

Gestão e Prevenção da Doença Causada por *Phytophthora cinnamomi* em Montados e Dehesas



Gestão e Prevenção da Doença Causada por *Phytophthora cinnamomi* em Montados e Dehesas

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, 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, n.º 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 Raul d' Andrade, 1 e 3, 7000-613 Évora, Portugal

MARIA DEL CARMEN RODRÍGUEZ-MOLINA

Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de Extremadura, Ctra. A-V, Km 372, 06187 Guadajira, Badajoz, 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: Gestão e Prevenção da Doença Causada por *Phytophthora cinnamomi* em Montados e Dehesas

Financiamento: Esta publicação foi realizada no âmbito do projeto “PRODEHESA-MONTADO” financiado pelo programa INTERREG V-A Espanha – Portugal (POCTEP)

Edição: Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária, I.P. (INIAV, I.P.)

Capa: Manuel Trindade (Fotografias: M^a da Conceição Santos Silva e Enrique Cardillo)

ISBN: 978-972-579-053-3

Data: 2019

Parceria:



ÍNDICE

Prefácio

A. *PHYTOPHTHORA CINNAMOMI* EM MONTADOS E DEHESAS

1. O GÉNERO <i>PHYTOPHTHORA</i>	07
1.1. PERSPETIVA HISTÓRICA – ORIGEM E EXPANSÃO	08
1.2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA	11
2. O DECLÍNIO ASSOCIADO A <i>PHYTOPHTHORA CINNAMOMI</i>	12
2.1. SINTOMATOLOGIA DO DECLÍNIO.....	13
2.2. IMPACTO AMBIENTAL, ECONÓMICO E SOCIAL.....	17
3. <i>PHYTOPHTHORA CINNAMOMI</i> – O AGENTE CAUSAL DA DOENÇA	18
3.1. ONDE VIVE E COMO SE PROPAGA.....	18
3.2. FATORES QUE FACILITAM O DESENVOLVIMENTO DA DOENÇA	21
3.3. VIAS DE DISSEMINAÇÃO.....	31
4. GESTÃO DA DOENÇA	32
4.1. DETEÇÃO E PROCEDIMENTOS DE RECOLHA DE AMOSTRAS PARA DIAGNÓSTICO.....	32
4.2. PREVENÇÃO E CONTROLO	36
4.2.1. Medidas de luta cultural	36
4.2.2. Melhoramento genético	37
4.2.3. Medidas de luta química	38
4.2.4. Medidas de luta biológica	41
4.3. RECOMENDAÇÕES DE GESTÃO	44
4.3.1. Medidas de prevenção em áreas sem sintomas de infeção	44
4.3.2. Medidas de mitigação em áreas com sintomas de infeção	46
4.3.3. Medidas de desinfeção	47

B. *PHYTOPHTHORA CINNAMOMI* EM VIVEIROS.....

1. DETEÇÃO E PROCEDIMENTOS DE RECOLHA DE AMOSTRAS PARA DIAGNÓSTICO	49
2. PREVENÇÃO E CONTROLO	52

GLOSSÁRIO DE TERMOS	63
BIBLIOGRAFIA	67
ANEXO	79

Prefácio

O reconhecimento da associação entre a infeção causada por *Phytophthora cinnamomi* e a degradação de montados e *dehesas* em Portugal e Espanha, com particular evidência a partir da década de 80 do século XX, conduziu a uma vasta investigação científica sobre este importante problema. Algum do conhecimento, resultante dos trabalhos realizados, está já publicado em revistas científicas e técnicas mas parte ainda não está disponível, o que dificulta o seu acesso à maioria dos interessados, nomeadamente, técnicos de associações de produtores e gestores florestais.

O projeto PRODEHESA-MONTADO, aprovado no âmbito do programa INTERREG V-A Espanha – Portugal (POCTEP) identificou esta doença como uma prioridade nas necessidades de transferência de conhecimento para apoio à gestão das explorações florestais, enquadrando-o na atividade geral de **Identificação e transferência de inovação para a produção e gestão de produtos**, nomeadamente na modernização/adaptação dos processos produtivos e na identificação de boas práticas.

Uma equipa pluridisciplinar de parceiros do projeto, constituída por investigadores reconhecidos pelo trabalho desenvolvido sobre a doença, investigadores e técnicos experientes na descodificação e transmissão da mensagem científica, e também representantes da produção florestal, permitiu a redação desta publicação num formato que se pretende de leitura acessível aos utilizadores finais, sem descurar a qualidade científica e técnica da informação.

O objetivo desta publicação é dar apoio a quem gere ou trabalha com áreas afetadas pelo declínio associado a *P. cinnamomi*, apresentando recomendações para a prevenção e minimização da doença causada por este patógeno, podendo estas medidas ser adaptadas para aplicação a áreas em que estejam presentes outros patógenos do género *Phytophthora*.

Para além das medidas de gestão a realizar nos montados e *dehesas*, é também dedicado um capítulo à temática dos viveiros uma vez que estes poderão ser uma primeira fonte de dispersão da doença, justificando não só o insucesso de algumas plantações florestais como as dificuldades posteriores de (re)arborização.

Por decisão dos autores, apenas informação cientificamente validada foi incluída neste manual, baseada numa profunda pesquisa bibliográfica dos artigos científicos e técnicos sobre o agente *Phytophthora cinnamomi* em montados e *dehesas*.

Os autores agradecem à Eng^a Mónica Pereira do Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas, I.P. (Portugal) e ao Eng^o Rui Alves da Companhia das Lezírias (Portugal) a autorização para recolha de fotografias; à Doutora Pilar Fernández-Rebollo da Universidade de Córdoba (Espanha) e à Equipar Viveiros (Portugal) a disponibilização de fotografias.

A. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EM MONTADOS E DEHESAS

1. O GÉNERO PHYTOPHTHORA

O género *Phytophthora*, anteriormente incluído no grupo dos fungos verdadeiros, pertence hoje ao reino Chromista e a uma classe de organismos pouco evoluídos cujo ciclo biológico depende prioritariamente da água – Oomicetas. Estes microrganismos têm um padrão de crescimento semelhante ao dos fungos, diferenciando-se por: terem parede celular composta essencialmente por celulose e β -glucanas, em vez de quitina; serem organismos diplóides na fase vegetativa; terem zoósporos com dois flagelos de comprimento desigual, o que lhes permite mobilidade; e não sintetizarem esteróis, precisando de uma fonte exógena para esporulação (Erwin & Ribeiro, 1996; Hardham & Blackman, 2018).

O nome *Phytophthora* deriva do grego e significa “destruidor de plantas” (*phytos* = planta e *phthora* = destruidora) (Erwin & Ribeiro, 1996), refletindo a gravidade e importância das doenças causadas pelas espécies pertencentes a este género. Foi utilizado pela primeira vez por Anton de Bary em 1876 ao descrever *Phytophthora infestans* (Montagne) como espécie-tipo deste novo género (Zentmyer, 1983). O género *Phytophthora* inclui um grande número de espécies, algumas parasitas obrigatórios de um número reduzido de hospedeiros e, outras, parasitas facultativos de uma ampla gama de hospedeiros. As

espécies deste género podem causar doenças graves em plantas lenhosas e herbáceas, cultivadas ou silvestres (Erwin & Ribeiro, 1996), com grande impacto agrícola, florestal e ambiental.

Além do género *Phytophthora* também o género *Pythium* pertence à classe dos Oomicetas. Os organismos destes dois géneros dependem da água livre do solo e, embora sejam semelhantes, apresentam características morfológicas distintas.

1.1. PERSPETIVA HISTÓRICA – ORIGEM E EXPANSÃO

Historicamente, uma das espécies mais conhecidas é *Phytophthora infestans*, agente causador do míldio da batateira, doença que se considera responsável pela fome que arrasou a Irlanda entre 1845 e 1852, provocando a morte de mais de um milhão de pessoas, e obrigando mais de um milhão e meio a emigrar para os Estados Unidos da América (Turner, 2005). Outras espécies como *P. cinnamomi*, *P. nicotianae* e *P. sojae* são também responsáveis por doenças graves em numerosos hospedeiros (Erwin & Ribeiro, 1996). Nas últimas décadas, algumas espécies invasoras, como *P. ramorum*, *P. kernoviae* e *P. alni*, estão também a causar doenças com forte impacto ambiental e económico (Martin *et al.*, 2012). Em 1999 estavam descritas 55 espécies de *Phytophthora*, tendo este número aumentado para cerca de 150 (Yang *et al.*, 2017), sobretudo após 2000. Este aumento deve-se principalmente às prospeções realizadas em ecossistemas que ainda não tinham sido objeto de estudo e ao desenvolvimento das técnicas moleculares de identificação.

Dentro do género *Phytophthora*, *P. cinnamomi* é a espécie mais amplamente distribuída, com grande número de hospedeiros. Este número tem aumentado à medida que se intensificam as prospeções, tendo passado nas últimas décadas de cerca de 1000 espécies vegetais (Zentmyer, 1983) para cerca de 5000, a maioria das quais plantas nativas da Austrália (Hardham & Blackman, 2018). A doença que causa em *Eucalyptus marginata* e no

seu sobcoberto, no sudoeste da Austrália, chegou a ser a mais grave ameaça para estes ecossistemas naturais (Weste & Taylor, 1971). *P. cinnamomi* é também responsável pelo declínio de diversas espécies de carvalhos dos Estados Unidos da América (*Q. alba*, Reed, 2019 e *Q. montana*, Balci *et al.*, 2008) e do sudoeste da Europa, em especial de azinheiras (*Quercus ilex*) e sobreiros (*Quercus suber*) dos montados e *dehesas* da Península Ibérica (Brasier, 1992; Robin *et al.*, 1998), pela formação de cancrios no tronco de *Q. rubra* em França (Robin *et al.*, 1992) e pela “doença da tinta” do castanheiro observada em Portugal (Martins *et al.*, 1999), Espanha (Urquijo, 1947) e França (Morel *et al.*, 2001). Os danos causados por esta espécie são ainda muito significativos em culturas agrícolas como o abacate (*Persea americana*) (Ploetz, 2013), em particular nos Estados Unidos da América, Austrália e África do Sul. São também importantes os prejuízos que causa na cultura de ananás (*Ananas comosus*), provocando podridão nas raízes e no coração do fruto (Erwin & Ribeiro, 1996).

Durante séculos, plantas da canela-da-indonésia (*Cinnamomum burmami* Blume), e de outras espécies do género *Cinnamomum* oriundas da costa oeste da ilha de Sumatra (Indonésia), Sri Lanka e sul da Índia, contribuíram para satisfazer a grande procura mundial de canela. Nessas regiões, estas plantas começaram a ser dizimadas por uma doença que afetava o tronco desde a base causando cancrios corticais, em particular em plantas jovens. No início do século XX, o patologista Robert Rands, que então trabalhava na ilha de Sumatra (Polhamus, 1971), conseguiu isolar e identificar o microrganismo responsável pela morte destas espécies, tendo-o descrito pela primeira vez em 1922 como *Phytophthora cinnamomi* Rands (Rands, 1922).

Apesar deste patógeno ter sido identificado apenas no século XX na ilha de Sumatra, existem relatos muito anteriores que sugerem a presença da doença na Península Ibérica. Em 1726, foi reportado o aparecimento de castanheiros com sintomas da “doença da tinta” na colina de El Parral, próximo de Jarandilla de la Vera, na Extremadura espanhola (Merino de Vargas, 1799). Em Portugal, o primeiro relato da “doença da tinta” é de 1838, com a

descrição da sintomatologia observada em castanheiros afetados em zonas húmidas do Minho (Crandal, 1950; Fernandes, 1953). Os castanheiros apresentavam amarelecimento e queda prematura de folhas, podridão húmida das raízes, manchas escuras desde a base do tronco até ao córtex interno, com ou sem exsudado de cor violeta ou azul-escuro semelhante a uma tinta. Existem também relatos de 1898 de sobreiros doentes na zona de Santarém, sendo os sintomas descritos semelhantes aos relatados para a doença da “tinta” do castanheiro (Veríssimo-d’Almeida, 1898).

Hoje sabe-se que *P. cinnamomi* é a espécie mais associada à “doença da tinta” do castanheiro (Gouveia, 2004) embora *Phytophthora cambivora* (Rands) Buisman também tenha sido identificada em árvores com esta doença (Vannini & Vettrano, 2001).

É grande a controvérsia sobre a origem de *P. cinnamomi*, embora se aceite que o sudeste Asiático, incluindo a Malásia e a Indonésia, possa ter sido o centro de origem. O patógeno deverá ter tido origem no local onde existiam mais espécies vegetais resistentes à infeção e onde a sua variabilidade genética era maior. Ora, o local que reúne condições mais próximas destas é a ilha de Papua-Nova Guiné (Shepherd, 1975; Zentmyer, 1976), cerca de 3500 kms a este da ilha de Sumatra. Esta ilha, tal como Sumatra, Sri Lanka, Molucas, Célebes e outras ilhas do oceano Índico eram conhecidas pela produção e comércio intenso de especiarias como a canela, pimenta e cravo-da-índia.

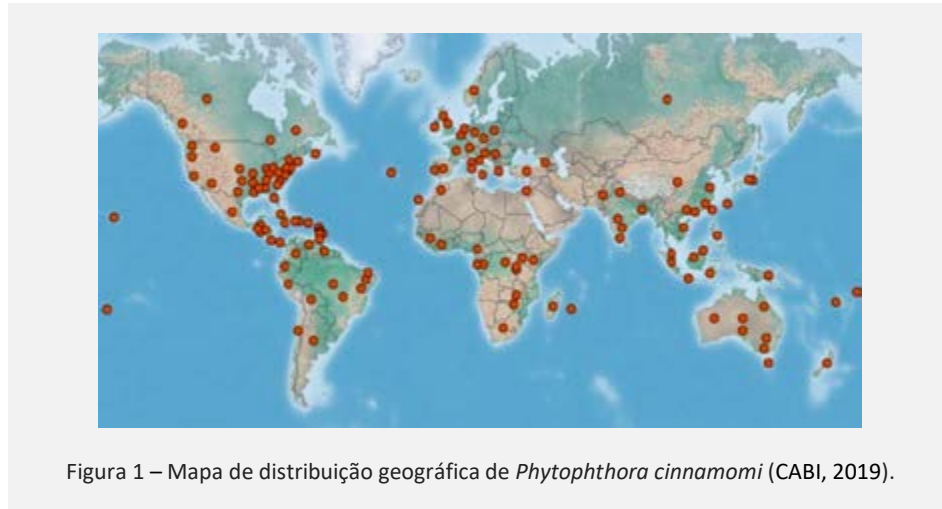
É conhecida a entrada de especiarias na Europa pelo menos desde o tempo dos romanos, em particular, da canela (Ravindran *et al.*, 2003). Durante a Idade Média os comerciantes árabes foram os responsáveis pelo transporte das especiarias para o Mediterrâneo, em caravanas que atravessavam o Egito. A partir daí a distribuição à Europa era feita por comerciantes venezianos. A invasão pelos otomanos do extremo oriental do Mediterrâneo, incluindo o Egito, destruiu o negócio dos venezianos comprometendo a rota das caravanas. O estabelecimento de uma rota marítima, alternativa à rota terrestre, surgiu com a descoberta do caminho marítimo para a Índia por Vasco da Gama em 1498 e, fruto dessa proeza, no século XVI os portugueses dominaram o comércio das especiarias diretamente

entre as ilhas e Lisboa. Desta forma, as rotas marítimas poderão ter sido as vias de entrada do patógeno na Europa (Crandall & Cravatt, 1967) pois permitiam o movimento de plantas entre a Ásia e o Ocidente. De facto, em 1558 já se faziam plantações de canela noutras regiões fora do sudeste Asiático, como por exemplo no atual México (De Vos, 2006).

