

Principais doenças causadas por fungos na cultura do mirtilo em Portugal

Sendo o mirtilo uma cultura recente em Portugal, é fundamental acompanhar de perto o estado fitossanitário dos nossos pomares, identificando precocemente doenças e pragas, com o objetivo de prevenir a sua ocorrência e minimizar prejuízos.

Eugénio Diogo e Helena Bragança . INIAV, I.P.



Gisela Chicau . Direção Regional de Agricultura e Pescas do Norte

A cultura do mirtilo em Portugal é uma cultura recente. As primeiras plantações experimentais datam da década de 80 do século XX, no entanto, só a partir de meados dos anos 90 a cultura se estabeleceu comercialmente na zona de Sever do Vouga, ocupando atualmente uma área de cerca de 20 hectares (Fonseca & Oliveira, 2000). Nos últimos cinco anos, a cultura despertou interesse um pouco por todo o país, mas especialmente na região de Entre Douro e Minho, tendo-se observado um crescimento exponencial da área ocupada por esta produção (quadro 1).

Tratando-se de uma cultura recente, não existia no nosso país um conhecimento alargado sobre as pragas e doenças que a afetam. Importa assim fazer o acompanhamento fitossanitário dos nossos pomares com o objetivo de assinalar precocemente doenças e pragas presentes nas nossas condições edafoclimáticas, bem como avaliar a sua incidência e severidade. Um bom diagnóstico, efetuado através da correta identificação de organismos causadores de doenças e pragas, é fundamental para a recomendação dos meios de luta adequados. O crescente número de amostras de mirtilo enviadas pelos produtores para diagnóstico fitossanitário, para os laboratórios do INIAV e da Divisão de Apoio ao Setor Agroalimentar (DASA) da Direção Regional de Agricultura e Pescas do Norte, acompanha esta evolução. No quadro 2 apresentam-se os resultados relativos às doenças identificadas em amostras analisadas nos referidos laboratórios, no período entre 2013 e julho de 2016. No total, foram analisadas 164 amostras. Destas, 17 eram provenientes do campo experimental do INIAV,

na Herdade da Fataca, 18 de uma exploração monitorizada em S. Tirso, sendo as restantes provenientes de diferentes locais do país, tendo sido enviadas diretamente pelos produtores. O organismo patogénico detetado com maior frequência foi *Phytophthora cinnamomi*, ocor-

rendo em cerca de metade das amostras analisadas (quadro 2).

As plantas infetadas com *P. cinnamomi* apresentam fraco vigor vegetativo, folhas cloróticas (amareladas) ou precocemente avermelhadas (por vezes com necrose marginal) e



Figura 1 – Planta de mirtilo infetada com *Phytophthora cinnamomi* (foto de E. Diogo)

QUADRO 1 – EVOLUÇÃO DA ÁREA DE CULTURA DO MIRTILO EM PORTUGAL

Ano	Área (ha)
2010	43
2011	75
2012	211
2013	534
2014	823
2015	1325

Fonte: Instituto Nacional de Estatística

QUADRO 2 – FUNGOS ISOLADOS COM MAIOR FREQUÊNCIA EM AMOSTRAS DE MIRTILO
(% DE AMOSTRAS POSITIVAS)

Fungo detetado (gênero)	Doença/Sintomas	Frequência
<i>Phytophthora cinnamomi</i>	Podridão radicular	47,0
<i>Diaporthe</i> spp. (= <i>Phomopsis</i> sp.)	Seca de ramos	20,7
Botryosphaeriaceae	Cancros	17,7
<i>Fusarium</i> spp.	Podridão radicular	15,2
<i>Pestalotiopsis</i> sp.	Seca de ramos e cancos	9,1
<i>Botrytis cinerea</i>	Podridão cinzenta	8,5
<i>Pythium</i> spp.	Podridão radicular	8,5
<i>Naohidemyces vaccinii</i>	Ferrugem	4,9
<i>Alternaria</i> sp.	Manchas nas folhas	4,3
<i>Ilyonectria</i> sp. (= <i>Cylindrocarpon</i> sp.)	Podridão radicular	3,0
<i>Macrophomina phaseolina</i>	Podridão radicular	1,8
<i>Armillaria</i> sp.	Podridão radicular	0,6
<i>Truncatella</i> sp.	Seca de ramos e cancos	0,6

