

Etiologia, sintomatologia e controle da roseliniose em fruteiras



Leonardo Araujo¹, Felipe Augusto Moretti Ferreira Pinto², Cláudio Ogoshi³ e Rosa Maria Valdebenito-Sanhueza⁴

Resumo – Várias espécies de *Rosellinia* spp. ocasionam doenças em diferentes fruteiras de importância econômica no mundo, entretanto, o conhecimento das perdas, dos danos e dos impactos econômicos ainda é escasso. Possivelmente, isso se deve à dificuldade no correto diagnóstico das doenças, visto que os sintomas da roseliniose são semelhantes aos de outras doenças provocadas por patógenos veiculados pelo solo. Assim, neste trabalho abordaremos etiologia, sintomatologia, diagnose, características do ciclo das relações patógeno-hospedeiro, epidemiologia e controle integrado da doença.

Termos para indexação: *Rosellinia* spp.; Doenças de solo; Podridão branca das raízes.

Etiology, symptomatology and control of roseliniosis in fruit trees

Abstract – Several species of *Rosellinia* spp. cause diseases in different fruit trees of economic importance worldwide; however, knowledge of the ensuing losses, damages, and economic impacts is still scarce. This might be due to the difficulty in correctly diagnosing roseliniosis, since its symptoms are similar to other soilborne diseases. Thus, this study addresses the etiology, symptomatology, diagnosis, characteristics of the pathogen-host relationships cycle, epidemiology, and integrated disease control.

Index terms: *Rosellinia* spp., soil diseases, white root rot.

Importância do patógeno, doenças e gama de hospedeiros

O gênero *Rosellinia* está distribuído mundialmente e é comumente encontrado em regiões temperadas e tropicais (PETRINI, 1993). Muitas espécies desse gênero podem viver como sapróbios, como endofíticas que ocasionalmente podem ser patogênicas, e apenas algumas são conhecidas por causar podridão das raízes. Entre as espécies patogênicas, destacam-se *R. necatrix* e *R. desmazieresii* (Berk. et Br.) Sacc. ($\frac{1}{4}$ *R. quercina* Hart.) em zonas temperadas e *R. bunodes* (Berk. et Br.) Sacc., *R. pepo* Pat. e *R. arcuata* Petch em regiões tropicais (HOOPEN & KRAUSS, 2006). Nos últimos anos, *R. necatrix*, agente causador da roseliniose ou podridão branca das raízes, tem se tornado um patógeno de grande importância mundial, com ampla gama de hospedeiros em espécies cultiváveis (PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PETRINI, 1993; PLIEGO et al., 2012). A roseliniose tem sido fator limitante

em pomares de abacateiro, macieira e pereira (LÓPEZ-HERRERA & ZEA-BONILLA, 2007; VALDEBENITO-SANHUEZA et al., 1988). Apesar da importância de *Rosellinia* spp., poucos são os estudos sobre as perdas e os danos econômicos causados por essas espécies (HOOPEN & KRAUSS, 2006; KULSHRESTHA et al., 2014). No Japão, as perdas na produção de uvas viníferas (*Vitis vinifera*) em estufas podem atingir \$ 4 USD milhões ha ano⁻¹ (HOOPEN & KRAUSS, 2006). No Brasil, perdas por podridões de raízes na cultura da macieira que ocasionam a morte das plantas podem variar de 0,5% a 12% das plantas estabelecidas em um pomar infestado por *Rosellinia* spp. por ano (VALDEBENITO-SANHUEZA et al., 1988). Na clínica fitopatológica da Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (Epagri), que atende os produtores e técnicos da região serrana de Santa Catarina (principal produtora de maçãs do país), cerca de 10% a 20% das amostras oriundas de plantas mortas de pomares recém-implantados de macieira que chegam

ao Laboratório de Fitopatologia da Estação Experimental de São Joaquim são diagnosticadas com *Rosellinia* spp. nas raízes.

Sintomatologia

Algumas características de plantas com podridão de raízes causada por *Rosellinia* são: presença de folhas precocemente amareladas ou avermelhadas e ausência de crescimento dos ramos; planta murcha; a frutificação efetiva pode aumentar e os frutos serão pequenos e mais coloridos que os frutos normais; os ramos se tornam de cor avermelhada ou amarelada (Figura 1A) pela diminuição do enfolhamento das plantas. Nas raízes, os sintomas iniciais são semelhantes aos causados por outras podridões, como as de *Phytophthora*. Contudo, enquanto esta última somente decompõe o córtex, na podridão branca das raízes o fungo destrói todo o sistema radicular (Figura 1B) e pode ser observado o micélio branco cotonoso nas pequenas e grandes raízes (Figura

Submetido em 05/10/2022. Aceito para publicação em 14/03/2023.