O transporte de plantas por barco poderá ter aumentado a probabilidade de sobrevivência do patógeno, devido ao transporte de plantas vivas infetadas que naturalmente seriam regadas e que poderiam trazer solo infetado agregado, conduzindo à introdução/disseminação do patógeno. Em Portugal Continental a entrada da doença ter-se-á dado a partir das ilhas dos Açores, usadas pelos navegadores enquanto porto de abrigo, na aguada e reabastecimento (Pimentel, 1943). Por sua vez, em Espanha a entrada do patógeno poderá ter tido origem no comércio bastante intenso que existia com Portugal, dado que os portugueses frequentavam importantes feiras e mercados de Espanha (Medrano Fernández, 2007).

1.2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Phytophthora cinnamomi Rands é um dos patógenos que mais danos tem causado em árvores, arbustos e herbáceas (Zentmyer, 1980). É considerada uma das 100 piores espécies invasoras, sendo o único oomiceta entre os patógenos de plantas listados na *Global Invasive Species Database* (<http://www.issg.org>) (Lowe *et al.*, 2000). Embora este patógeno tenha larga distribuição a nível mundial (Figura 1), os ecossistemas mediterrânicos são dos mais afetados, possivelmente devido às condições climáticas caracterizadas por invernos húmidos, com temperaturas amenas, primaveras favoráveis à proliferação dos zoósporos e à infeção dos hospedeiros, seguidas de verões quentes e secos propícios à mortalidade induzida por défice hídrico (Desprez-Loustau *et al.*, 2006). Na Europa distribui-se por cerca de 20 países, com particular incidência em França, Espanha, Portugal e Itália (CABI, 2019).



2. O DECLÍNIO ASSOCIADO A *PHYTOPHTHORA CINNAMOMI*

Os montados e *dehesas* constituem o principal sistema agrosilvopastoril da Europa, abrangendo cerca de 4,5 milhões de ha (Moreno & Pulido, 2009), dos quais mais de três milhões na Península Ibérica (Diaz & Pulido, 2009). Os montados ocupam mais de 30% da área florestal de Portugal, sobretudo no Alentejo (ICNF, 2019), e as *dehesas* cerca de 23% da área florestal de Espanha (Diaz & Pulido, 2009), sobretudo nas regiões da Extremadura e da Andaluzia (Pulido & Picardo, 2010). As principais espécies arbóreas, azinheira (*Quercus ilex* subsp. *rotundifolia* e/ou *Q. ilex* subsp. *ilex*) e sobreiro (*Quercus suber*), coexistem com um sobcoberto de arbustos e herbáceas (pastagens naturais e semeadas ou culturas agrícolas) e com uma componente animal, pecuária e cinegética. Estes sistemas, com elevado valor potencial natural e social, resultaram da ação humana que transformou os

bosques mediterrânicos num mosaico de habitats heterogêneos, para tirar partido dos diferentes recursos.

Os montados e *dehesas* são sistemas com uma grande importância económica, social e ambiental, que se têm mantido ao longo de séculos com base em modelos de gestão tradicionais, que em muito têm contribuído para o desenvolvimento das zonas rurais e urbanas. São valorizados também pelos serviços do ecossistema que prestam, onde se inclui a conservação da biodiversidade.

Apesar da sua importância, têm sido reportadas na Península Ibérica, desde o fim do séc XIX, sobretudo desde 1980, situações de degradação dos montados e *dehesas* associadas a uma elevada mortalidade de sobreiros e azinheiras (Cabral *et al.*, 1992; Sousa *et al.*, 2007; Pérez-Sierra *et al.*, 2013). Este processo de declínio tem sido atribuído a múltiplos fatores, fisiográficos e edafo-climáticos, ocorrência de pragas e doenças, práticas culturais inadequadas de gestão do coberto florestal, do sobcoberto e do pastoreio (Brasier 1992; Moreira *et al.*, 1999; Sánchez *et al.* 2002; Camilo-Alves *et al.*, 2013), alteração das condições sócio-económicas e políticas agrícolas. Por sua vez, também as alterações climáticas têm potenciado a degradação do ecossistema, ameaçando a sua sustentabilidade.

A situação de declínio tem-se refletido na redução da área ocupada por sobreiros e azinheiras e na redução da densidade arbórea (Pinto-Correia *et al.*, 2013). Em Portugal, entre 1995 e 2015 observou-se um decréscimo da área de sobreiro e de azinheira de 3,6% e 4,7%, respetivamente, embora a partir de 2010 estas áreas quase não tenham sofrido variações (ICNF, 2019) devido também ao esforço de rearborização.

2.1. SINTOMATOLOGIA DO DECLÍNIO

Um dos problemas fitossanitários que afeta os montados e *dehesas* é uma doença, designada por “seca” em Espanha e “doença do declínio” em Portugal, em alusão aos

sintomas que se observam na copa das árvores doentes. Nestas árvores, nomeadamente em sobreiros e azinheiras, é possível observar dois tipos de síndromes: (1) agudo ou morte súbita (Figuras 2a e 2b), que pode ocorrer em árvores de todas as idades, em que a árvore seca totalmente num período muito curto, por vezes de cerca de uma semana, frequentemente no final do verão, mantendo as folhas que apresentam cor amarela ou castanha; (2) crónico ou perda progressiva de vitalidade (Figura 3), em que a árvore vai apresentando sintomas de enfraquecimento progressivo, começando pela alteração da cor das folhas, passando de verde-escuro a claro, desfoliação progressiva causando rarefação da copa (copas mais transparentes), morte progressiva da extremidade dos ramos (sobretudo da parte superior) – *dieback*, aparecimento de rebentação epicórmica nas pernadas e exsudações no tronco, culminando com a morte da árvore que pode ser observada ao fim de um longo período de tempo (anos) (Figura 4). Estes sintomas são devidos a danos no sistema radicular causados pelo principal agente responsável – *Phytophthora cinnamomi*. Este patógeno infeta um grande número de plantas hospedeiras algumas das quais são altamente suscetíveis (ver Quadro 1), morrendo rapidamente quando infetadas. Outras, podem levar vários anos a desenvolver a doença e, conseqüentemente, a mostrar os sintomas visuais pós infeção. A doença tem início com a invasão das raízes finas (diâmetro inferior a 2 mm) pelo patógeno o que causa o bloqueio e a destruição (necroses) do tecido vascular e conduz a carências hídricas e nutricionais na planta. Dependendo do hospedeiro e das condições, a infeção pode ainda progredir para a zona do colo causando podridão dos tecidos nesta região. Os sintomas, semelhantes aos observados em situação de déficit hídrico e de nutrientes, vão sendo evidenciados na parte aérea com a progressão da infeção, refletindo a perda gradual de vitalidade. Quando os sintomas se tornam evidentes na copa das árvores, já grande parte das raízes finas morreu ou não existe.



Figura 2a – Morte súbita (sobreiro) (Foto: ECardillo).



Figura 2b – Morte súbita (sobreiro) (Foto: ACMoreira).

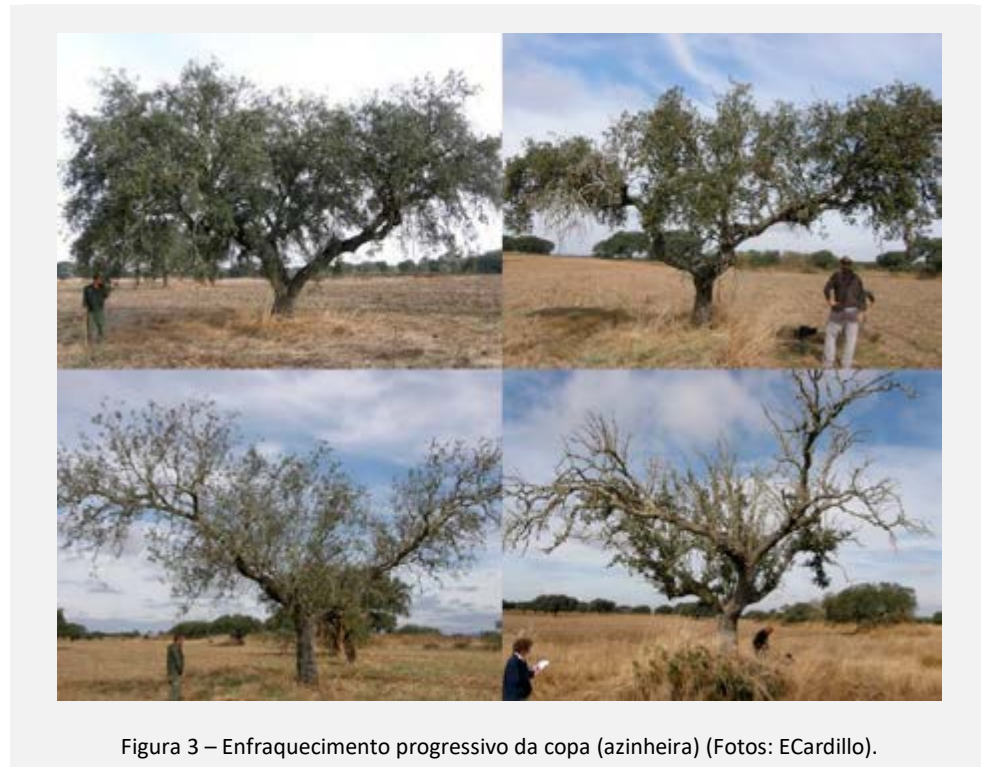


Figura 3 – Enfraquecimento progressivo da copa (azinheira) (Fotos: ECardillo).



Figura 4 – Azinheira morta (Alentejo) (Foto: ACMoreira).

2.2. IMPACTO AMBIENTAL, ECONÓMICO E SOCIAL

Na Extremadura espanhola mais de 30 mil ha estão afetados por este patógeno (Cardillo *et al.*, 2012), tendo o ritmo de crescimento da doença sido superior a 0,5%/ano entre 1957 e 2013 (Manzano *et al.*, 2016). Nas zonas afetadas a taxa de mortalidade arbórea anual é cerca de 15 vezes superior à que ocorre em zonas não afetadas (Cardillo, com. pess).

Em Portugal sabe-se que o patógeno apresenta uma distribuição bastante alargada nas áreas de montado do centro e sul do país, estando a região algarvia bastante afetada (Moreira & Martins, 2005; Caetano, 2007).

Em termos económicos, e caso a tendência crescente de expansão da doença não se inverta, poder-se-á esperar uma redução na produção de cortiça, matéria-prima que abastece uma indústria geradora de emprego e produtos com forte peso na economia em Portugal e Espanha. Será também previsível uma redução da produção de bolota e, portanto, de alimento para o gado, nomeadamente, para o porco de montanha. A redução da densidade arbórea, associada ao aumento previsível de temperatura devido às alterações climáticas, poderá ter também um impacto negativo no bem-estar animal, principalmente no verão, devido à redução de zonas de sombra, mais frescas. No modelo de distribuição de *P. cinnamomi*, proposto por Brasier (1996) e admitindo a possibilidade de aumento da temperatura global, é sugerido um aumento da atividade do patógeno no sul da Europa, situação que poderá representar uma maior ameaça à sanidade destas espécies de *Quercus* pela maior expressão que a doença poderá vir a ter nesta região. Burgess *et al.* (2017) admitem, no entanto, que o aquecimento global possa conduzir a condições menos favoráveis à atividade de *P. cinnamomi* em zonas mediterrânicas, reduzindo assim o seu impacto. Mediante técnicas de análise espacial, Duque-Lazo *et al.* (2018) propõem modelos de previsão da futura distribuição potencial de *P. cinnamomi* na Andaluzia (Espanha) e avaliam os principais fatores que a explicam. As variáveis preditivas mais importantes foram as relacionadas com a topografia (altitude e declive) e com o

coberto arbóreo. Entre as variáveis climáticas, as mais relevantes foram o número de dias quentes (temperatura máxima $\geq 35^{\circ}\text{C}$) e o número de dias frios (temperatura mínima $\leq 0^{\circ}\text{C}$) e, entre as variáveis edáficas, o pH e o calcário ativo.

Outro dos aspetos negativos do aumento de mortalidade arbórea é a redução da quantidade de carbono armazenado na biomassa e da capacidade de sequestro de carbono atmosférico, além do impacto noutros serviços do ecossistema, nomeadamente, na conservação do solo, na qualidade da água, na redução de pequenas e médias cheias e na biodiversidade. O facto de nem todas as espécies arbustivas e herbáceas da flora natural dos montados e *dehesas* serem suscetíveis ao patógeno poderá também conduzir a alterações na diversidade florística com impacto, nomeadamente, no alimento disponível para a fauna selvagem.

Do ponto de vista social, o agravamento do fenómeno de declínio dos montados e das *dehesas* diminuirá a sustentabilidade dos territórios rurais, na medida em que a perda de rentabilidade determinará a procura por outras alternativas produtivas, nomeadamente a intensificação da componente pecuária, a substituição de espécies ou o abandono como opção de gestão. Neste último caso, agravando as tendências de desemprego e desertificação das zonas rurais.

3. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI – O AGENTE CAUSAL DA DOENÇA

3.1. ONDE VIVE E COMO SE PROPAGA

Phytophthora cinnamomi é um patógeno com vasta distribuição, difícil de controlar devido ao elevado número de hospedeiros. Infeta plantas lenhosas, arbustivas e herbáceas (Jung *et al.*, 2017) podendo causar *damping off* em sementes e plântulas, podridão do colo e da

raíz e cancos na base do tronco, conduzindo à perda de vigor vegetativo e mortalidade em plantas de diferentes idades (CABI, 2019). Este microrganismo vive no solo onde desenvolve todo o seu ciclo de vida (Figura 5).

A humidade do solo é um fator fundamental ao seu desenvolvimento e dispersão (Duniway, 1983; Zentmyer, 1980).