desfoliação prematura (fig. 1). As raízes apresentam-se necrosadas (cor castanha escura). A infecção pode progredir até à zona do colo da planta, onde é visível uma necrose (cor castanha e consistência firme) sob a casca. As plantas infetadas apresentam um sistema radicular reduzido e são facilmente arrancadas. Plantas jovens morrem num curto espaço de tempo, enquanto as plantas adultas poderão apresentar sintomas de declínio ao longo de vários anos, acabando também por morrer.

Solos com má drenagem, sujeitos a encharcamento, são muito favoráveis ao desenvolvimento da doença, cujos esporos providos de flagelos (zoósporos), são móveis e atraídos pelas raízes. A dispersão da doença no terreno, a partir de um foco inicial, coincide com o caminho percorrido pela água no solo. Este organismo poderá manter-se durante vários anos no solo, mesmo na ausência de hospedeiro.

A rega de pomares com água contaminada poderá também estar na origem da infecção das plantas. É importante monitorizar a água de rega realizando anualmente a pesquisa de *Phytophthora* spp.

As medidas a tomar deverão ser essencialmente preventivas: plantar em solos com boa drenagem e utilizar plantas sãs. A plantação em camalhões elevados e a incorporação de matéria orgânica são consideradas medidas importantes na redução da incidência e severidade desta doença. A incorporação de sulfato de cálcio no solo numa faixa de 30 cm ao longo da linha de plantação pode contribuir para a redução da severidade da doença (Yeo et al., 2014).

No que diz respeito às cultivares, no estado de Oregon, Bryla & Linderman (2008) concluíram que ‘Duke’ e ‘Bluecrop’ apresentavam uma incidência mais elevada da infecção. Yeo et al. (2016) referem como resistentes as cultivares Aurora, Legacy, Liberty e Reka, e como susceptíveis Bluetta, Bluecrop, Bluegold, Blue Ribbon, Cargo, Draper, Duke, Elliot, Last Call, Top Shelf e Ventura. Silva, et al. (1999) deli-

nearam um ensaio para avaliar a influência do encharcamento do solo na severidade da doença, tendo concluído que quanto maior a frequência a que um solo está sujeito a períodos de encharcamento, maior será a severidade da doença. Quanto ao tipo de rega, em pomares com histórico da doença e/ou solos com má drenagem, a microaspersão é preferível à rega gota a gota (Bryla e Linderman, 2007). No caso da rega gota a gota, o afastamento dos gotejadores a uma distância de pelo menos 20 cm do colo da planta também contribui para reduzir a incidência da doença (Yeo et al., 2014).

Outros organismos detetados com alguma frequência foram fungos da família Botryosphaeriaceae (anteriormente classificados no género *Botryosphaeria*) e do género *Diaporthe* (= *Phomopsis*). Este grupo de fungos causa um conjunto de doenças que se caracterizam por seca de ramos, cancos nos ramos e troncos ou mesmo a seca total nos ca-

sos em que a infecção atinge o colo da planta. Os fungos da família Botryosphaeriaceae são conhecidos por causarem cancos e podridões de frutos num vasto leque de hospedeiros. Nos Estados Unidos são referidas as espécies *Botryosphaeria corticis* e *B. dothidea* como responsáveis por cancos e morte de ramos respetivamente (Milholland, 1995), no Chile *Neofusicoccum australe*, *N. parvum* e *N. arbuti* (Espinoza et al., 2009), na Nova Zelândia *N. luteum*, *N. parvum* e *N. australis* (Sammonds et al., 2009) e na China *B. dothidea*, *N. parvum* e *Lasiodiplodia theobromae* (Xu et al., 2015).