¹ Engenheiro-agrônomo, Dr., Laboratório de Fitopatologia, Epagri – Estação Experimental de São Joaquim. São Joaquim, SC, Brasil. E-mail: leonardoaraujo@epagri.sc.gov.br.

² Engenheiro-agrônomo, Dr., Laboratório de Fitopatologia, Epagri – Estação Experimental de São Joaquim. São Joaquim, SC, Brasil. E-mail: felipepinto@epagri.sc.gov.br.

³ Engenheiro-agrônomo, Dr., Laboratório de Fitopatologia, Epagri – Estação Experimental de Caçador. Caçador, SC, Brasil. E-mail: claudioogoshi@epagri.sc.gov.br.

⁴ Engenheira-agrônoma, Dra., Laboratório de Fitopatologia, Proterra Engenharia Agronômica. Vacaria, RS, Brasil. E-mail: rosamaria@proterra.agr.br.

1C). Os tecidos radiculares infectados inicialmente são de cor marrom amarelado e depois tornam-se escuros, alternando entre cinza e marrom escuro. A podridão é úmida e as raízes se quebram facilmente, mostrando pontos necróticos diferenciados dentro do tecido (Figura 1D). Uma fina camada de micélio branco pode estar presente embaixo da casca das raízes maiores. O micélio mais antigo é de cor cinza escura, esverdeada ou preta e pode formar cordões de hifas sobre as raízes infectadas. Em condições apropriadas de temperatura e umidade, o micélio branco pode aparecer na superfície do solo junto à base do tronco. Em dois a três anos, as plantas poderão morrer quando a área infectada abranger quase toda a base do tronco. No entanto, em condições favoráveis, esse processo pode ocorrer em um ano. Nesse caso, as plantas são facilmente removidas do solo. O fungo pode produzir microescleródios ou sinêmios (Figura 1E) na superfície dos tecidos infectados.

Patógeno

O fungo *Rosellinia* spp. (fase teleomórfica) é incluído na subdivisão *Ascomycotina*, classe *Euascomycetes*, subclasse *Pyrenomycetes*, ordem *Sphaeriales* ou *Xylariales*. O estado anamórfico do fungo, mais comumente encontrado na natureza, é descrito como *Dematophora* (KULSHRESTHA et al., 2014; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006).

Características morfológicas

O tamanho e a forma de ascósporos e peritécios são parâmetros úteis para identificar espécies de *Rosellinia*. No entanto, para isso, geralmente são utilizadas as estruturas vegetativas da fase anamórfica, a exemplo de:

- rizomorfos – agregados de hifas fúngicas com paredes espessas semelhantes a uma raiz sobre o sistema radicular (Figura 1F);
- escleródios – massas escuras, esféricas, compactas e duras de hifas formadas sobre raízes;
- clamidósporos esféricos (15 µm de diâmetro), formados pela



Figura 1. Sintomas de roseliniose (A, B e D) e sinais de *Rosellinia necatrix* (C, E e F) em plantas (A) e raízes de macieira (B para F). Folhas amareladas (A); Destruição do sistema radicular (B); Micélio branco cotonoso sobre o sistema radicular infectado (C); Pontos necróticos (seta branca) no interior do tecido do tecido indicam áreas colonizadas pelo fungo (D); Conidióforos do tipo sinêmio (Si) sobre raízes colonizadas (E); Presença de rizomorfos (Ri) no sistema radicular (F).

Fotos: Leonardo Araujo (C e F); Rosa Maria Valdebenito-Sanhueza (A, B, D e E).

Figure 1. Symptoms of roseliniosis (A, B and D) and signs of Rosellinia necatrix (C, E and F) in plants (A) and roots of apple tree (B to F). Yellowed leaves (A); Destruction of the root system (B); White cottony mycelium on infected root system (C); Necrotic spots (white arrow) within of the tissue indicate areas colonized by the fungus (D); Synemial conidiophores (Si) on colonized roots (E); Presence of rhizomorphs (Ri) in the root system (F).

Photos: Leonardo Araujo (C and F); Rosa Maria Valdebenito-Sanhueza (A, B, D and E).

modificação de um segmento de hifa (geralmente na região do septo piriforme);

- conídios unicelulares, elipsoides ou obovoides com parede lisa (3 µm a 5 µm de comprimento e 2,5 µm a 3 µm de largura) e coloração de hiali-

no a marrom pálido e suave, formados em conidióforos agrupados em sinêmio (0,5 µm a 1,5 µm de comprimento) (Figura 2A, B, C);

- As hifas são septadas e apresentam inchaços em forma de pera próximo de cada septo (com diâmetro

de até 13 μm), que é uma importante característica para a identificação do gênero *Rosellinia* (Figura 3A).