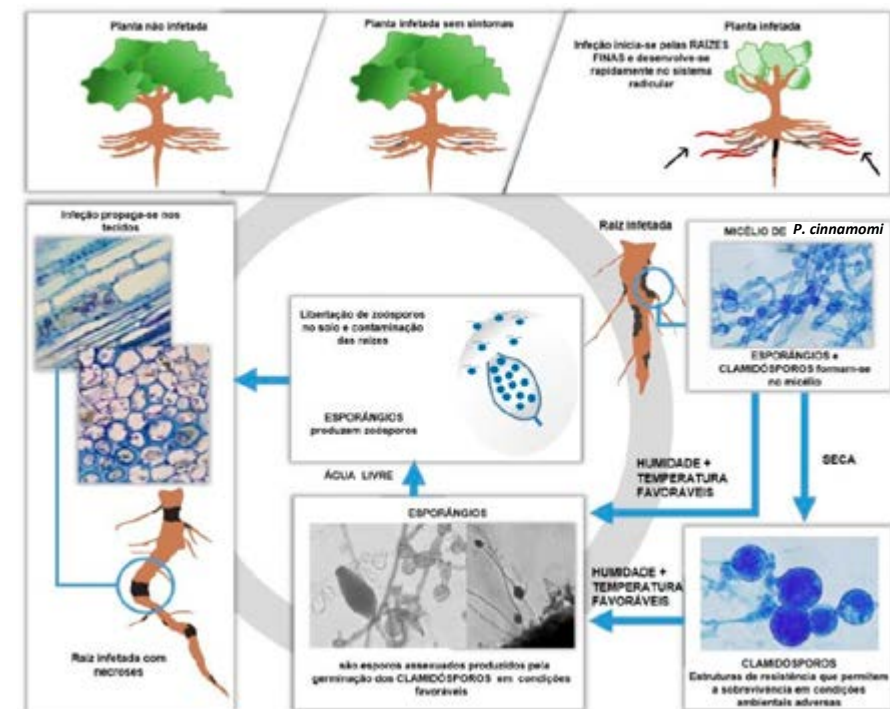


Figura 5 – Ciclo de vida de *Phytophthora cinnamomi*
(Fotos: ACMoreira e CMedeira; ilustrações: ACMoreira e MTrindade)

O patógeno pode reproduzir-se de forma sexuada ou assexuada (Zentmyer, 1980). Sendo uma espécie heterotática, a reprodução sexuada ocorre apenas quando há cruzamento do

micélio compatível de dois tipos¹ – A1 e A2. Neste caso, da fusão entre o anterídio (gâmeta masculino) e o oogónio (gâmeta feminino) resultam os oósporos (Galindo & Zentmyer, 1964). As duas formas A1 e A2 estão presentes na Austrália, nalgumas regiões da Ásia e na África do Sul. Na Europa, até ao presente, só foi identificada a forma A2 de *P. cinnamomi*, pelo que apenas se observa reprodução assexuada.

Na reprodução assexuada, o micélio de *P. cinnamomi* pode formar clamidósporos ou esporângios conforme as condições ambientais. Quando a humidade e temperatura não são favoráveis ao seu desenvolvimento (solo seco e temperaturas elevadas no verão ou temperaturas baixas no inverno), o patogénio forma clamidósporos (esporos de resistência) vegetativamente, no micélio ou nos tecidos vegetais. Estes permitem-lhe sobreviver no solo ou nos tecidos dos hospedeiros durante longos períodos (Zentmyer & Mircetich, 1966).

Quando as condições ambientais se tornam favoráveis (temperatura amena e solo húmido na primavera e outono), e há estímulo da presença de um hospedeiro, os clamidósporos germinam produzindo esporângios que reiniciam o processo de infeção. *P. cinnamomi* tem grande capacidade reprodutiva, aumentando rapidamente o inóculo inicial logo que as condições ambientais o permitam. Quando estas são favoráveis, produz esporângios a partir do micélio e de clamidósporos. Em presença de água livre os esporângios libertam zoósporos (esporos móveis com dois flagelos) que são a fonte primária de infeção. Atraídos por estímulos químicos induzidos pelos exsudados das raízes ou por campos elétricos gerados pelas raízes (West *et al.*, 2002), os zoósporos nadam ativamente na direção das raízes, enquistam na sua superfície produzindo tubos germinativos que penetram a epiderme e as células corticais, colonizam os tecidos vasculares, e o micélio progride intra e intercelularmente (Erwin & Ribeiro, 1996; Hardham & Gubler, 1990). Nesta altura ocorre a libertação de enzimas que conduzem à morte das células das raízes originando lesão nos tecidos e a possível morte das plantas suscetíveis. Nalgumas destas plantas, suscetíveis, a morte súbita pode ocorrer possivelmente por incapacidade de resposta às toxinas

¹ Referidos também na literatura como *matina tvaes*.

produzidas pelo patogénio (Coelho *et al.*, 2006). Em hospedeiros tolerantes ou resistentes algumas proteínas produzidas pelo patogénio (elicinas) estimulam reações de defesa contra a invasão (Duclos *et al.*, 1998, Horta *et al.*, 2008), confinando a colonização pelas hifas do patogénio (Ebadzad *et al.*, 2015) aos espaços intercelulares e parênquima cortical, evitando a sua progressão para o cilindro vascular (Maia *et al.*, 2008; Medeira *et al.*, 2012).

3.2. FATORES QUE FACILITAM O DESENVOLVIMENTO DA DOENÇA

O desenvolvimento e a atividade da população de *P. cinnamomi*, no espaço e no tempo, bem como a infeção dos tecidos do hospedeiro são o resultado de diferentes estímulos no ciclo de vida do patogénio. A sobrevivência e a produção de esporângios dependem de condições adequadas de humidade do solo e arejamento, função do tipo de solo e temperatura (Duniway, 1983). Em todos os tipos de solo a capacidade de estimular a esporulação varia ao longo do ano, sendo maior no verão (Shearer & Tippett, 1989).

A doença é o resultado do efeito cumulativo das interações entre o patogénio, a planta hospedeira e as condições ambientais. Para ocorrer é necessária a conjugação de três grupos de fatores: condições ambientais favoráveis à infeção, suscetibilidade do hospedeiro e patogenicidade (Figura 6). A expressão da doença (gravidade) depende do peso e tempo de ação de cada um dos fatores, sendo o tempo de exposição do hospedeiro ao patogénio um fator muito importante.

As temperaturas elevadas, conjugadas com humidade elevada no solo são determinantes para o estabelecimento, dispersão e longevidade do patogénio (Corcobado *et al.*, 2013a).

Também as características do solo e da vegetação são fatores com grande influência na atividade de *P. cinnamomi* e, conseqüentemente, na expressão da doença. A distribuição do patogénio nos montados e *dehesas* não é aleatória, sendo influenciada por fatores abióticos e bióticos, como a textura do solo e o tipo de vegetação arbórea e arbustiva

(Gómez-Aparício *et al.*, 2012). Nas Figuras 7 e 8 estão representados alguns dos locais onde foi detetada a presença de *P. cinnamomi* em diferentes tipos de solos de montados e dehesas de sobre e azinho, em Portugal e em Espanha.

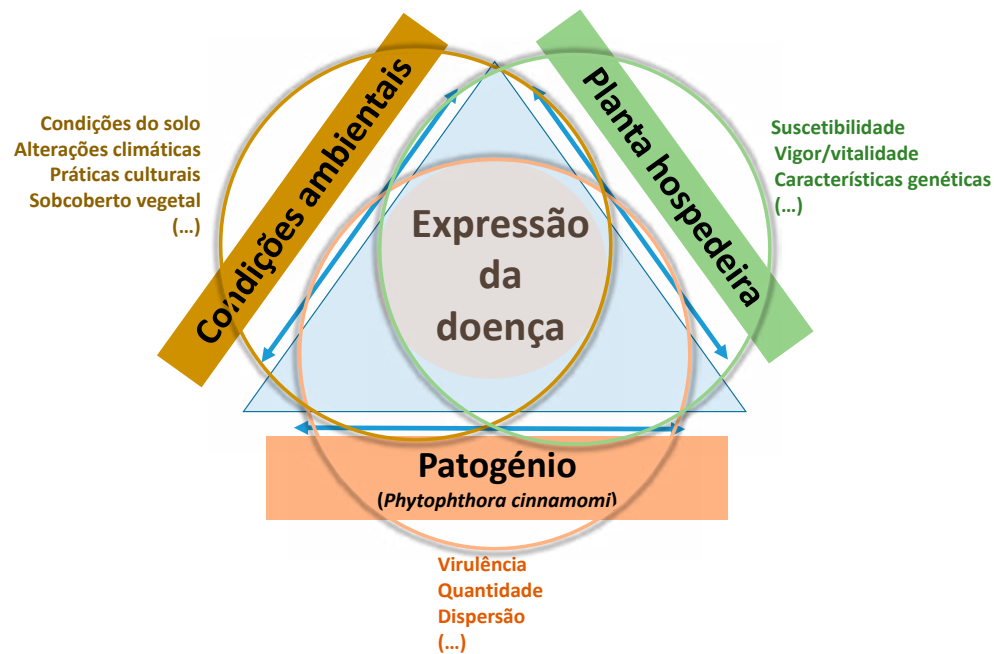


Figura 6 – Fatores que determinam a ocorrência e expressão (gravidade) da doença. (Adaptado de Agrios (2005) por F. Costa e Silva).

Vários estudos têm observado que a presença de árvores infetadas está mais associada a solos de textura fina (argilosos ou limosos) do que a solos de textura grosseira (arenosos) (Jung *et al.* 2000; Jönsson *et al.* 2005; Moreira & Martins, 2005; Gómez-Aparício *et al.*, 2012). Os solos argilosos, com menor taxa de infiltração e maior capacidade de retenção de água (drenagem mais lenta) do que os solos arenosos (Brady & Weil, 2008), possuem

condições mais favoráveis à atividade do patógeno, aumentando a produção de inóculo e favorecendo a infeção (Jung *et al.* 2000; Gómez-Aparício *et al.*, 2012; Corcobado *et al.*, 2013b).

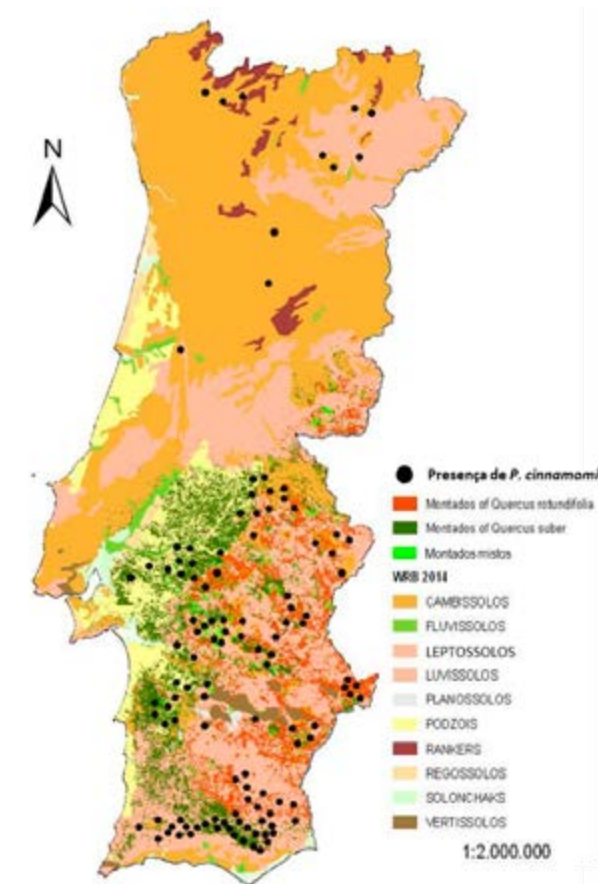


Figura 7 – Localização de alguns focos onde o oomiceta *Phytophthora cinnamomi* foi isolado de diferentes tipos de solos de montados do sul de Portugal (Autoria: PGodinho e ACMoreira).

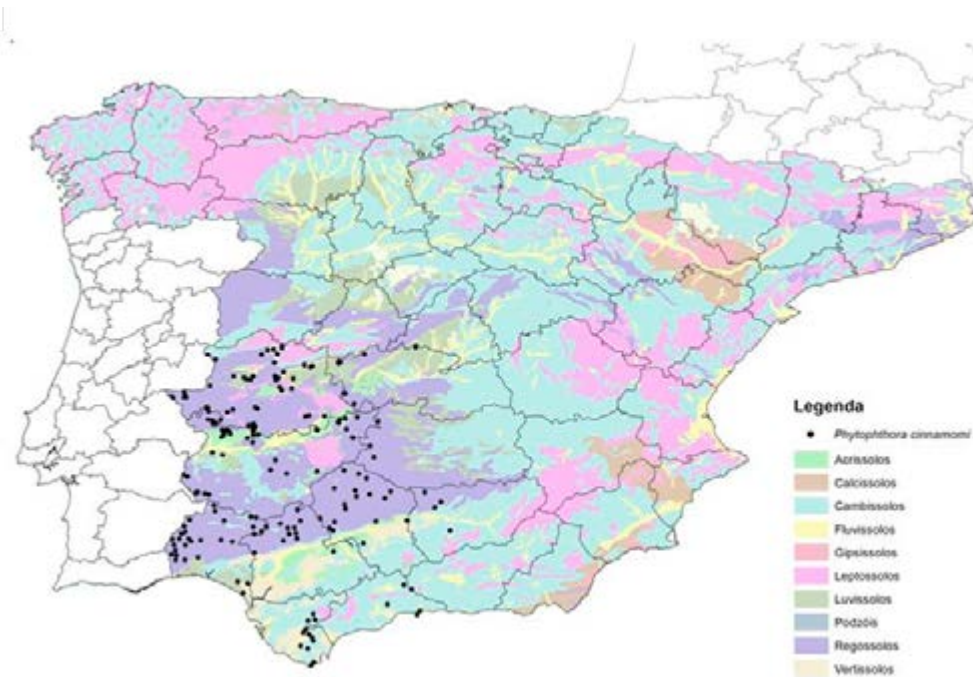


Figura 8 – Distribuição dos focos de *Phytophthora cinnamomi* detetados em diferentes tipos de solos de montados e *dehesas* em Espanha (Fontes: Gutierrez-Hernandez *et al.*, 2017, Andaluzia; Sancho *et al.*, 2018, Castilla-La Mancha; Cardillo *et al.*, 2012, Extremadura).

A quantidade de inóculo é altamente condicionada pelo tipo de solo, contribuindo também para determinar a expressão da doença. Em condições controladas, Moreira *et al.* (1999) e Moreira & Martins (2005) verificaram em plantas de sobreiro e de azinheira que o tipo de solo e as disponibilidades hídricas influenciam a infeção radicular (maior severidade da infeção em plantas em solo argiloso com maior abundância de água), e que as plantas com o sistema radicular infetado eram mais suscetíveis a situações de stress, quer por

encharcamento, quer por seca. O excesso de água no solo facilita a infeção das raízes (Zentmyer, 1980; Sánchez *et al.*, 2002) e, por outro lado, a seca severa pode reduzir os mecanismos de defesa do hospedeiro por depleção nas reservas de carbono (McDowell *et al.*, 2008). A alternância entre períodos de encharcamento e de seca severa é particularmente favorável à infeção, podendo reduzir as defesas do hospedeiro e aumentar a severidade da doença (Robin *et al.*, 2001; Sánchez *et al.*, 2002; Corcobado *et al.*, 2014a). A topografia pode também ter efeito na expressão da doença e na disseminação do patógeno (Cardillo *et al.*, 2018). Zonas de vale ou linhas de água, em locais com solos delgados e drenagem insuficiente (Tuset *et al.*, 1996; Moreira *et al.*, 1999) e encostas expostas a sul são algumas das situações com maior evidência de doença (Sánchez-Gutiérrez & Cabello-Medina, 1993; Moreira & Martins, 2005) (Figura 9).