O sintoma inicial da doença é a morte súbita de ramos que ficam com as folhas secas agarradas. A infecção pode progredir pelos ramos, secando toda a planta quando atinge o colo (fig. 2). As infecções ocorrem sobretudo através de feridas de poda e/ou outros danos mecânicos e geadas. O inóculo é produzido em ramos infetados no ano anterior e ou em restos da poda que possam ter permanecido no pomar.

Como medidas de prevenção, todos os ramos secos devem ser cortados 15 a 20 cm abaixo da zona afetada, retirados do pomar e queimados ou enterrados. As madeiras de poda também não devem ser deixadas no pomar por constituírem fontes de inóculo.

Relativamente ao género *Diaporthe*, a espécie mais problemática na cultura do mirtilo é *Diaporthe vaccinii*. Este fungo, originário dos Estados Unidos, é considerado um organismo de quarentena na Europa. Com a expansão da cultura, várias espécies do mesmo género têm sido detetadas em associação com esta cultura quer na Europa (Lombard et al., 2014), quer



Figura 2 – Plantas de mirtilo com morte de ramos causados por fungos da família Botryosphaeriaceae (foto de E. Diogo)

noutras regiões do mundo como Chile (Elfar et al., 2013) e Nova Zelândia (Johnston & McKenzie, 1982).

O fungo sobrevive no pomar durante o inverno em restos de material vegetal resultantes da poda, ou em ramos infetados. As infeções dão-se a partir do início do ciclo vegetativo até à queda das folhas, desde que as condições de temperatura e humidade sejam favoráveis. O fungo penetra através dos botões florais ou de feridas, provocando a seca de raminhos e flores. Poderá também causar a podridão de frutos e cancrios nos ramos. Dependendo da severidade da doença, a planta, se for muito jovem, poderá apresentar alguns ramos secos ou mesmo morrer. À semelhança do que acontece com os fungos da família *Botryosphaeriaceae*, a infeção é facilitada por feridas de poda ou outros danos mecânicos. Como medidas de prevenção recomenda-se a utilização de plantas sãs, adquiridas em viveiros autorizados pelos Serviços Oficiais, poda sanitária e queima de ramos afetados, fazer as podas em tempo seco e evitar a rega por aspersão (os esporos são libertados e dispersos pela água).

A ocorrência de espécies de *Fusarium* é raramente mencionada na cultura de mirtilo. Na Argentina foram identificadas as espécies *F. solani* (Perez et al., 2007) e *F. proliferatum* (Perez et al., 2011) e *Fusarium oxysporum* na China (Liu et al., 2014).

Nas amostras analisadas no âmbito deste trabalho, foi detetada a presença de *Fusarium* em 15 das amostras, no entanto na maioria dos casos em associação com a presença de outros agentes patogénicos, pelo que provavelmente terá um papel como agente patogénico secundário. Os sintomas, neste caso, confundem-se com os resultantes de outros agentes que causam podridões radiculares, nomeadamente necrose a nível do colo e das raízes e folhas cloróticas que acabam por tornar-se castanhas, secando alguns ramos ou mesmo toda a planta.

A espécie *Botrytis cinerea* infeta as flores, frutos e jovens rebentos. No inverno, o fungo mantém-se em restos de material vegetal no pomar e as infeções ocorrem na primavera, com humidade relativa elevada (>95%) e temperaturas amenas (15-20 °C). As flores afetadas por *Botrytis* ficam acastanhadas e secam permanecendo na planta, constituindo inóculo para infeção dos frutos e crescimentos jovens. Os raminhos infetados ficam enegrecidos e secam, podendo observar-se a esporulação do fungo (fig. 3). Os frutos ficam necrosados, com aspeto engelhado, cobrindo-se de micélio e esporos. Os sintomas poderão manifestar-se no campo, ou apenas em armazenamento, caso a infeção se mantenha latente.



