967. Hosts of *Phytophthora cinnamomi*. *California Avocado Society Yearbook*, 177-186 pp.
- Zentmyer G. A. 1976. Origin of *Phytophthora cinnamomi*. *California Avocado Society Yearbook*, 60:154-158.
- Zentmyer G.A. & Mircetich, S.M. 1966. Saprophytism and persistence in soil by *Phytophthora cinnamomi*. *Phytopathology*, 56: 710-712.
- Zentmyer G.A. 1980. *Phytophthora cinnamomi* and the diseases it causes. *APS Monograph* 10. Minnesota, USA: American Phytopathology Society Press. 96 pp.
- Zentmyer G.A. 1983. The world of *Phytophthora*. In Erwin D.C., Bartnicki-Garcia S. & Tsao P.H (eds.), *Phytophthora, Its Biology, Taxonomy, Ecology and Pathology*. American Phytopathological Society Press, St. Paul, USA. 1-8 PP.

ANEXO

Para una identificación más fácil se presentan imágenes de algunas plantas del sotobosque de dehesas y montados, susceptibles a *P. cinnamomi* (tabla 1), que deben evitarse.



(a) y (h) Imágenes de las especies *Lupinus albus* (almatruz blanco) por Ans Gorter y de *Cistus populifolius* (jarón) del Jardim Botânico UTAD, Flora Digital de Portugal (CC BY NC-SA 4.0.); (b) imagen de la especie *Lupinus angustifolius* (almatruz azul) por P.V. Araújo, (c) y (d) de las especies *Lupinus luteus* (tremosilla) y *Calluna vulgaris* (brecina) por C. Aguiar (CIMO), (e) y (g) de las especies *Cistus albidus* (estepa) y *Cistus ladanifer* (jara pringosa) por M. Porto, (f) de la especie *Cistus crispus* (jaguarzo) por C.E. Ramalho, (i), (j), (k) de las especies *Cistus salviifolius* (jaguarzo morisco), *Genista triacanthus* (aulaga morisca) y *Myrtus communis* (mirto) por A. J. Pereira, y de la especie *Ulex australis* (aulaga) por M. Porto divulgadas por Flora-On (CreativeCommons, licença CC BY-NC 4.0), Flora-On: Flora de Portugal Interativa (2014). Sociedade Portuguesa de Botânica. www.flora-on.pt. Consulta efectuada el 9-1-2020.

<http://prodehesamontado.eu/>



Interreg
España - Portugal

Fondo Europeo de Desarrollo Regional
Fundo Europeu de Desenvolvimento Regional



PRODEHESA
MONTADO



Proyecto de Cooperación
Transfronteriza para la Valorización
Integral de la Dehesa-Montado