Figura 9 – Sobreiros mortos ao longo de uma linha de água (Algarve) (Foto: ACMoreira).

O patógeno pode também alterar o microbioma do solo, reduzindo a abundância e diversidade de fungos ectomicorrízicos, e as relações entre a abundância de ectomicorrizas e algumas características do solo (topografia e textura) (Corcobado *et al.*, 2014b).

A composição florística do sobcoberto também afeta a capacidade do solo para estimular ou inibir a população do patógeno, através da sua influência direta na composição da microflora e no ambiente químico do solo (em particular na zona da rizosfera em resultado da interação raiz da planta – microflora).

Na vegetação natural associada aos montados e *dehesas* – árvores, arbustos e herbáceas, existe uma vasta gama de hospedeiros de *P. cinnamomi*. Os hospedeiros são plantas que são infetadas, podendo ser suscetíveis (manifestam sintomas) ou tolerantes (não manifestam sintomas e os danos são ligeiros). Existem também espécies que não são hospedeiros e não favorecem a propagação do patógeno (resistentes, não são infetadas) (Cardillo & Acedo, 2013). O conhecimento da suscetibilidade/resistência das plantas é importante para apoiar não só as medidas de prevenção e controlo de *P. cinnamomi* como também as práticas silvícolas.

Nos Quadros 1 a 3 apresenta-se a suscetibilidade/resistência de espécies arbóreas, arbustivas e herbáceas reportada por diferentes autores e em diferentes condições. É de referir que existem espécies para as quais a classificação relativa à suscetibilidade/resistência a *P. cinnamomi* não é clara como é o caso do senecio (*Senecio* spp.), a giesta (*Cytisus scoparius*) e o folhado (*Viburnum tinus*), variando consoante a fonte consultada e as condições em que decorreram as observações.

Quadro 1 – Hospedeiros suscetíveis a *P. cinnamomi* nos montados/*dehesas* (imagens em ANEXO).

As evidências foram recolhidas em: ensaio de patogenicidade em condições controladas (P), isolamento com plantas provenientes do campo (C) ou de viveiro (V), e observação de sintomas em focos da doença no campo (S). A referência científica é também indicada.

Nome comum	Nome científico	Evidências	Referências
Carvalho-cerquinho/ Quejigo	<i>Quercus faginea</i>	P,C,S	Moreira-Marcelino, 2001; Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Azinheira/Encina	<i>Quercus rotundifolia</i>	P,C,S,V	Moreira <i>et al.</i> , 1999; Moreira-Marcelino, 2001
Azinheira/Encina	<i>Quercus ilex</i>	P,C,S,V	Brasier, 1992; Cobos <i>et al.</i> , 1993; Tuset <i>et al.</i> 1997; Sanchéz <i>et al.</i> , 2004
Carvalho-negral/Rebollo	<i>Quercus pyrenaica</i>	P,C,S,V	Zentmyer & Thorn, 1967; Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Carvalho-de-monchique/ Quejigo andaluz	<i>Quercus canariensis</i>	P	Tuset, 2004; Moralejo <i>et al.</i> , 2009
Sobreiro/Alcornoque	<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
Carrasco/Coscoja	<i>Quercus coccifera</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001
Tremoço-branco/ Almatruz blanco	<i>Lupinus albus</i>	P	Kirby & Grand, 1975; Sampaio, 2017
Tremoço-azul/ Almatruz azul	<i>Lupinus angustifolius</i>	P,C,S	Newhook, 1959; Kirby & Grand, 1975; Serrano <i>et al.</i> , 2011
Tremocilha/Tremosilla	<i>Lupinus luteus</i>	P,S	Serrano <i>et al.</i> , 2011; Sampaio, 2017
Torga-ordinária/Brecina	<i>Calluna vulgaris</i>	P,C,S	Zentmyer & Thorn, 1967; Robertson, 1970; Zentmyer, 1980; Moreira & Martins, 2005
Roselha-maior/Estepa	<i>Cistus albidus</i>	P	Moreira-Marcelino, 2001; Tuset, 2004
Roselha-pequena/Jaguarzo	<i>Cistus crispus</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Esteva/ Jara pringosa	<i>Cistus ladanifer</i>	P,C,S	Moreira-Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005

(cont.)

Quadro 1. (cont.)

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

Quadro 2 – Hospedeiros tolerantes a *P. cinnamomi* nos montados/dehesas.

As evidências foram recolhidas em: ensaio de patogenicidade em condições controladas (P), isolamento com plantas provenientes do campo (C) ou de viveiro (V), e observação de sintomas em focos da doença no campo (S). A referência científica é também indicada.

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

Quadro 3 – Não hospedeiros de *P. cinnamomi* (resistentes, não infetados) nos montados/dehesas.

As evidências foram recolhidas em: ensaio de patogenicidade em condições controladas (P), isolamento com plantas provenientes do campo (C) ou de viveiro (V), e observação de sintomas em focos da doença no campo (S). A referência científica é também indicada.

Nome comum	Nome científico	Evidências	Referências
Trovisco/Torvisco	<i>Daphne gnidium</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Marioila/Matagallo	<i>Phlomis purpurea</i>	P,C	Moreira & Martins, 2005; Sampaio, 2017
Perpétua-das-areias/ Siempreviva	<i>Helichrysum stoechas</i>	C	Moreira & Martins, 2005
Rosmaninho/Cantueso	<i>Lavandula stoechas</i>	C,S	Zentmyer, 1980; Moreira & Martins, 2005
Trevo-subterrâneo/ Trébol subterrâneo	<i>Trifolium subterraneum</i>	P	Morales-Rodriguez <i>et al.</i> , 2013
Serradela/ Cornicabra	<i>Ornitopus compressus</i>	P	Morales-Rodriguez <i>et al.</i> , 2013
Queiroga/Brezo blanco	<i>Erica lusitanica</i>	C	Zentmyer, 1980; Moreira- Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005
Urze-branca/Brezo blanco	<i>Erica arborea</i>	C,V	Zentmyer & Thorn, 1967; Zentmyer, 1980; Moreira-Marcelino, 2001; Moreira & Martins, 2005
Oruga-brava/Flor amarilla	<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
Azevém/Vallico	<i>Lolium rigidum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Braquipódio/Gramilla	<i>Brachypodium distachyon</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a

(cont.)

Quadro 3. (cont.)

Nome comum	Nome científico	Evidências	Referências
Saramago/Rábano silvestre	<i>Raphanus raphanistrum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Grão-de-bico/Garbanzo	<i>Cicer arietinum</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Centeio/Centeno	<i>Secale cereale</i>	P	Sampaio, 2017; Moreira <i>et al.</i> , 2018a
Aveia/Avena	<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
Alecrim/Romero	<i>Rosmarinus officinalis</i>	S	Tuset, 2004
Zambujeiro/Acebuché	<i>Olea europea var. sylvestris</i>	P,C,V	Moralejo <i>et al.</i> , 2009

Do Quadro 1 ressalta que as espécies arbóreas dos montados e *dehesas*, a azinheira, o sobreiro, o carvalho-cerquinho e o carvalho-negral são espécies suscetíveis. No entanto, a suscetibilidade varia entre espécies (Frisullo *et al.*, 2018), sendo a azinheira mais suscetível que o sobreiro e este mais suscetível que o carvalho-cerquinho (Pérez-Sierra *et al.*, 2013; Sánchez *et al.*, 2005; Rodríguez-Molina *et al.*, 2002; Maurel *et al.*, 2001), aspeto que deve ser considerado nas reflorestações (Moreira *et al.*, 2018b). Algumas espécies resistentes a *P. cinnamomi*, como o freixo (*Fraxinus angustifolia*) (Moralejo *et al.*, 2009), a figueira (*Ficus carica*) ou a alfarrobeira (*Ceratonia siliqua*) poderão também ser introduzidas em áreas de montados e *dehesas*, se as condições forem favoráveis ao seu estabelecimento.

3.3. VIAS DE DISSEMINAÇÃO

O oomiceta *P. cinnamomi* é disseminado pela água/presença de humidade, pelo solo e por material vegetal que contenha o patógeno. Rodríguez-Molina *et al.* (2005) analisaram o padrão de mortalidade de plântulas de azinheira numa área sujeita a reflorestação e verificaram que o inóculo tinha origem em azinheiras adultas localizadas no mesmo foco. A dispersão do patógeno pode ser ativa, através de zoósporos móveis na água livre do solo (dispersão a curtas distâncias) ou através do crescimento micelial nas raízes sendo a disseminação vegetativa por contacto raiz-a-raiz (em zonas com declive, de baixo para cima); ou passiva, através de propágulos no solo húmido infetado que são transportados a longas distâncias por escoamento superficial ou subsuperficial podendo contaminar uma extensão considerável de território (Figura 10).

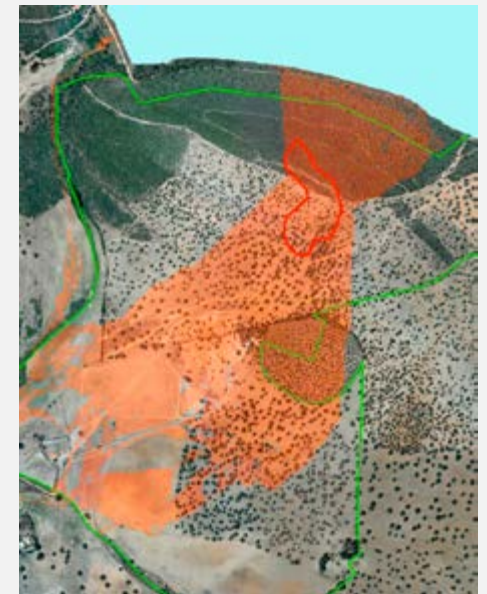


Figura 10 – Simulação hidrológica da zona de dispersão da doença (sombreada a laranja) a partir de um pequeno foco (polígono vermelho), através da propagação de zoósporos arrastados pelos fluxos de água no solo (Cardillo, 2019).

Esta dispersão está também associada à atividade humana, sendo as pessoas, as máquinas agrícolas e os animais (pisoteio do gado e fauna selvagem), os principais agentes de dispersão. Por exemplo, o javali pode dispersar o patogénio ao remexer o solo com o focinho e transportar solo contaminado em material vegetal que ingeriu e que se mantém viável durante alguns dias no trato digestivo (Li *et al.*, 2014).

A comercialização de plantas de viveiro infetadas é outra forma de contaminação.

4. GESTÃO DA DOENÇA

4.1. DETEÇÃO E PROCEDIMENTOS DE RECOLHA DE AMOSTRAS PARA DIAGNÓSTICO

O diagnóstico da infeção causada por *P. cinnamomi* passa pelo isolamento/deteção do patogénio e pela sua identificação. A deteção baseia-se não só em sintomas como também em padrões e é fundamental para a elaboração do plano de controlo que deve incluir, além de medidas de prevenção para evitar a introdução e propagação do patogénio, medidas de mitigação da infeção.

No caso dos montados e *dehesas* o diagnóstico de campo é complexo por se tratar de ecossistemas muito heterogéneos onde, além da vegetação, existe uma componente pecuária e/ou cinegética. Por outro lado, tratando-se de um problema radicular, os sintomas na parte aérea da vegetação poderão ser evidentes apenas quando grande parte do sistema radicular já está afetado, além de que os sintomas na parte aérea podem ser semelhantes aos originados por outras causas (ex: défice hídrico).

As árvores, arbustos e herbáceas com sintomas devem ser observados de forma integrada, analisando-se não só o padrão de distribuição (em manchas ou disperso), como também a severidade dos sintomas.

Nas árvores, os sintomas indicam uma perda gradual do vigor e são caracterizados pela alteração da cor das folhas, que passa de verde-escuro a verde mais claro imprimindo uma coloração mais clara à copa, morte progressiva dos rebentos jovens, desfoliação (rarefação da copa) e exsudações no tronco. Em períodos de seca prolongada, frequentemente após verões quentes e secos, se a infeção for intensa e a destruição do sistema radicular for muito grande, a copa das árvores pode secar subitamente. As árvores afetadas surgem geralmente em solos esqueléticos e em zonas onde a água se acumula durante os períodos de chuva ou em zonas com lençóis freáticos próximos da superfície. A distribuição das árvores afetadas em manchas, mais ou menos circulares, sugere a presença de uma doença radicular (Figuras 11a e 11b). Neste caso, as árvores afetadas estarão relativamente próximas, formando um foco no seio do qual podem até existir árvores sem sintomas. Ao longo das encostas podem observar-se árvores mortas e outras afetadas com sintomas, com frequência nas proximidades de cursos de água.

Nalguns focos são também visíveis arbustos infetados que podem constituir multiplicadores de inóculo (Figura 12).



Figura 11a – Foco com azinheiras mortas (Alentejo) (Foto: ACMoreira).

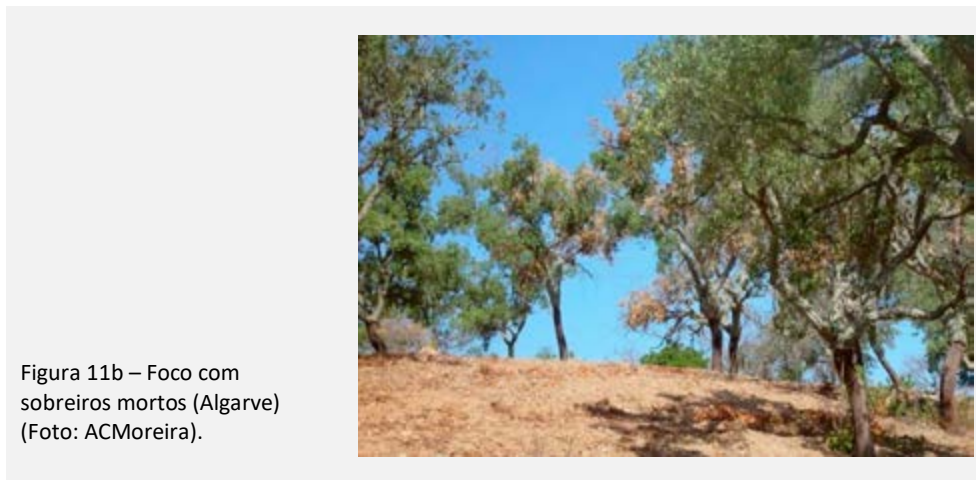


Figura 11b – Foco com sobreiros mortos (Algarve) (Foto: ACMoreira).