Figura 3 – Ramos de mirtilo com sintomas causados por *Botrytis cinerea* (foto de E. Diogo)



Figura 4 – Planta de mirtilo infetada com *Naohidemyces vaccinii* (ferrugem) (foto de E. Diogo)

Fatores como a excessiva adubação azotada e copas muito densas agravam a ocorrência deste fungo (Bristow & Milholland, 1995). Assim, a fertilização deverá basear-se nos resultados das análises ao solo, evitando a aplicação excessiva de azoto. Outras medidas preventivas consistem em promover o arejamento da folhagem através da poda, evitar a rega por aspersão, e evitar a sobrematuração na colheita. Os frutos deverão ser armazenados em frio logo após a colheita. Organismos do género *Pythium* foram dete-

tados em 8,5% das amostras, mas maioritariamente em amostras infetadas com outros agentes, nomeadamente *P. cinnamomi*. Este organismo é um oomiceta com um ciclo de vida semelhante ao de *Phytophthora*, pelo que os sintomas e medidas de prevenção são semelhantes aos acima descritos para *Phytophthora*. Outros fungos potencialmente patogénicos detetados em menos de 5% das amostras foram *Naohidemyces vaccinii*, *Alternaria* sp., *Ilyonectria* sp., *Macrophomina phaseolina*, *Armillaria* sp., e *Truncatella* sp. Destes, ape-



Figura 5 – Colo de uma planta de mirtilo infetado com *Armillaria* sp. (podridão agárica), observando-se o micélio em forma de leque e os rizomorfos (assinalado com setas) (foto de G. Chicau)

nas merecem menção *Naohidemyces vaccinii* (responsável pela ferrugem) e *Armillaria* spp. (responsável pela podridão agárica).

A ferrugem foi detetada num pequeno número de amostras e com uma severidade baixa pelo que não é motivo de preocupação. A doença já foi referenciada na Austrália, Europa, Argentina, Ásia, México, Canadá e Estados Unidos. Geralmente, os sintomas surgem no final do ciclo vegetativo não causando grande prejuízo. As plantas infetadas apresentam pequenas manchas amareladas na página superior das folhas, que se tornam castanho-avermelhadas, com um halo amarelo. Na página inferior da folha são visíveis pústulas amarelo-alaranjadas, os esporos do fungo (uredinósporos) (fig. 4). Em plantas com infeções graves, as folhas ficam acastanhadas e caem. Uma desfoliação intensa, com a consequente redução da atividade fotossintética, diminui o vigor das plantas.

Locais com temperaturas amenas e elevada pluviosidade são favoráveis às infeções do fungo. A utilização de material sã na plantação e a escolha de variedades menos suscetíveis constitui os principais meios de luta a adotar. A podridão agárica é provocada por fungos do género *Armillaria*. As espécies *Armillaria mellea* e *A. ostoyae* foram identificadas nos Estados Unidos e *A. mellea* e *A. gallica* em Itália, em plantas de mirtilo. Estes fungos ocorrem sobretudo em parcelas previamente ocupadas por floresta ou outras espécies hospedeiras como, por exemplo, a vinha. Apesar de ter sido detetado num número reduzido de amostras, este fungo tem uma elevada incidência noutras culturas, sobretudo na região de Entre Douro e Minho (Chicau et al., 2004).

Nas plantas infetadas inicialmente observa-se fraco desenvolvimento vegetativo, folhas pequenas, cloróticas e precocemente avermelhadas. As plantas poderão morrer alguns meses após o aparecimento dos primeiros sintomas ou secarem subitamente. Nas raízes infetadas, é visível o micélio do fungo (massa branca, nacarada, em forma de leque), entre a casca e o lenho. Por vezes, podem também ser observadas no exterior das raízes os rizomorfos, estruturas miceliais semelhantes a cordões, achatados, de cor castanha escura (fig. 5).

Os rizomorfos propagam a doença através do solo, infetando raízes de plantas suscetíveis. Esta doença tem uma forma de dispersão no terreno tipo “nódoa de azeite” ou ao longo das linhas de cultura. Raízes infetadas que permaneçam no terreno mantêm o fungo viável ao longo de muitos anos.