Na fase sexuada do fungo, pode ocorrer a formação de peritécios densamente agregados, subglobosos, lisos, negros com ostíolos papilares de 1 mm a 2 mm de diâmetro e pedicelados (Figura 2D, E). Os ascos são filiformes, alongados, cilíndricos e possuem anel apical bem desenvolvido (250 μm -380 μm de comprimento e 8 μm -12 μm de largura), contendo oito ascósporos unicelulares, elipsoidais, retos ou curvados e de coloração marrom escuro (36 μm a 46 μm de comprimento e 5,5 μm a 6,3 μm de largura) (Figura 2E, F) (HOPPEN & KRAUSS, 2006; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006, PLIEGO et al., 2012).

Características fisiológicas

O micélio jovem de *Rosellinia* spp é inicialmente branco e cotonoso. À medida que a colônia envelhece, ela adquire a coloração marrom para preto (Figura 3B). *Rosellinia* spp. apresenta melhor desenvolvimento micelial na temperatura média de 24°C (KLEINA et al., 2018). *In vivo*, *Rosellinia* é exigente em celulose, pois o fungo morre quando o conteúdo desse polímero diminui pela metade nos tecidos vegetais (KULSHRESTHA et al., 2014). O crescimento micelial de *Rosellinia* spp. *in vitro* ocorre em uma ampla faixa de pH de 4 a 9 (incluindo pH alcalino) e é fortemente inibido pela luz e quando o teor de oxigênio do ar é inferior a 10% (PLIEGO et al., 2012).

Caracterização molecular, filogenia e variabilidade genética

Muitos trabalhos têm utilizado ferramentas genéticas e moleculares para complementar a identificação morfológica e fisiológica do gênero *Rosellinia*. A comparação da estrutura do gene CytC tem sido útil para a determinação da filogenia e taxonomia de *Rosellinia* spp., incluindo a transferência horizontal de elementos genéticos móveis. O sequenciamento das regiões espaçadoras transcritas internas (ITS) dentro

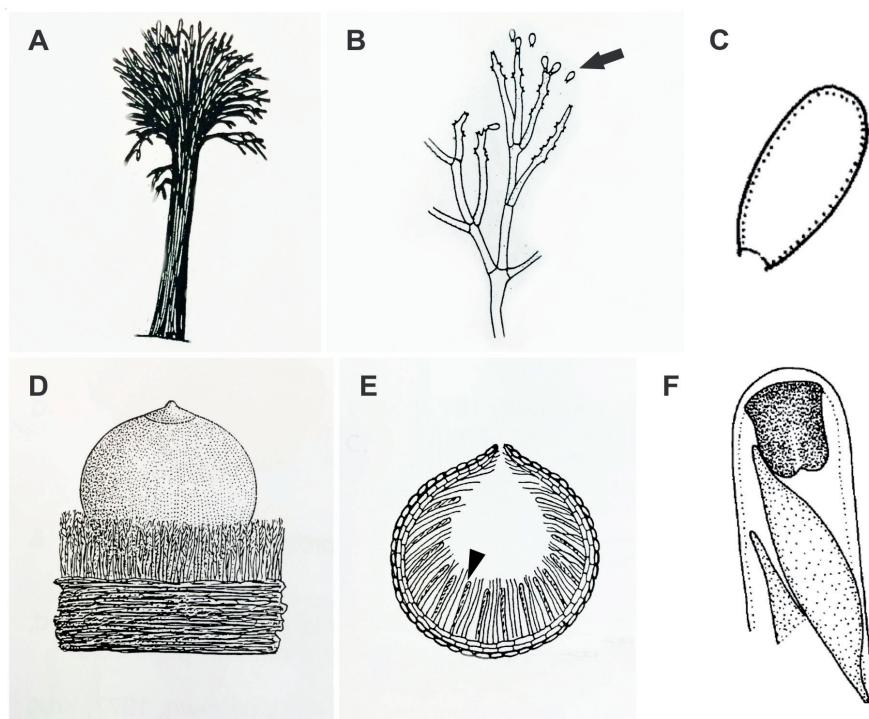


Figura 2. Estruturas vegetativas do anamorfo *Dematophora* spp. (A, B, C) e teleomorfo *Rosellinia* spp. (D, E, F). Conidióforos agrupados em sinêmio (A); Conidióforo (B) com conídios unicelulares (seta, B e C); Exterior (D) e interior do peritécio (E); Cabeça de seta mostra ascas (E) contendo os ascósporos. Ascósporo no interior de uma ascas (F).

Ilustrações adaptadas de Carmichael et al. (1980) (A, B, C) e Hanlin (1990) (D, E, F).

Figure 2. Vegetative structures of the anamorph *Dematophora* spp. (A, B, C) and teleomorph *Rosellinia* spp. (D, E, F). Conidiophores grouped in synnemium (A); Conidiophore (B) with unicellular conidia (arrow, B and C); Exterior (D) and interior of the perithecium (E); Arrowhead shows asci (E) containing ascospores. Ascospore inside of an ascus (F).