Figura 12 – Foco onde são visíveis plantas de estevão (*Cistus populifolius*) infetadas por *P. cinnamomi* (Foto: ACMoreira).

As épocas mais favoráveis para recolha de amostras, quer de raízes, quer de solo, para diagnóstico de *Phytophthora cinnamomi* são a primavera e o outono, devido à maior facilidade de recolha e à maior probabilidade de isolamento do patógeno. Contudo, deverá ser tida em consideração a variação anual das condições meteorológicas.

No caso das árvores, a recolha de amostras de solo e raízes deve ser feita dentro dos limites da projeção da copa nos 4 pontos cardeais:

- 1 – Em cada foco selecionar 2 a 3 árvores/arbustos com sintomas e 2 a 3 árvores/arbustos sem sintomas. As árvores doentes não devem ter elevada desfolha (deve ser inferior a 70%) ou estar mortas porque nesse estado a população do patógeno será baixa e haverá dificuldade no seu isolamento/deteção.
- 2 – As amostragens devem ser feitas na primavera e no outono, de forma a reduzir o número de falsos negativos (se o resultado for negativo, repetir no ano seguinte para confirmação).
- 3 – Remover a camada superficial de folhada (cerca de 1 cm) antes da recolha das amostras de solo, sem eliminar o horizonte A.
- 4 – Colher 3 a 4 frações de solo, em geral debaixo da copa (árvore) ou em redor (arbusto), em orientações opostas, sempre na direção de uma raiz (a 20–30 cm de profundidade e a 50–150 cm da base do tronco/caule), procurando assegurar que contém raízes finas da espécie em análise (Figura 13).
- 5 – Misturar as frações recolhidas numa única amostra até se obter 1 a 3 litros de solo.
- 6 – Repetir a operação nas restantes árvores/arbustos selecionados, tendo o cuidado de limpar e desinfetar as ferramentas (ver 4.3.3) após a colheita de amostras em cada árvore/arbusto.

As amostras devem ser colocadas em sacos de plástico fechados e conservadas em caixas térmicas para serem remetidas ao laboratório o mais rapidamente possível.

Nas espécies herbáceas a amostra deve ser constituída por toda a planta incluindo o sistema radicular com solo da rizosfera.



Figura 13 – Colheita de amostras de solo e da rizosfera em árvores (Fotos: ACMoreira).

4.2. PREVENÇÃO E CONTROLO

Como referido, *P. cinnamomi* é um patogénio agressivo com ampla gama de hospedeiros, elevada sobrevivência em estruturas de resistência, e de fácil disseminação em solos mal drenados ou com encharcamento, muito difícil de erradicar. As medidas de prevenção e controlo passam pela modificação da gestão para evitar a dispersão do patogénio (prevenção) e mitigar a doença (diminuir a densidade e multiplicação do patogénio e reduzir a severidade da doença). Implicam o conhecimento dos diferentes fatores condicionantes da expressão da doença e a aplicação de medidas compatíveis com os usos e aproveitamentos dos montados e *dehesas* que podem envolver medidas culturais, de melhoramento genético e medidas de controlo químico e biológico.

4.2.1. Medidas de luta cultural

Estas medidas devem ser aplicadas a zonas não infestadas para minimizar a introdução e disseminação do patogénio (prevenção) e a zonas com infeção para reduzir o inóculo

(controlo). Envolvem a alteração das práticas culturais e de gestão do solo, da vegetação e da componente animal.

Devem ser asseguradas condições favoráveis ao desenvolvimento das plantas e à sua capacidade de defesa, melhorando o solo através de incorporação de matéria orgânica e/ou adubações (quando necessário), promovendo a drenagem de solos com encharcamento, controlando a carga pecuária e a utilização de maquinaria agrícola pesada para evitar a compactação do solo, controlando o movimento de pessoas, animais e máquinas agrícolas e garantindo medidas adequadas de higienização. Deve ser dada particular atenção a práticas culturais que possam fragilizar as árvores, como mobilizações de solo que danifiquem o sistema radicular, operações mal executadas de poda e de descortiçamento que possam facilitar a entrada de outros agentes bióticos. A gestão do sobcoberto deve ser feita de modo a eliminar espécies suscetíveis ao patogénio e promover a cultura de espécies resistentes (ver Quadro 3). As fertilizações cálcicas poderão também ser uma forma de conferir maior tolerância à doença (inibem a produção de esporângios) (Serrano *et al.*, 2012b). A utilização de plantas micorrizadas (inoculadas com fungos micorrízicos) poderá contribuir para impedir ou dificultar o ataque do patogénio através de proteção das raízes por um manto fúngico.

4.2.2. Melhoramento genético

A informação disponível sobre a resistência de proveniências ou variedades de sobreiro ou azinheira a *P. cinnamomi* é ainda muito limitada, apesar de nos últimos anos se terem iniciado programas de seleção e melhoramento de material tolerante à doença. A variabilidade genética intraespecífica e interespecífica em azinheiras e sobreiros é considerável e pode ser aproveitada para a seleção de genótipos mais tolerantes a *P. cinnamomi* (Tapias *et al.*, 2006; Serrano *et al.*, 2012a; Cuenca Valera *et al.*, 2017). Serrano

et al. (2012a) encontraram diferenças significativas na suscetibilidade a *P. cinnamomi* entre quatro morfotipos de *Q. ilex* (*Q. microcarpa*, *Q. expansa*, *Q. macrocarpa* e *Q. rotundifolia*). Cuenca Valera *et al.* (2017) encontraram uma importante variabilidade na resposta de *Q. ilex* e *Q. suber* a *P. cinnamomi* e demonstraram que a tolerância era controlada geneticamente sendo, por isso, suscetível de melhoramento.

A tolerância ao patógeno observada no híbrido natural *Q. ilex* subsp. *ballota* X *Q. faginea* sugere que *Q. faginea* pode ser considerado uma fonte de resistência (Serrano *et al.*, 2012a). No entanto, a avaliação da suscetibilidade de quatro híbridos naturais (*Q. suber* x *Q. rotundifolia*, *Q. rotundifolia* x *Q. pyrenaica*, *Q. broteroi* x *Q. rotundifolia* e *Q. coccifera* x *Q. rotundifolia*) e seus progenitores a *P. cinnamomi* permitiu verificar que, em termos gerais, os progenitores são menos suscetíveis ao patógeno, à exceção de *Q. broteroi* e *Q. suber* que apresentaram suscetibilidades equivalentes às dos híbridos (García Alonso *et al.*, 2018).

4.2.3. Medidas de luta química

A aplicação de produtos químicos pretende reduzir a capacidade do patógeno causar doença. Estes produtos, desde que homologados, devem ser usados em conjugação com outras medidas de luta.

Aplicação de fungicidas

A maioria dos fungicidas não tem efeito sobre *Phytophthora* spp., embora alguns sejam eficazes (González *et al.*, 2017) como o metalaxil (classe das fenilamidas), os fosfitos de potássio e de alumínio (fosetil de alumínio) (classe dos fosfonatos) (Schwinn, 1983; Coffey, 1991). Estes produtos são fungicidas sistêmicos, *i.e.*, apresentam dupla translocação através do floema e do xilema (Erwin & Ribeiro, 1996) sendo capazes de atingir,

internamente, as raízes finas do patógeno (Romero *et al.*, 2019). Atuam como indutores de resistência, estimulando os mecanismos de defesa naturais das plantas (Romero *et al.*, 2019). Podem ser aplicados por injeção nos troncos (Figura 14), tendo efeito preventivo em árvores sãs de zonas com risco de infeção e efeito terapêutico em infeções pré-existentes (Romero *et al.*, 2019), ou por pulverização das copas. Estes autores aplicaram injeções de fosetil-Al (3 a 4 cápsulas por árvore, pressurizadas, cada uma com 200 mL com 4% de fosetil-Al) a troncos de azinheiras sem sintomas, com desfolha ligeira e moderada (inferior a 50%) e verificaram recuperação e melhoria das copas até três anos após tratamento. Observaram também uma tendência para redução da presença do patógeno nas raízes.

Em Portugal o único produto homologado para azinheira e sobreiro é o fosetil-Al. Em Espanha o produto está autorizado para plantas agrícolas e ornamentais, embora não especificamente para azinheiras e sobreiros, sendo contudo aplicado. Este fungicida mostrou ser uma boa alternativa ao fosfito de potássio, não homologado em Portugal e Espanha.

O uso prolongado de alguns fungicidas pode causar o desenvolvimento de resistência (Dobrowolski *et al.*, 2008; Hu *et al.*, 2010). No caso do fosetil-Al não foram ainda reportadas situações de desenvolvimento de resistência.

Diversos outros produtos têm sido testados para controlo químico de *P. cinnamomi*. Bairrão (2019) testou, em estacas de sobreiro em estufa, a eficácia de três produtos não convencionais – ácido salicílico, que estimula as respostas de defesa da planta, BLAD, uma proteína multifuncional com propriedades antifúngicas e bioestimulantes, e extrato de *Omphalotus olearius*, fungo com efeito antagonista em relação a *P. cinnamomi*. Tendo como referência o fosfonato de potássio, de eficácia conhecida, verificou que a BLAD, proteína patenteada extraída de sementes germinadas de tremçoço (*Lupinus albus*) foi o produto mais promissor, ainda em fase de homologação. A aplicação do extrato de *Omphalotus olearius* foi ineficaz.



Figura 14 – Tratamento com fosetil-Al mediante injeção no tronco
(Foto: PFernández-Rebollo).

Aplicação de corretivos cálcicos

Alguns produtos cálcicos (CaO , CaCO_3 , CaSO_4) podem reduzir a gravidade da doença, tal como observado por Serrano *et al.* (2013) e Fernández-Rebollo (2019) em azinheiras. Este efeito está relacionado com a sua capacidade de limitarem a multiplicação do inóculo do patogénio, inibindo a formação de esporângios (CaO , CaCO_3 , CaSO_4) e de zoósporos (CaO e CaCl_2) (Serrano *et al.*, 2012b). Além disso, o cálcio confere à azinheira uma certa tolerância ao patogénio, podendo potenciar o seu desenvolvimento radicular (Serrano *et al.*, 2013).

A seleção do produto cálcico a aplicar dependerá do pH do solo. Para valores inferiores a 5 é recomendada a aplicação de carbonato de cálcio (CaCO_3), para valores superiores a 5, a aplicação de sulfato de cálcio (CaSO_4), e para valores entre 5 e 6 uma mistura de carbonato com sulfato de cálcio (Fernández-Rebollo, 2019). As doses testadas em campo variaram entre 3000 kg/ha de CaCO_3 e 3500 kg/ha de CaSO_4 . O carbonato de cálcio possui um maior poder neutralizante, embora seja menos solúvel. O sulfato de cálcio, aplicado em campo na

dose de 3500 kg/ha, foi o produto mais eficaz na minimização da infeção (Serrano *et al.*, 2014).

Aplicação de corretivos orgânicos

A incorporação no solo de estrumes frescos e compostados pode melhorar a infiltração e arejamento do solo, ter efeito supressivo no crescimento do micélio de *P. cinnamomi* e na redução de inóculo do solo contaminado. Os trabalhos experimentais realizados por Vicente *et al.* (2009) mostraram maior eficácia dos estrumes de aviário e chorumes de suínos que dos estrumes de bovinos e ovinos (com ou sem compostagem), na redução do inóculo de *P. cinnamomi*. Segundo Aryantha *et al.* (2000), os estrumes de aviário, sobretudo com compostagem prolongada, estimularam a atividade biológica e reduziram significativamente a sobrevivência do patogénio.

4.2.4. Medidas de luta biológica

Biofumigação

A biofumigação consiste na incorporação de tecidos vegetais ao solo, nomeadamente de espécies da família Brassicaceae, para conseguir efeito supressivo sobre *P. cinnamomi*. Este efeito deve-se às substâncias voláteis libertadas pela ação de glucosinolatos que originam compostos com toxicidade para microrganismos do solo (isotiocianatos). Ríos *et al.* (2016a, 2016b) verificaram que algumas espécies ricas em sinigrina – *Brassica carinata* (Figura 15), *B. juncea* e *B. nigra* inibem, *in vitro*, o crescimento do micélio de *P. cinnamomi*, enquanto as ricas noutros glucosinolatos não são, por si só, eficazes na supressão substancial de inóculo. Algumas destas espécies, *B. juncea* e *B. nigra* (Figura 16), adaptam-se bem aos solos pouco férteis e de baixo pH das *dehesas*, apresentando bom crescimento. *B. juncea*

foi a espécie com maior produção de biomassa e mais rápida cobertura do solo (Leal Murillo *et al.*, 2017). Além de poderem ser introduzidas em pastagens com enterramento em verde, as espécies de Brassicacea podem também ser aplicadas como biomassa desidratada, embora a desidratação possa reduzir a concentração de sinigrina na planta (Fernández-Rebollo *et al.*, 2018). Outra alternativa é a utilização de farinhas de sementes com elevado teor em sinigrina que têm a vantagem de poderem ser aplicadas de forma homogênea no campo. O efeito biofumigante da farinha de *B. juncea* e de *B. carinata* (esta na forma de *pellets*) (Figura 17) foi comprovado *in vitro*, tendo-se verificado que é eficaz na inibição do crescimento do micélio, na redução da germinação de zoósporos e da viabilidade de clamidósporos de *P. cinnamomi* (Morales-Rodríguez *et al.*, 2016; Ríos *et al.*, 2017). Verificou-se também a sua capacidade de redução da severidade e incidência da doença em *Lupinus luteus* (Ríos *et al.*, 2017; Rodríguez-Molina *et al.*, 2018b). No entanto, em ensaios em câmaras climatizadas para tentar controlar a doença causada por *P. cinnamomi* em sobreiros, através da aplicação de *pellets* de *B. carinata* e carbonato de cálcio, verificou-se que apenas a combinação de *pellets* (1,5 g/L) com carbonato de cálcio (3 g/L) reduziu significativamente a doença (Rodríguez-Molina *et al.*, 2018a).



Figura 15 – Plantas de *Brassica carinata* (Foto: MCRodríguez-Molina).



Figura 16 – Plantas de *Brassica nigra* (Fotos: MCRodríguez-Molina).



Figura 17 – *Pellets* de *Brassica carinata* (Foto: MCRodríguez-Molina).

Extratos radiculares de plantas com efeitos alelopáticos

Os extratos radiculares de algumas plantas da flora natural de montados e *dehesas* inibem a atividade do patógeno. Neves *et al.* (2014) e Mateus *et al.* (2016) verificaram que os

exsudados radiculares de *Phlomis purpurea* (marioila) têm um efeito anti-*Phytophthora*. Moreira *et al.* (2018a) verificaram que algumas espécies de Brassicaceae da flora do sul de Portugal, como *Diplotaxis tenuifolia* (oruga-brava), *Eruca vesicaria* (rúcula) e *Raphanus raphanistrum* (saramago), também tinham um efeito inibitório sobre a atividade de *P. cinnamomi*. Sendo os solos dos montados em geral pobres em matéria orgânica e nutrientes, com baixos níveis de fósforo e baixo pH (Moreira & Martins, 2005), o uso destas espécies de Brassicaceae em pastagens poderá ser uma medida de controlo biológico a considerar.