Não há tratamento curativo, pelo que deverão ser implementadas medidas de natureza preventiva. Na preparação do terreno para implantação de um pomar, remover os cepos e restos de raízes de árvores e arbustos que aí se encontrem. Se possível, observar algumas raízes para verificar se o fungo está ou não presente. As plantas doentes devem ser arrancadas e queimadas, retirando os restos de raízes da terra. Não replantar no mesmo local (Caruso, 1995).

Conclusões

O trabalho apresentado permitiu identificar os principais problemas causados por fungos na cultura do mirtilo em Portugal. O maior problema fitossanitário é, sem dúvida, a podridão radicular causada por *Phytophthora cinnamomi*, quer pelos estragos que causa

quer pela frequência com que ocorre. A fim de minorar os prejuízos causados, a integração de meios de luta, privilegiando as práticas culturais, é um aspeto fundamental, considerando o número reduzido de substâncias ativas disponíveis para tratamento da cultura (consultar o site da DGAV). A preparação do terreno, efetuando previamente análises de solo, que darão as indicações para as correções a fazer, é outro aspeto a não descurar. Além das doenças detetadas e descritas, existem outras doenças graves para o mirtilo, no entanto ainda não estão presentes em Portugal, como é o caso da “Mummyberry”, causada pelo fungo *Monilinia vaccinii-corymbosi*, ou o cancro causado por *Godronia cassandrae*. Existem ainda alguns vírus e bactérias (por exemplo *Xylella fastidiosa*) que podem afetar a cultura. Para evitar a introdução destas ou outras doenças é essencial adquirir plantas sãs em viveiros autorizados pelos Serviços Oficiais. ☹

Bibliografia

- Bristow, P.R. e Milholland, R.D., 1995, pp. 8-9 In: Caruso, F.L. and Ramsdell, D.C. (eds.) *Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases*, APS Press, St. Paul, MN, USA.
- Bryla, D.R. e Linderman, R.G., 2008, *HortScience* 43(1):260-63.
- Caruso, F.L. 1995, pp. 22-23 In: Caruso, F.L. and Ramsdell, D.C. (eds.) *Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases*, APS Press, St. Paul, MN, USA.
- Chicau, M. et al., 2004, In *Actas do 4.º Congresso da Sociedade Portuguesa de Fitopatologia*, 4-6 de Fevereiro, Universidade do Algarve, Faro, pp. 165-170.
- Elfar, K. et al., 2013, *Plant Disease* 97:1042-1050.
- Espinoza, J.G. et al., 2009, *Plant Disease* 93:1187-1194.
- Fonseca, L.; Lopes e Oliveira, P.B., 2000, pp. 163-164, In: APH E EAN (eds.), *Actas do I Colóquio Nacional da Produção de Morangos e Outros Pequenos Frutos*.
- Jeffers, S.N. e Martin, S.B., 1986, *Plant Disease* 70:1038-1043.
- Johnston, P.R. e McKenzie, E.H.C., 1982, *New Zealand Journal of Experimental Agriculture*, 10(1), 73-77.
- Liu, Y.H. et al., 2014, *Plant Disease* 98: 1158.
- Lombard, L. et al., 2014, *Phytopathologia Mediterranea*, 53(2), 287-299.
- Milholland, R.D., 1995, pp 10-11 In: Caruso, F.L. and Ramsdell, D.C. (eds.) *Compendium of Blueberry and Cranberry Diseases*, APS Press, St. Paul, MN, USA.
- Pérez, B.A. et al., 2011, *Plant Disease* 95:1478 – Abstract.
- Pérez, B.A. et al., 2007, *Plant Disease* 91:1053 – Abstract.
- Sammonds, J. et al., 2009, *New Zealand Plant Protection*, 62, 238-242.
- Silva, A., et al., 1999, *HortScience* 34(4):693-695.
- Xu, C. et al., 2015, *European Journal of Plant Pathology*, 143(4), 737-752
- Yeo, J.R. et al., 2014, Chapter 4. in *Cultural controls for suppressing Phytophthora cinnamomi root rot disease of highbush blueberry*. Ph.D. Dissertation.
- Yeo, J.R. et al., 2016, *HortScience*, 51 (1): 74-78 – Abstract.