Ilustrações adaptadas de Carmichael et al. (1980) (A, B, C) and Hanlin (1990) (D, E, F).

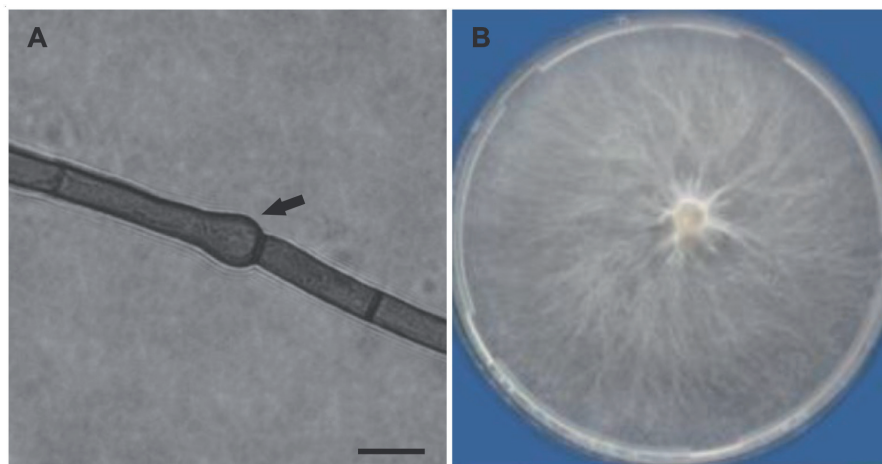


Figura 3. Características morfológicas de *Rosellinia* spp. Septo de *Rosellinia* spp. em forma de pera (seta) (A); Colônia do fungo com dez dias de idade (B). Barra 10 μm .

Fotos: Castro et al. (2013) (A); Kleina et al. (2018) (B).

Figure 3. Morphological characteristics of *Rosellinia* spp. Septum of *Rosellinia* spp. In pear-shaped (arrow) (A); Ten-day-old fungus colony (B). Bar 10 μm .

Photos: Castro et al. (2013) (A); Kleina et al. (2018) (B).

de agrupamentos gênicos ribossômicos, fragmentos das regiões gênicas da β -tubulina, adenosina trifosfatase e fator de alongamento da tradução e as ampliações aleatórias de DNA polimórfico amplificado (RAPD), usando repetição de sequência simples (ISRR), também têm sido utilizados para identificar espécies de *Rosellinia*. Isolados de *Rosellinia* spp. apresentam variabilidade genética, mesmo quando coletados dentro dos mesmos pomares, devido ao alto nível de polimorfismo. Análises de incompatibilidade somática com isolados de *Rosellinia* spp. também confirmam que o gênero apresenta alta variabilidade genética dentro das populações (AIMI et al., 2003; KULSHRESTHA et al., 2014; LÓPEZ et al., 2008; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006).

Ciclo das relações patógeno-hospedeiro

Os estudos por polimorfismo de DNA analisando progênies obtidas de ascósporos indicam que *Rosellinia* spp. pode apresentar um ciclo de vida heterotático, isso explicaria a alta variabilidade genética do fungo, conforme discutido no item anterior (IKEDA et al., 2011; NAKAMURA et al., 2002; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PLIEGO et al., 2012). Resumidamente, tanto conídios como espermiácias são produzidos sobre conidióforos do tipo sinêmio oriundos de micélio, rizomorfos ou germinação de escleródios (fase assexuada) em raízes sintomáticas. Essas espermiácias se espalham para raízes doentes adjacentes e quando entram em contato com micélio de outro isolado de *Rosellinia* com *mating type* compatível pode ocorrer a formação de ascósporos que são produzidos dentro de peritécios (fase sexuada) (IKEDA et al., 2011; NAKAMURA et al., 2002; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PLIEGO et al., 2012). Não se observa a formação de peritécios de *Rosellinia* spp. quando o fungo é desenvolvido em meio de cultura, já em condições naturais pode levar anos para ocorrer. Conídios e clamidósporos são muito difíceis de germinar *in vitro*, diferentemente de ascósporos (PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PLIEGO et al., 2012).

Embora o papel desses esporos (fase assexuada ou sexuada) para dissemi-

nação da doença ainda não seja claro (Figura 4), atualmente pressupõe-se que micélio e rizomorfos têm maior importância para a propagação do fungo (PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PLIEGO et al., 2012). Dessa forma, a disseminação de *Rosellinia* spp. geralmente ocorre pelo contato entre raízes de plantas vizinhas, pedaços de raízes afetadas (principalmente em áreas recém-desmatadas), solo infestado (plantio de mudas e implementos agrícolas) e água (irrigação) (Figura 4).