Fungos antagonistas

Alguns fungos parecem inibir a atividade de *P. cinnamomi* por competição, parasitismo ou antibiose. Apesar de nenhum deles ter demonstrado ainda viabilidade económica, há evidências de que podem desempenhar um papel importante na supressão natural do patógeno em certos tipos de solo (CABI, 2019). Gómez *et al.* (2019) verificaram que a reduzida presença de espécies de *Phytophthora* em condições de campo estava fortemente correlacionada com a presença de espécies do género *Trichoderma*. No entanto, não estão ainda disponíveis em Portugal e em Espanha tratamentos biológicos com base neste grupo de biofungicidas que possam ser usados em sistemas florestais, faltando também uma validação para diferentes tipos de solo.

4.3. RECOMENDAÇÕES DE GESTÃO

4.3.1. Medidas de prevenção em áreas sem sintomas de infeção

Nas áreas sem sintomas da doença devem ser adotadas medidas que evitem a infestação dos solos:

Solos e Água	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar mobilizações em solos húmidos/encharcados para prevenir a contaminação com solo proveniente de zonas com doença. • Iniciar intervenções culturais, ou infraestruturas necessárias, por zonas sem sintomas passando só depois às zonas afetadas. • Evitar a compactação do solo e promover a sua drenagem: <ul style="list-style-type: none"> - controlar encharcamentos em obras de engenharia civil, avarias em depósitos, charcas ou canais. - manter, em zonas declivosas, faixas de mato com espécies não suscetíveis para promover a infiltração da água e limitar a erosão. - manter, nas linhas de água e em zonas encharcáveis, espécies ripícolas para reduzir a humidade do solo e a erosão. • Não utilizar água de rega proveniente de zonas afetadas ou de outra proveniência sobre a qual não haja garantia de não contaminação.
Vegetação	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar (re)florestações em zonas de solos compactados, mal drenados e pouco profundos. Se existirem calos de lavoura ou horizontes impermeáveis do solo, romper por subsolagem, para facilitar a infiltração de água e evitar encharcamentos. • (Re)florestar com plantas provenientes de viveiros certificados ou fazer sementeira com semente recolhida, na mesma região, em zonas sem sintomas de doença (limpando e desinfetando previamente a semente com uma solução diluída de lixívia e passando depois por água para eliminar resíduos de lixívia). • Evitar o cultivo de espécies suscetíveis por serem potenciais multiplicadores do patógeno (ex: tremoço ou tremocilha – (Quadro 1). • Gerir de forma adequada o coberto arbóreo, realizando podas de formação e fitossanitárias, evitando podas intensas que fragilizam as árvores. • Não realizar gradagens ou lavouras que possam danificar as raízes e fragilizar as árvores, tornando-as mais suscetíveis a agentes bióticos e abióticos (recomenda-se a utilização de corta-matos para controlo do sobcoberto). • Fertilizar as pastagens (fertilização cálcica, fosfórica e potássica) para melhorar a produção e mitigar a doença.
Animais	<ul style="list-style-type: none"> • Evitar encabeçamentos excessivos para minimizar a compactação do solo. Evitar a permanência do gado sempre nas mesmas áreas da exploração.

4.3.2. Medidas de mitigação em áreas com sintomas de infeção

Nas áreas com sintomas é necessário reduzir a população do patogénio e evitar a sua disseminação (novas infestações). Devem implementar-se as seguintes medidas:

Solos e Água	<ul style="list-style-type: none"> • Delimitar e sinalizar focos de infeção, deixando uma faixa de árvores aparentemente sãs. • Limitar a entrada de pessoas, máquinas e animais nos focos com infeção, e o movimento de veículos que atravessem zonas infestadas (caminhos e corta-fogos), em particular durante a época de chuva quando o solo está mais húmido. • Evitar mobilizações de solo (lavouras, gradagens) que facilitem a disseminação do patogénio, particularmente quando o solo está húmido. Se for imprescindível, iniciar as intervenções pelas zonas não infestadas passando só depois para zonas infestadas, tendo o cuidado de remover os resíduos de solo e desinfetar a maquinaria agrícola (incluindo rodas do trator) antes de abandonar a área de intervenção. • Realizar correções cálcicas para aumentar os níveis de cálcio livre no solo e reduzir a infeção. • Assegurar sempre boa drenagem do solo.
Vegetação	<ul style="list-style-type: none"> • Manter faixas de vegetação natural ou mato com espécies não suscetíveis para evitar contaminação de zonas contíguas (ex: zambujeiro, marioila, perpétua das areias, rosmaninho – Quadro 3). • Eliminar, quando possível e em zonas de risco elevado, arbustos suscetíveis porque podem constituir reservatórios do patogénio (ex: sargaços e esteva – Quadro 1). • Reflorestar zonas muito infestadas com espécies resistentes, distintas das afetadas, como o freixo, zambujeiro, figueira e alfarrobeira. • Não arrancar cepos dado que as movimentações de solo favorecem a disseminação do patogénio (as raízes principais são eliminadas mas permanecem no solo as restantes raízes infetadas).
Animais	<ul style="list-style-type: none"> • Limitar a presença de gado em áreas afetadas. Se for necessário, introduzir gado quando o solo estiver seco para minimizar a disseminação do patogénio. • Evitar a instalação de comedouros cinéticos e zonas de suplementação alimentar em zonas afetadas. • Desinfetar os cascos dos animais instalando pedilúvios portáteis à entrada das explorações, para evitar que o gado dissemine o patogénio.

4.3.3. Medidas de desinfecção

Depois de removidos os resíduos de solo dos veículos, máquinas agrícolas, ferramentas, animais e calçado, deve proceder-se à sua desinfecção, sobretudo em épocas mais críticas, de solo muito húmido:

– Os rodados dos veículos e maquinaria agrícola devem passar por rodilúvios.

– Os animais devem passar por pedilúvios.

– As ferramentas, depois de limpas, devem ser pulverizadas com etanol a 70% ou água oxigenada. Em montados e *dehesas* com sobreiro usar apenas desinfetantes sem cloro.

B. PHYTOPHTHORA CINNAMOMI EM VIVEIROS

A produção de plantas em viveiro é uma etapa muito importante da arborização. A presença de *Phytophthora cinnamomi* e de outros oomicetas do género *Phytophthora* tem sido reportada em viveiros por diferentes autores (Sánchez *et al.*, 2005; Pérez-Sierra *et al.*, 2012; Jung *et al.*, 2016). De acordo com Jung *et al.* (2016), em Portugal e à semelhança de Espanha e Itália, os oomicetas *P. cinnamomi*, *P. cambivora* e *P. cryptogea* prevalecem em viveiros infetando espécies de *Quercus*.

Devido às suas características, os viveiros apresentam condições ambientais, como a elevada temperatura e humidade, associadas à fisiologia dos hospedeiros, que favorecem a introdução e instalação de agentes bióticos nocivos. As regas frequentes e a elevada densidade de plantas, facilitada pela presença de tecidos vegetais jovens e a proximidade de diferentes espécies hospedeiras, criam microclimas muito favoráveis à disseminação de patógenos, quer da parte aérea, quer do solo.

Para assegurar o bom estado fisiológico e fitossanitário das plantas produzidas, e evitar a dispersão de *Phytophthora* spp. e de outros agentes bióticos nocivos para os viveiros e locais de plantação, é necessário assegurar a higienização dos viveiros através da adoção de medidas adequadas de prevenção. É também importante garantir o cumprimento da legislação relativa à produção/comercialização de plantas e uma adequada fiscalização.

1. DETEÇÃO E PROCEDIMENTOS DE RECOLHA DE AMOSTRAS PARA DIAGNÓSTICO

O diagnóstico da infeção causada por *P. cinnamomi* pode ser difícil apenas pela observação dos sintomas. A sintomatologia pode ser confundida com a causada por outros patógenos e/ou por problemas fisiológicos. Em plantas muito jovens, o patógeno pode causar *damping off* que pode afetar as sementes e as plântulas durante a germinação e a emergência. Existem dois tipos de *damping off*: de pré-emergência que afeta a germinação das sementes antes da saída dos hipocótilos e de pós-emergência que ocorre logo após a emergência dos caules, enquanto os tecidos ainda se encontram pouco lenhificados. A infeção causa geralmente a morte das sementes e das plântulas num curto período de tempo. Em plantas menos jovens, a infeção por *P. cinnamomi* causa sintomas semelhantes aos induzidos por situações de défice hídrico ou de nutrientes: emurchecimento das folhas, desfoliação e cloroses devidos à destruição progressiva das raízes finas com a consequente redução na captação de água e nutrientes.

Durante o tempo de permanência no viveiro, as plantas jovens e em início de infeção, bem como as espécies tolerantes, podem não apresentar sintomas, o que dificulta o diagnóstico da infeção apenas por observação visual da parte aérea. As plantas assintomáticas poderão, contudo, vir a manifestar sintomas após a saída do viveiro, contaminando o solo e outras plantas hospedeiras nos locais de plantação, pelo que se recomenda que, em viveiro, o diagnóstico assente na recolha de amostras e respetiva análise laboratorial, incluindo plantas sintomáticas e assintomáticas.

Para o diagnóstico de *P. cinnamomi* as épocas mais favoráveis para recolha de amostras são a primavera e o outono. No entanto, como os viveiros apresentam condições ideais para o desenvolvimento e disseminação de doenças causadas por espécies de *Phytophthora* durante grande parte do tempo de permanência das plantas em viveiro, a recolha de amostras deve ser feita sempre que se observem plantas com sintomas.

Em plantas de *Quercus*, o despiste da infeção deve ser feito durante a primavera ou início do outono após a sementeira, antes do transplante para o campo. Recomenda-se a recolha inicial de cerca de 8-10 plantas por espécie, colhendo primeiro as plantas com sintomas de doença (murchidão, amarelecimento das folhas, *dieback* e podridão do colo) (Figuras 18 e 19), que deverão ser removidas dos contentores com o torrão, colocadas em sacos de plástico fechados e enviadas para o laboratório o mais rapidamente possível sem exposição a temperaturas elevadas, preferencialmente em caixas de refrigeração. As plantas com podridão radicular são difíceis de reconhecer sem a observação do sistema radicular. As raízes de algumas espécies lenhosas são de cor escura o que dificulta o reconhecimento das raízes infetadas (Figuras 18b e 19b).

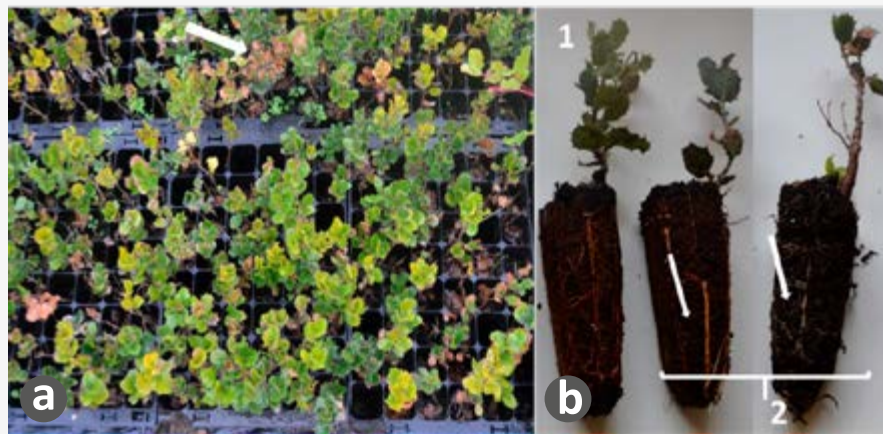


Figura 18

- a:** Contentores com plantas de azinheira evidenciando sintomas de infeção por *P. cinnamomi*, necroses nas folhas e folhas com amarelecimento;
b: Plantas de azinheira infetadas, 1 – planta na fase inicial de infeção apresentando bastantes raízes saudáveis, 2 – plantas mais afetadas com sintomas evidentes de infeção na parte aérea e menos raízes operacionais (Fotos: ACMoreira)

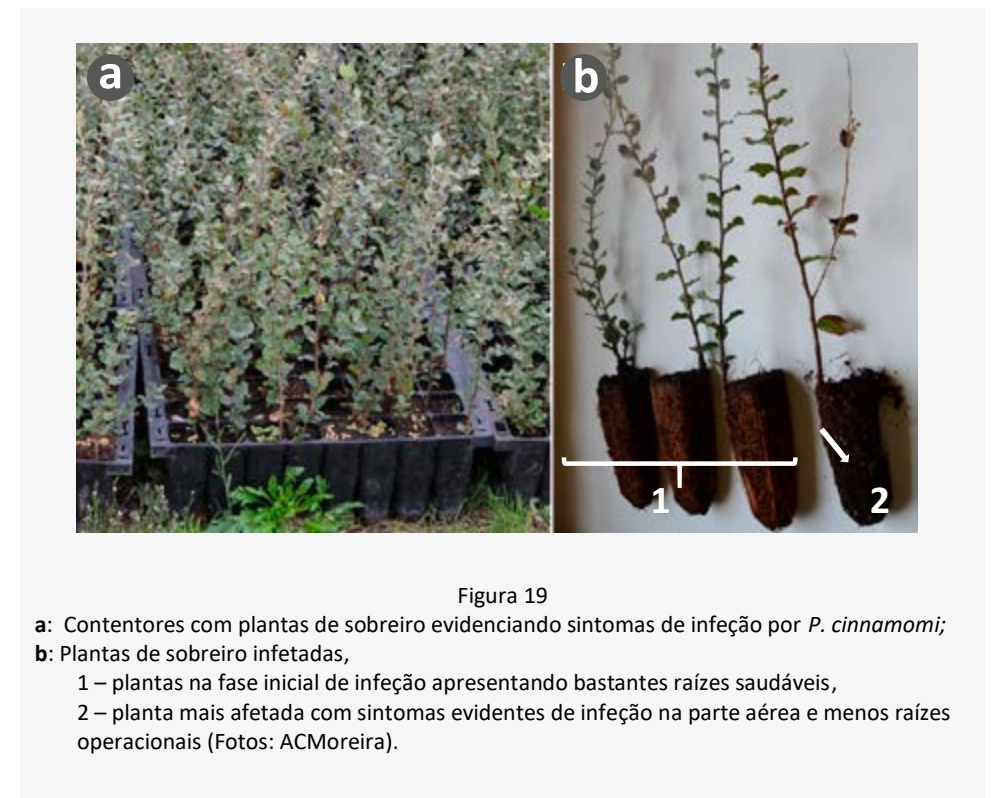


Figura 19

- a:** Contentores com plantas de sobreiro evidenciando sintomas de infeção por *P. cinnamomi*;
b: Plantas de sobreiro infetadas,
 1 – plantas na fase inicial de infeção apresentando bastantes raízes saudáveis,
 2 – planta mais afetada com sintomas evidentes de infeção na parte aérea e menos raízes operacionais (Fotos: ACMoreira).

Como já foi referido, algumas espécies podem estar infetadas e ser assintomáticas pelo que o despiste da infeção deve também ser feito em plantas hospedeiras de *P. cinnamomi*, de porte arbóreo ou arbustivo (espécies florestais, do sobcoberto ou ornamentais), que coexistam no viveiro. No caso de plantas hospedeiras assintomáticas, a amostragem deverá ser feita na mesma altura em que se observam as plantas de *Quercus* com sintomas ou, pelo menos uma vez por ano, antes do transplante das plantas para o campo. Recomenda-se a análise de 3-10 plantas por espécie, recolhidas de forma aleatória. Não devem ser analisadas plantas mortas uma vez que a densidade da população de *P. cinnamomi* é muito

baixa e poderão aparecer outros organismos do solo com maior capacidade saprofítica, aumentando a possibilidade de falsos negativos.

Os procedimentos referidos podem ser seguidos para deteção de outras espécies de *Phytophthora* e também de *Pythium*.

2. PREVENÇÃO E CONTROLO

A erradicação de *P. cinnamomi* de um viveiro é um processo moroso e muito dispendioso pelo que é fundamental que se tomem medidas de prevenção que evitem a sua introdução, instalação e disseminação. A prevenção envolve sobretudo medidas culturais mas, em caso de infeção, terão que ser utilizados produtos químicos, devidamente autorizados. Neste sentido, deve ser estabelecido um protocolo para prevenção e controlo de *Phytophthora* spp., devidamente validado pelas entidades competentes, cujo objetivo é reduzir o risco de introdução e estabelecimento dos agentes bióticos nocivos em viveiros e também evitar a dispersão dos agentes bióticos nocivos para os locais de plantação.

Na Figura 20 estão representadas algumas das principais vias de introdução e dispersão do patogénio em viveiros florestais.

Para minimizar os riscos de infeção, quer de *P. cinnamomi*, quer de outros patogénios, é necessário ter em consideração, nomeadamente, a seleção do local de instalação do viveiro, a qualidade do Material Florestal de Reprodução (MFR) utilizado, as condições de transplante e manuseamento das plantas, o substrato e os contentores utilizados, bem como a quantidade e qualidade da água de rega.

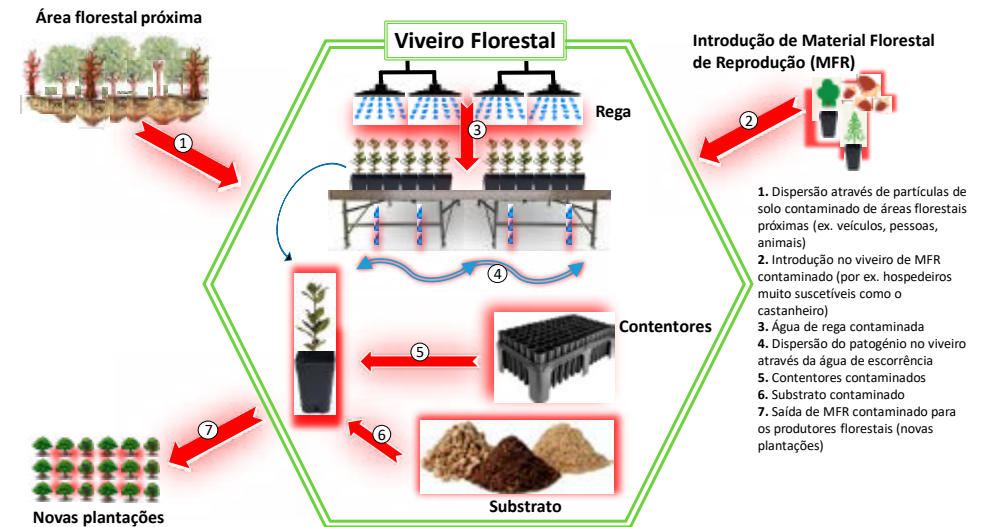


Figura 20 – Representação de vias da introdução e dispersão de *P. cinnamomi* num viveiro florestal (Esquema: F. Costa e Silva).

1. Seleção do local de instalação: deve-se evitar (a) a proximidade de áreas florestais infetadas que podem ser uma fonte de inóculo, contaminando o viveiro através das águas de escorrência, partículas de solo transportadas por veículos, pessoas e animais (Figura 20-1); (b) locais com grande ensombramento e humidade, e de fácil encharcamento, por serem condições ideais para a instalação do patogénio (Figura 21).



Figura 21 – Evitar locais propícios a encharcamentos (Fotos: MTrindade).

2. Manutenção das condições de higiene: recomenda-se a limpeza regular do viveiro (infestantes, lixos e detritos vegetais espalhados ou acumulados que poderão constituir potenciais reservatórios de patógenos) (Figura 22). A utilização de material inerte no piso do viveiro (ex: brita ou gravilha) permitirá a sua desinfecção regular (solução de água com cloro ou fungicidas à base de cobre) (Figura 23) e facilitará a drenagem das águas de escorrência.



Figura 22 – Não deixar lixos e detritos no solo do viveiro para não contaminarem o solo e as plantas que entram no viveiro (Foto: MTrindade).



Figura 23 – Piso do viveiro com cobertura de material inerte (gravilha) (a – Foto: Nuno Calvet/Equipar Viveiros; b – Foto: MTrindade).

3. Veículos, pessoas e animais: podem ser meios de propagação de *P. cinnamomi* se tiverem contactado com focos de doença (transporte de partículas de solo contaminado). Recomenda-se a instalação de: (a) rodilúvios à entrada do viveiro para lavagem e desinfecção das rodas (sobretudo de veículos usados no transporte de plantas para o campo) (Fig. 24a) e a criação de uma zona de estacionamento afastada do viveiro; (b) pedilúvios para limpeza e desinfecção do calçado (Fig. 24b); Recomenda-se ainda que as roupas e calçado dos trabalhadores sejam para uso exclusivo no viveiro, devendo ser limpos e desinfetados regularmente.



Figura 24 – a: Rodilúvios (Foto: MTrindade); b: Pedilúvios (Foto: ACMoreira).

4. Material Florestal de Reprodução (MFR): as sementes, partes de plantas e plantas poderão ser uma via de introdução e contaminação do patógeno no viveiro (Figura 20-2). No caso das sementes, dado que podem transportar resíduos de solo contaminado, recomenda-se a sua limpeza e desinfeção (ver 4.3.1.). No caso das plantas é importante verificar o seu bom vigor vegetativo e a inexistência de sinais/sintomas visíveis de pragas e doenças (Figura 25).



Figura 25 – Plantas em bom estado vegetativo, com bom desenvolvimento radicular e sem sintomas visíveis de pragas ou doenças (Fotos: MTrindade).

O MFR só pode ser comercializado, ou seja, só pode circular, se for acompanhado do respetivo documento de fornecedor, onde consta, além de outra informação, a região de proveniência e o número do certificado principal (sementes) ou o número do certificado de qualidade externa (plantas), permitindo assim saber a origem da semente ou das plantas. Tanto o certificado principal, que atesta a identidade do MFR relativamente ao material de base de que é derivado, assegurando a rastreabilidade da origem, como o certificado de qualidade externa que atesta a conformidade das plantas para arborização e rearborização com os requisitos constantes na legislação, permitem a rastreabilidade do MFR. O MFR deve estar sempre identificado com etiqueta que indique, entre outra informação, a categoria do MFR (Fonte identificada, Seleccionada, Qualificada ou Testada), podendo esta obrigação ser substituída pela utilização de cor no documento do fornecedor (amarelo – fonte identificada, verde – seleccionada, cor de rosa – qualificada e azul - testada). No caso

de *Quercus suber*, em Portugal, não é permitida a comercialização da categoria “Fonte identificada”. Em caso de dúvida, o material deverá ser colocado em quarentena, em local isolado, e sob observação, recomendando-se a realização de análises em laboratório especializado para despiste da presença de *P. cinnamomi*.

5. Água de rega: é um dos principais meios de infeção e dispersão de *P. cinnamomi*, sendo aconselhável a utilização de água da rede ou proveniente de furos de captação em profundidade (fonte segura) (Figura 26). Na eventualidade do viveiro estar localizado numa bacia a jusante de focos de *P. cinnamomi*, recomenda-se a filtração da água e o tratamento com cloro, lixívia ou por métodos físicos. Deverá também evitar-se a acumulação da água de rega no piso do viveiro e o seu salpico dado que são fatores de dispersão da doença, especialmente se houver contacto com material vegetal, substrato, contentores e/ou ferramentas.

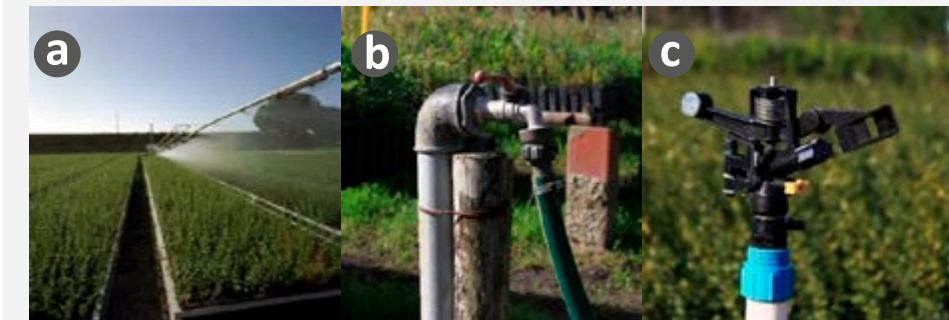


Figura 26 – Rega com água de fonte segura

a – Furo de captação em profundidade (Foto: Nuno Calvet/Equipar Viveiros)
b, c – Água da rede (Fotos: MTrindade).

6. Substratos: podem ser também um meio de contaminação. Aconselha-se a utilização de substratos estéreis (turfas, vermiculite, perlite) e a sua preparação/mistura em superfícies inertes ou isoladas do solo. Deve-se evitar a incorporação de compostos de proveniência desconhecida que possam conter matéria orgânica infetada (ex. areias de rio). A desinfecção do substrato pode ser feita em câmaras fechadas (82°C durante cerca de 30 min), autoclave, por solarização ou compostagem.

7. Contentores: a sua dimensão deve ser adequada à espécie e ao tempo de permanência no viveiro de modo a assegurar boas condições de crescimento das plantas; a sua reutilização poderá parecer mais económica mas constitui um fator de risco, sobretudo se os contentores forem utilizados nas operações de plantação no campo. Se não for possível utilizar contentores descartáveis proceder à sua limpeza (Figura 27) (eliminação de resíduos orgânicos e de substrato) e desinfecção por termoterapia (calor húmido, >70°C) ou por imersão numa solução diluída de lixívia durante cerca de 1 hora, passando depois por água para eliminar os resíduos de lixívia. Para contentores com reduzida sujidade poderá utilizar-se uma concentração de 1-2%, renovando periodicamente a solução.

Os contentores com as plantas devem ser dispostos em bancadas sobrelevadas (cerca de 50 cm acima do solo) (Figura 28) para permitir a poda radicular natural, evitando assim o enrolamento das raízes e, em simultâneo, de modo a evitar o contacto direto com o solo, prevenindo a contaminação das plantas por agentes bióticos nocivos.



Figura 27 – Limpar e desinfetar os contentores antes de reutilizar

a – eliminar resíduos (Foto: MTrindade); **b, c** – desinfecção por termoterapia (Fotos: DRibeiro).



Figura 28 – Colocar os contentores em bancadas sobrelevadas para evitar contaminação por salpico (Fotos: MTrindade).

8. Ferramentas: podem contribuir também para a propagação do patógeno, sobretudo se não forem de uso exclusivo em viveiro (utilizadas no campo ou em operações em que tenham contactado com *P. cinnamomi*). Recomenda-se que se evite utilizar ferramentas de viveiro no campo. Caso não seja possível, as ferramentas devem ser limpas regularmente, lavadas e desinfetadas após cada utilização (imersão em álcool metílico, numa solução de lixívia a 0,5%, ou por termoterapia).

Em caso de infeção poderão ser necessárias medidas químicas para redução do inóculo, utilizando produtos fitofarmacêuticos que, sendo em geral tóxicos, devem ser manuseados com cuidado e por pessoal habilitado. Devem utilizar-se apenas produtos homologados, cumprindo as instruções que constam nos rótulos. Em Portugal o único produto homologado é, como já referido, o fosetil de alumínio que poderá reduzir a atividade e disseminação do patógeno, em caso de infeção, mas não o elimina (Caetano, 2007). É também importante ter presente que o uso generalizado de alguns produtos químicos para procurar controlar a infeção provocada por *P. cinnamomi* poderá reduzir a sua eficácia devido ao desenvolvimento de tolerância.

Num viveiro infetado, a erradicação de *P. cinnamomi* só será possível com a destruição de todo o material vegetal (incineração), limpeza e desinfecção de todos os materiais para assegurar que ficam livres do patógeno, e com a utilização de novos substratos. Recomenda-se por isso, a monitorização periódica das condições fitossanitárias do viveiro.

Fiscalização e regulamentação

De acordo com a legislação em vigor para a produção e comercialização de MFR, as plantas das principais espécies de *Quercus* produzidas e comercializadas em Portugal só podem circular se não apresentarem indícios da presença de problemas fitossanitários.

Assim, devem realizar-se inspeções anuais, preferencialmente antes do início da campanha de comercialização de plantas (1 de setembro) ou com a antecedência suficiente para a obtenção de resultados das análises antes da saída das plantas do viveiro para observação visual de sintomas e recolha de amostras. Neste sentido deve ser estabelecido um protocolo para prevenção e controlo de *Phytophthora* spp., devidamente validado pelas entidades competentes e em estreita articulação com o laboratório nacional de referência em matéria de fitossanidade, no sentido de estabelecer os procedimentos de diagnóstico, e medidas de prevenção e controlo que permitam reduzir o risco de introdução e estabelecimento destes agentes bióticos nocivos em viveiros e também evitar a sua dispersão para os locais de plantação.

NOTAS FINAIS

Não sendo a doença causada por *P. cinnamomi* um problema de fácil resolução, como não é nenhum dos problemas que afetam atualmente os montados e as *dehesas* na Península Ibérica, não devemos minimizar a importância das medidas referidas neste manual enquanto meios de prevenção e mitigação dos danos provocados por este patógeno.

A maioria das medidas requer um conhecimento pormenorizado das áreas e uma gestão de precisão não à escala da propriedade, mas sim da parcela ou microparcela de gestão, obrigando à revisão dos limites das mesmas e à definição de planos de intervenção específicos para as áreas infetadas.