A penetração do fungo por meio de rizomorfos ocorre através de ferimentos e lenticelas nas raízes ou diretamente através da germinação de escleródios. Após a penetração, com o auxílio de enzimas celulolíticas, o micélio invade células da epiderme, córtex e xilema, liberando toxinas que podem causar danos na parte aérea, tais como diminuição de vigor e murchamento. Com o avanço da infecção de *Rosellinia* spp., o fungo rompe a casca, formando micélio branco e cottonoso sobre a superfície de raízes apodrecidas. Por último, assume-se que espécies do gênero *Rosellinia* podem sobreviver como rizomorfos,

micélio, escleródios, clamidósporos e peritécios em raízes em decomposição no solo (PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PLIEGO et al., 2012).

Epidemiologia

De maneira geral, o desenvolvimento micelial de *R. necatrix* sofre grande influência da temperatura (ótimo a 25°C), luz e água disponível no solo (HOOPEN & KRAUSS, 2006; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006; PETRINI, 1993). O fungo *R. necatrix* pode estar presente em diferentes tipos de solo, entretanto, o crescimento micelial e a dispersão do patógeno são favorecidos por solos mais arenosos e desfavorecidos por solos argilosos (HOOPEN & KRAUSS, 2006; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006). De acordo com Anselmi & Giorelli (1990), os solos argilosos apresentam uma baixa quantidade de oxigênio e uma alta variância na umidade disponível, o que desfavorece o desenvolvimento do fungo e, consequentemente, o surgimento da doença. Em geral, para *Rosellinia* spp., o ótimo desenvolvimento do fungo é alcançado quando o solo está entre 70% e 100% da

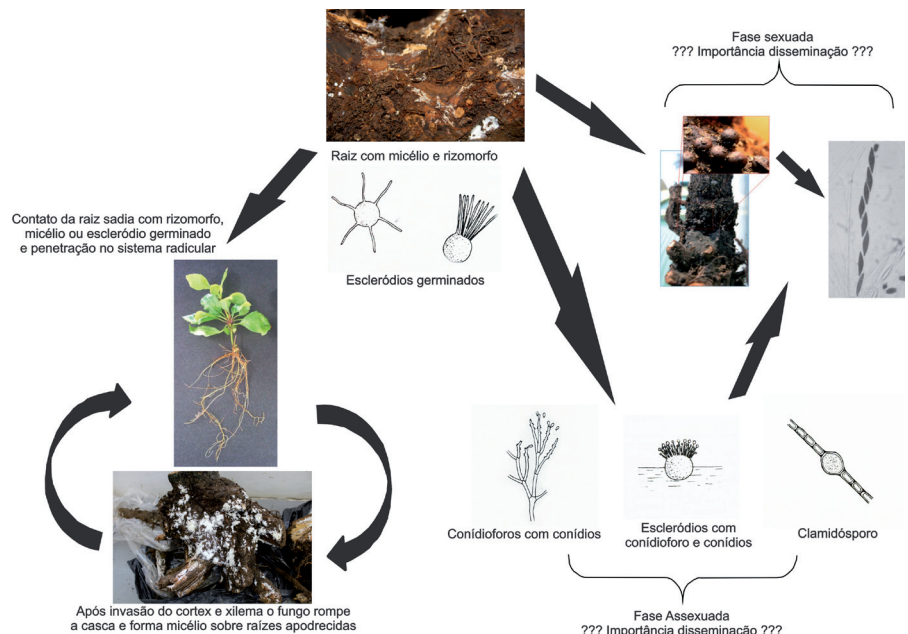


Figura 4. Ciclo de vida de *Rosellinia* spp., adaptado de Pliego et al. (2012). Geralmente a disseminação de *Rosellinia* spp. dentro dos pomares ocorre pelo contato entre raízes de plantas vizinhas com micélio e rizomorfos, solo infestado e água. A importância dos clamidósporos, dos conídios (esporos assexuais) e dos ascósporos (esporos sexuais) para disseminação do fungo dentro dos pomares ainda não é totalmente compreendida. *Figure 4. Life cycle of Rosellinia spp., adapted from Pliego et al. (2012). Usually the spread of Rosellinia spp. within orchards, it occurs through contact between roots of neighboring plants with mycelium and rhizomorphs, infested soil and water. The importance of chlamydospores, conidia (asexual spores) and ascospores (sexual spores) for spreading the fungus within orchards is still not fully understood.*

capacidade de campo e diminui quando o teor de água no solo é reduzido (HORLOCK, 2007). No entanto, em alguns casos, o estresse hídrico pode favorecer o desenvolvimento da roseliniose, pois sem irrigação as plantas infectadas sofrem mais com a doença em períodos de secas mais prolongadas (ANSELMINI & GIORCELLI, 1990). As podridões radiculares ocasionadas por diversas espécies de *Rosellinia* também são associadas a solos ácidos e ricos em matérias orgânicas não decompostas, tais como os de floresta (HOOPEN & KRAUSS, 2006; MENDOZA GARCÍA et al., 2003; PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006). *Rosellinia* spp. produz altos níveis de enzimas celulolíticas e baixos níveis de pectolíticas, dessa forma, o crescimento do fungo é favorecido em tecidos ricos em celulose (ARAKI, 1967). Os produtos da degradação da hemicelulose, especialmente a manose, são excelentes fontes de carbono para o desenvolvimento do fungo, enquanto os produtos da celulose, como a celobiose, são as melhores fontes de carbono. O fungo *R. necatrix* pode sobreviver por até oito anos nos tecidos do hospedeiro mantidos no solo (PÉREZ-JIMÉNEZ, 2006).

Podridões radiculares normalmente ocorrem em reboleiras e aumentam sua dispersão espacial em padrão circular ou em anéis. Esse padrão de dispersão surge devido à infecção do patógeno, que ocorre pelo contato entre as raízes de plantas doentes e as raízes de plantas saudáveis ou pela agregação micelial do fungo em uma planta (CASTRO et al., 2013; HOOPEN & KRAUSS, 2006). O progresso temporal da roseliniose em plantas infectadas por *Rosellinia* spp. depende principalmente da quantidade de inóculo inicial do patógeno, das características do solo e do patossistema estudado (ANSELMINI & GIORCELLI, 1990; CASTRO et al., 2013; KLEINA et al., 2018). Anselmi e Giorcelli (1990) demonstraram que plantas de álamo inoculadas em casa de vegetação, com 3g ou 6g de inóculo de *R. necatrix*, começaram a morrer aos 25 e 19 dias após inoculação (DAI), respectivamente. Castro et al. (2013) demonstraram que *R. bunodes* ocasionou a morte de 98% das mudas de café inoculadas em casa de vegetação entre 10 e 11 DAI, enquanto para *R. pepo* esse índice foi de apenas 54% e ocorreu entre 16 e 24 DAI.

Manejo integrado da doença

Práticas culturais

Uma das principais estratégias de controle da roseliniose é a evasão. Assim, é altamente recomendado não estabelecer novos pomares em solos de áreas recém-desmatadas. Quando se utilizam áreas recém-desmatadas, o plantio deve ser realizado em solo corrigido e adubado conforme a necessidade da cultura, com cultivo prévio de milho ou de outra gramínea por no mínimo dois anos. É importante remover o máximo de tocos, raízes e troncos de árvores, pois são possíveis fontes de inóculo. A elevação do pH do solo utilizando cal ou calcário (2kg a 3kg planta⁻¹) tem diminuído a severidade da doença pela restrição do crescimento do patógeno e aumento de actinomicetos e outros organismos com potencial antagonico. Em pomares com incidência da doença, as plantas doentes devem ser removidas, eliminando o máximo de raízes possível. Todos os restos vegetais que possam servir de fonte de inóculo devem ser eliminados da área e queimados. Nessas áreas, deve-se evitar causar ferimentos nas raízes, deslocamento de solo de plantas doentes para saudáveis, realizar a desinfestação de equipamentos e implementos agrícolas. Na região onde foi retirada a planta, deve-se realizar a desinfestação com cal virgem e tratamento com algum fungicida antes do plantio de uma nova muda. Quando detectadas reboleiras, elas devem ser isoladas para evitar a disseminação do patógeno dentro da área. Para isso, deve-se fazer uma vala (1m de profundidade x 0,3m-0,5m de largura) ao redor do foco (HOOPEN & KRAUSS, 2006; HORLOCK, 2007; VALDEBENITO-SANHUEZA et al., 1997).

Controle físico

O uso da solarização por meio da utilização de um filme de polietileno transparente de aproximadamente 100 µ sobre o solo por tempo determinado pode reduzir o inóculo do fungo. Szejnberg et al. (1987) observaram 75% de mortalidade de *R. necatrix* a 60cm de profundidade após 56 dias de solarização. Já López-Herrera et al. (1999) verificaram a completa destruição do inóculo

de *R. necatrix* a 60cm de profundidade após seis semanas de solarização. No entanto, quando o inóculo está em camadas mais profundas do solo, ou em áreas sombreadas, o efeito da solarização pode não ser satisfatório. Nesses casos, o efeito cumulativo da temperatura e do tempo de exposição parece desempenhar papel chave na redução e erradicação da viabilidade do inóculo de *R. necatrix* no solo (LÓPEZ-HERRERA et al., 1999). De acordo com Pliego et al. (2012), a termoterapia também pode ser explorada no controle de *Rosellinia* spp. Para os autores, a exposição de diferentes tecidos de plantas com água na temperatura entre 53°C e 55°C por 25 a 30 minutos é eficiente para matar isolados de *R. necatrix*, embora essa prática seja mais viável para culturas propagadas por tubérculos.