Especial atenção deverá também ser dedicada à transferência de informação no interior das propriedades, para que todos os interlocutores tenham conhecimento das áreas afetadas e da forma adequada de atuação para não se colocar em causa a eficácia das medidas anteriormente implementadas. Uma sinalização visível e a existência de protocolos de atuação pré-definidos poderão ter uma importância decisiva no confinamento do problema, uma vez que a erradicação do mesmo não é atualmente um cenário provável.

Este é o desafio à necessidade de uma ação integrada e transversal a todas as práticas culturais e de exploração nas propriedades para contribuir para a minimização da doença.

GLOSSÁRIO DE TERMOS

Clamidósporos	Esporos assexuados que apresentam parede celular espessa e podem resistir muito tempo em condições desfavoráveis (esporos de sobrevivência).
Ciclo de vida	Sucessão de estágios ao longo do crescimento e desenvolvimento de um organismo compreendido entre o aparecimento e o reaparecimento do mesmo estágio desse organismo (por ex.: estágio de esporo).
Compostagem	<p>Conjunto de técnicas aplicadas para estimular a decomposição de produtos de origem vegetal, animal e mineral, por microrganismos (bactérias e fungos) com a finalidade de obter, no menor tempo possível, um material estável rico em substâncias húmicas e nutrientes minerais.</p> <p>FASES DO PROCESSO DE COMPOSTAGEM</p> <p>Fase mesófila – a temperatura aumenta na razão da atividade dos microrganismos aeróbios que degradam as matérias orgânicas facilmente mineralizáveis.</p> <p>Fase termófila – mantêm-se as temperaturas elevadas, aproximadamente 70°C. A manutenção destas temperaturas durante cerca de 4 dias permite a higienização do composto (apenas os fungos e algumas bactérias tolerantes resistem a estas temperaturas).</p> <p>Fase de arrefecimento – corresponde à diminuição da atividade microbiana.</p> <p>Fase de maturação – que corresponde ao grau de estabilização das matérias orgânicas, ocorrendo a transformação das moléculas orgânicas em substâncias húmicas.</p>

Damping-off	Termo genérico para designar uma doença que ocorre nas sementes durante a fase de germinação (em pré-emergência) ou nas plântulas em pós-emergência. Esta doença pode ser causada por diversos fungos do solo (ex: <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Fusarium</i> spp., <i>Botrytis</i> spp., <i>Sclerotinia</i> spp., etc) e/ou por oomicetas (<i>Phytophthora</i> spp., <i>Pythium</i> spp.). Na fase de pré-emergência as sementes atacadas escurecem e morrem; na fase de pós-emergência as plântulas murcham repentinamente devido à podridão radicular, colapsam e acabam por morrer. As plântulas de espécies florestais embora fiquem murchas devido à podridão radicular continuam direitas. O <i>damping-off</i> ocorre em ambientes excessivamente húmidos podendo ser evitado utilizando solos ou substratos bem preparados e com boa drenagem.
Declínio	Fenómeno de desequilíbrio do ecossistema devido à conjugação de múltiplos fatores ambientais, bióticos ou decorrentes da atividade humana, que pode ocorrer durante um período de vários anos. Observa-se perda de vitalidade das plantas, perda de densidade das copas devido a desfolha e morte dos ramos, ou morte das plantas.
Dieback	Morte progressiva das extremidades dos ramos e folhas.
Doença	Perturbação da fisiologia que ocasiona efeito desfavorável na atividade da planta (resulta da conjugação do patógeno com o hospedeiro e com a existência de condições ambientais favoráveis ao desenvolvimento da doença).
Epidemiologia	Estudo da distribuição e dos fatores responsáveis pela existência ou aparecimento e frequência de uma doença.
Esporângios	Estruturas assexuadas no interior das quais se produzem os esporos flagelados – zoósporos.
Esporos	Unidades reprodutivas microscópicas produzidas em grande quantidade por fungos, bactérias, algas, oomicetas, musgos e plantas. Existem diferentes tipos de esporos: na fase assexuada, <i>P. cinnamomi</i> desenvolve zoósporos e clamidósporos.
Fator abiótico	Fator que não envolve seres vivos (ex.: temperatura, humidade, pH) e que influencia a fisiologia das espécies e a sua distribuição.
Fator biótico	Fator relacionado com a ação dos seres vivos (ex.: microrganismos, animais, etc.).
Fungos micorrízicos	Fungos não patogénicos que estabelecem associações simbióticas com as raízes das plantas, sendo benéficas para ambos os organismos.
Hifa	Filamento de conformação tubular que compõe a estrutura dos fungos (e oomicetas). O aglomerado (massa) de hifas denomina-se micélio.

Homologação de um pesticida	Processo pelo qual a autoridade responsável do país aprova a sua colocação no mercado, com base na avaliação prévia de um conjunto muito amplo de dados científicos que demonstram que os produtos são eficazes para as finalidades a que se destinam e não apresentam riscos inaceitáveis para a saúde humana, animal e para o ambiente.
Horizonte A	Horizonte superficial (desde que não erodido) de cor mais escura pela grande influência da decomposição das raízes das plantas, e com grande atividade biológica.
Hospedeiro suscetível	Planta que é infetada (hospedeiro) por um patógeno, carecendo de mecanismos efetivos de defesa podendo desenvolver doença, sintomas e morrer. Contribui para o aumento do inóculo e para a propagação do patógeno.
Hospedeiro tolerante	Planta que é infetada (hospedeiro) por um patógeno mas que tem alguns mecanismos de defesa que permitem que a doença não se expresse e os sintomas não apareçam, os danos sejam ligeiros e a espécie sobreviva. Contribui de forma limitada para o aumento de inóculo e propagação do patógeno.
Infestante	Planta que se desenvolve onde não é desejável na perspetiva dos interesses do Homem.
Luta cultural	Práticas culturais tendentes a reduzir a população dos inimigos das plantas como meio direto de luta (ex.: poda, intervenção em verde, solarização) ou medida indirecta de luta (ex.: rotação, fertilização, época de sementeira).
Luta microbiológica	Luta biológica contra os inimigos das plantas efetuada através da utilização de biopesticidas, isto é, de produtos cujas substâncias ativas são patógenos, como algumas bactérias, fungos, nemátodos ou vírus entomopatogénicos.
Luta química	Redução ou eventual eliminação de populações de inimigos das plantas através da utilização de substâncias químicas naturais ou de síntese designadas pesticidas.
Mating types	Os fungos e os oomicetas podem apresentar dois tipos de reprodução sexuada: homotálica, quando num único organismo se desenvolvem as estruturas para se reproduzir; e heterotálica, quando é necessário haver cruzamento entre dois indivíduos de tipos opostos, normalmente indicados como A1 e A2, devido à interação dos componentes da superfície celular. Os dois tipos diferem normalmente apenas fisiologicamente e não na forma física, sendo a sua compatibilidade regulada por mecanismos moleculares.
Micélio	ver Hifa
Oomicetas	Grupo de organismos filamentosos, semelhantes a fungos, muitos dos quais causam doenças nas plantas com importantes impactos económicos e ecológicos.
Oósporo	Esporo sexuada com parede celular espessa formado após a fertilização.

Parasita facultativo	Organismo que pode viver parasitando, ou não, um hospedeiro.
Parasita obrigatório	Organismo incapaz de viver fora do hospedeiro.
Patogenicidade	Capacidade de um patógeno, uma vez instalado, produzir sintomas e sinais (doença) noutra organismo.
Patógeno	Qualquer organismo causador de doença num hospedeiro.
Pesticida	Substância ou mistura de substâncias destinada a prevenir ou combater os inimigos das plantas, agrícolas e florestais, e dos produtos resultantes da sua exploração.
Sintomas (de uma doença)	Manifestação da doença através de alterações no hospedeiro, resultantes da sua reação a um patógeno (ex: murchidão, <i>dieback</i>) ou a um agente abiótico.
Solarização	Método, não químico, de controlo de patógenos do solo que consiste em captar a radiação solar nas épocas mais quentes para aumentar a temperatura do solo previamente humedecido e coberto por uma película de plástico transparente (polietileno) durante um período mínimo de 4 semanas (Katan, 1981, 1993). A técnica pode também ser aplicada para desinfeção do substrato preparando camadas finas de substrato humedecido cobertas com película de plástico transparente.
Virulência	Capacidade de um microrganismo causar alterações graves ou fatais no hospedeiro. Relaciona-se com a capacidade de produzir toxinas, de se multiplicar, etc.
Zoósporos	Esporos assexuados biflagelados responsáveis pelas infeções primárias das raízes e pela disseminação do patógeno no solo.

BIBLIOGRAFIA

- Agrios G.N. 2005. *Plant Pathology* (5th edition). Elsevier-Academic Press. San Diego, CA, 952 pp.
- 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. Agrónoma, 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*. (14th edition), NJ, USA: Pearson-Prentice Hall, 965 pp.
- 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: <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. *Scientia Gerundensis*, 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. & Perez 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*; Cordoba, Spain; 9-14 September 2012.
- 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., Gracera Facundo J., Berdón Berdón L., 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 Plant Pathology*, 143 (4): 705-723.
- Erwin D.C. & Ribeiro O.K. 1996. *Phytophthora Diseases Worldwide*. American Phytopathological Society Press St. Paul, Minn., 562 pp.
- Esteban M.D. & Díaz F.J.P. 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.
- Fernandes C.T. 1953. A acção dos técnicos florestais portugueses na luta 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 henificadas y deshidratadas?. In *XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*, Toledo, Libro de Resúmenes, 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 Barrena 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 del XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*. Toledo, Vol. I., 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-Aparício 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. & Sanchez 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 elicitin expression in *Phytophthora cinnamomi* *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 73: 48-57.
- Hu J., Hong C. & Strmoberg E.L. 2010. Mefenoxam sensitivity in *Phytophthora cinnamomi* isolates. *Plant Disease*, 94: 39-44.
- ICNF 2019. IFN6 – *Principais resultados - relatório sumário* [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., Chavarriaga 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., Folguez 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. In SALESSES, G. (ed.), Proc. 2nd International Chestnut Symposium, Bordeaux, France. *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 norriterpenoid 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. & Yezzer 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 capsaicin 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 novembro, Badajoz. (Póster).
- Morales-Rodríguez C., Vettrano 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.), *In 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. rotundifolia*. 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 *COST G4 – Final Meeting, Monte Verità, Ascona Switzerland – May, 23-27*, Book of Abstract, 83pp.
- Moreno G. & Pulido F.J. 2009. The Functioning, Management and Persistence of Dehesas. In Rigueiro-Rodríguez A., McAdam J. & Mosquera-Losada M.R. (eds.). *In Agroforestry in Europe: Current Status and Future Prospects*. Springer Dordrecht Netherlands, pp. 127-160.
- 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.

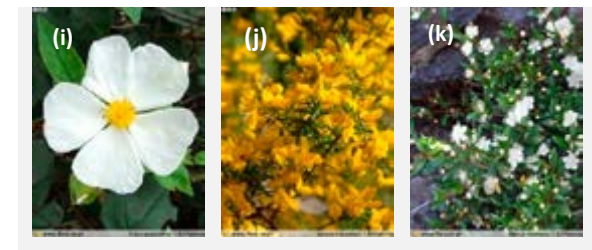
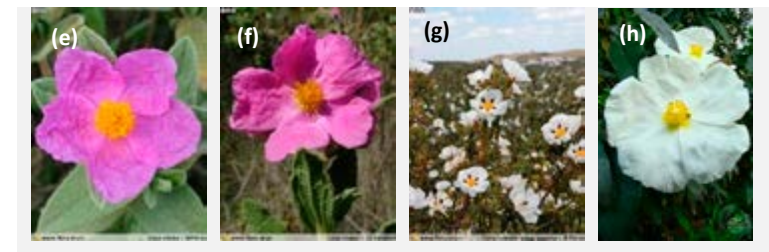
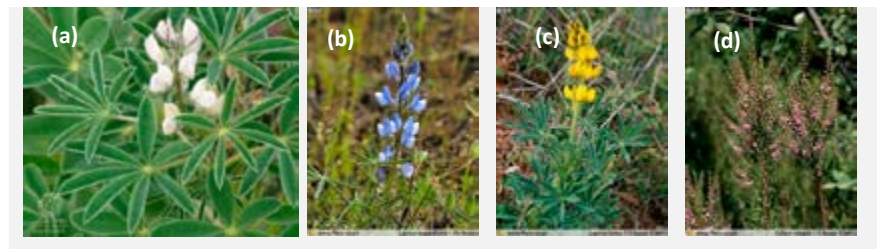
- Newhook F.J. 1959: The association of *Phytophthora* spp. with mortality of *Pinus radiata* and other conifers. I. Symptoms and epidemiology in shelterbelts. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 2: 808-843.
- Pérez-Sierra A., Lopez-Garcia C., Leon M., Garcia-Jimenez J., Abad-Campos P., & 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. *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. *Plant Disease*, 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 *XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*. Toledo, Libro de Resúmenes, 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*. Toledo, 8-10 de octubre de 2018. Libro de Resúmenes, 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. *Seleção de plantas com efeito alelopático para controlar Phytophthora cinnamomi Rands*. Dissertação para obtenção do grau de Mestre em Engenharia Agronómica - Protecção 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, pp. 523-524.
- Sancho R., Avila A., Lopez-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 *XIX Congreso de la Sociedad Española de Fitopatología*. Toledo 8-10 octubre 2018.
- 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 Landaluz 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 sobro. *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, pp. 1-8.

ANEXO

Para mais fácil identificação apresentam-se imagens de algumas plantas do sobcoberto de montados e dehesas suscetíveis a *P. cinnamomi* (ver Quadro 1).



(a), (h) e (n) Imagens das espécies *Lupinus albus* (tremoço-branco/almatruz blanco) por Ans Gorter, de *Cistus populifolius* (estevão/jarón) e de *Juniperus sabina* (sabina-rasteira/sabina rastrera) por Isabel Garcia-Cabral do Jardim Botânico UTAD, Flora Digital de Portugal (CC BY NC-SA 4.0.); (b) imagem da espécie *Lupinus angustifolius* (tremoço-azul/almatruz azul) por P.V. Araújo, (c), (d) e (m) das espécies *Lupinus luteus* (tremocilha/tremosilla), *Calluna vulgaris* (torga-ordinária/brecina) e *Juniperus oxycedrus* (zimbro-comum/enebro de miera) por C. Aguiar (CIMO), (e) e (g) das espécies *Cistus albidus* (roselha-maior/estepa) e *Cistus ladanifer* (esteva/jara pringosa) por M. Porto, (f) da espécie *Cistus crispus* (roselha-pequena/jaguarzo) por C.E. Ramalho, (i), (j), (k) das espécies *Cistus salviifolius* (sargaço/jaguarzo morisco), *Genista triacanthus* (tojo-molar/aulaga morisca) e (l) *Myrtus communis* (murta/mirto) por A.J. Pereira, e da espécie *Ulex australis* (tojo/aulaga) por M. Porto divulgadas por Flora-On (Creative Commons, licença CC BY-NC 4.0), Flora-On: Flora de Portugal Interativa (2014). Sociedade Portuguesa de Botânica. www.flora-on.pt.