Controle biológico

Vários microrganismos têm sido utilizados para controle biológico de espécies de *Rosellinia*, tais como bactérias, fungos e vírus. Embora no Brasil todos os produtos biológicos registrados para *Rosellinia* sp. sejam à base de *Trichoderma* spp. (BETTIOLO et al., 2012), Em experimentos, Camatti-Sartori et al. (2008) identificaram que a utilização de *Pantoea agglomerans* com 0,1% de carboxi-metil-celulose controlou 100% da incidência da podridão das raízes em mudas de macieiras. Os mesmos autores também utilizaram uma estirpe de *Enterobacter aerogenes* de forma preventiva em associação com o carbendazim e obtiveram 100% de redução da doença e aumento da massa das raízes em macieiras estabelecidas em vasos. Gupta e Sharma (2004) observaram redução significativa da podridão das raízes em macieiras quando incorporaram os antagonistas *Trichoderma harzianum* e *T. viride* 15 dias antes do plantio das mudas. Na Colômbia, existe um produto comercial composto a partir de conídios de *T. harzianum* (Ago Biocontrol Trichoderma) que é utilizado para o manejo da roseliniose em café (THOMAZI, 2015). Valdebenito-Sanhueza et al. (1997) também demonstraram que a incorporação de 100g de sementes de trigo colonizadas com *T. viride* reduz a incidência de roseliniose em plantas de macieira de forma semelhante ao trata-

mento com brometo de metila. Outro fungo utilizado no controle da podridão das raízes é o *Clonostachys*, que se mostra eficaz contra *R. bunodes* do cacau em condições controladas (MENDOZA GARCÍA et al., 2003). Embora o controle biológico apresente boa eficiência, ele ainda não é uma alternativa viável e econômica, pois sua eficácia depende diretamente do pH e da quantidade de matéria orgânica associada ao solo (THOMAZI, 2015). Mendoza García et al. (2003) recomendam que a aplicação de misturas de agentes de biocontrole deve ser acompanhada da adição de calcário, visando elevar o pH (geralmente os agentes de biocontrole são mais eficientes em alto pH, quando comparados a *Rosellinia* spp.) e reduzir o material orgânico do solo (geralmente altos índices de matéria orgânica favorecem mais o desenvolvimento do patógeno, em comparação aos agentes de biocontrole).

Resistência

A maioria dos trabalhos tem mostrado que a resistência de plantas a *Rosellinia* spp. é quantitativa, e não qualitativa, o que dificulta a adoção de uma muda com um porta-enxerto resistente à roseliniose em fruteiras (HOOPEN & KRAUSS, 2006; HORLOCK, 2007). Na clínica fitopatológica da Epagri, em São Joaquim, detectamos *Rosellinia* spp. em podridões de raízes da macieira em praticamente todos os porta-enxertos utilizados na cultura, incluindo os mais recentemente introduzidos, a exemplo da série americana Geneva (G). Valdebenito-Sanhueza et al. (2002) observaram alta tolerância do porta-enxerto Malling (M) do tipo M.11 de macieira em um pomar com elevado número de plantas mortas pela roseliniose. Pérez-Jiménez et al. (2003) selecionaram 16 materiais de abacate que permaneceram saudáveis quando plantados em uma área com alta infestação de *R. necatrix*. Os autores destacam que uma das dificuldades de selecionar genótipos resistentes à roseliniose é que os mecanismos de defesa do abacate parecem distintos para *Rosellinia* spp. e para *Phytophthora cinnamomi*, que é outro patógeno que se busca controle por meio da resistência genética na cultura.

Controle químico

Fungicidas do grupo químico dos benzimidazóis são muito utilizados no controle da roseliniose em diversos países, embora no Brasil somente o fungicida fluazinam seja registrado para controle da *Rosellinia* sp. (BRASIL, c2003). López-Herrera e Zea-Bonilla (2007) relatam que o fluazinam é altamente eficaz no controle da podridão das raízes em abacateiro devido à menor taxa de sintomas aéreos, ao aumento da altura da planta, ao maior peso seco de raízes e à menor porcentagem de isolamento de *R. necatrix* das raízes secundárias. Os fungicidas carbendazim, benomil e tiofanato metílico são menos eficazes no controle da doença. O fluazinam apresenta melhor efeito sobre *Rosellinia* spp. devido à maior persistência no solo (cerca de um ano), se comparado ao carbendazim (seis meses), ao tiofanato de metílico (quatro meses) e ao benomil (15 dias) (LÓPEZ-HERRERA & ZEA-BONILLA, 2007). Geralmente o fungicida apresenta melhor eficiência quando a planta sintomática é eliminada com todo o sistema radicular e o solo é encharcado com 50 a 200 litros de fluazinam (395ppm a 790ppm) (KANADANI et al., 1998). Em outro estudo, Horlock (2007) obteve entre 24% e 90% de controle da infecção de mudas de macieiras estabelecidas em uma área infestada por *R. necatrix*. O tratamento constou na perfuração de um local ao lado de cada planta (30 cm de diâmetro e 100 cm de profundidade) e aplicação de 30 litros de fluazinam na dose de 1g L⁻¹ ou 1ml L⁻¹. Já quando o fungicida foi usado em macieiras adultas, por aplicação no solo em quatro pontos ao redor da planta, somente 15% a 30% sobreviveram após quatro anos. O efeito do fluazinam também foi demonstrado contra *R. necatrix* em videiras e peras japonesas no Japão (HOOPEN & KRAUSS, 2006; KANADANI et al., 1998).

Desafios: situação atual, deficiências e perspectivas de avanço

Várias espécies de *Rosellinia* spp. ocasionam doenças em diferentes culturas de importância econômica no mundo, entretanto, o conhecimento

das perdas, dos danos e dos impactos econômicos ainda é escasso. Possivelmente, isso se deve à dificuldade no correto diagnóstico das doenças, visto que os sintomas da roseliniose são semelhantes aos de outras doenças importantes ocasionadas por *Armillaria* spp. e *Phytophthora* spp., os quais muitas vezes são indistinguíveis. Além disso, *Rosellinia* spp. é um patógeno oportunista que pode infectar os hospedeiros devido a um estresse na planta ocasionado por fatores abióticos ou até mesmo bióticos, situação que também dificulta a correta diagnose da podridão das raízes. Fica claro que novos estudos necessitam ser realizados, principalmente no Brasil, onde existe uma lacuna de informações e isso reflete muitas vezes no questionamento da importância econômica dessa doença e na continuidade de novas pesquisas. Além disso, muitos estudos foram conduzidos em outros países, os quais geraram novas tecnologias para o manejo da roseliniose. Entretanto, essas tecnologias ainda precisam ser validadas nas condições ambientais brasileiras para que se realize o manejo integrado da doença de maneira satisfatória.

Agradecimentos

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e à Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Estado de Santa Catarina (Fapesc) pelo suporte financeiro e aos técnicos da Epagri, Iran Souza Oliveira e Arthur Oliveira Souza, pelo suporte técnico.

Referências

- AIMI, T.; TAGUCHI, H.; MORINAGA, T. Primary structure of cytochrome c gene from the white root rot fungus *Rosellinia necatrix*. **Bioscience Biotechnology and Biochemistry**, London, v.67, n.1, p. 174-178, 2003. Doi: <https://doi.org/10.1271/bbb.67.174>.
- ANSELMINI, N.; GIORCELLI, A. Factors influencing the incidence of *Rosellinia necatrix* Prill. in poplars. **European Journal of Forest Pathology**, Basel, v.20, n.3, p.175-183, 1990. Doi: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.1990.tb01128.x>.
- ARAKI, T. Soil conditions and the violet and white root rot diseases of fruit trees. **Bulletin of the National Institute of Agricultural**

- Sciences, Nishihara, v.21, p.1-109, 1967.
- BETTIOL, W.; MORANDI, M.A.B.; PINTO, Z.V.; PAULA JÚNIOR, T.J.; CORRÊA, E.B.; MOURA, A.B.; LUCON, C.M.M.; COSTA, J.C.B.; BEZERRA, J.L. **Produtos comerciais à base de agentes de biocontrole de doenças de plantas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012. (Documentos, n. 88). Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/66628/1/Doc-88-1.pdf>. Acesso em: 23 mar. 2023.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Agrofite Consulta Aberta. **Agrofite**, Brasília, DF, c2003. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 27 fev. 2023.
- CAMATTI-SARTORI, V.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; RIBEIRO, R.T.S. Desenvolvimento de *Pantoea agglomerans* em diversas temperaturas, pH e concentrações de carboxi-metil-celulose e o seu impacto no controle de *Rosellinia necatrix*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.34, n.1, p.13-17, 2008. Doi: <https://doi.org/10.1590/S0100-54052008000100003>.
- CARMICHAEL, J.W.; KENDRICK, W.B.; CONNERS, I.L.; SIGLER, L. **Genera of Hyphomycetes**. Edmonton: University of Alberta Press, 1980.
- CASTRO, B.L.; CARREÑO, A.J.; GALEANO, N.F.; ROUX, J.; WINGFIELD, M.J.; GAITÁN, A.L. Identification and genetic diversity of *Rosellinia* spp. associated with root rot of coffee in Colombia. **Australasian Plant Pathology**, Geelong, v.42, p.515-523, 2013. Doi: <https://doi.org/10.1007/s13313-013-0205-3>.
- GUPTA, V.K.; SHARMA, K. Integration of chemicals and biocontrol agents for managing white root rot of apple. **Acta Horticulturae, Korbeek-Lo**, v.635, p.141-149, 2004. Doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2004.635.18>.
- HANLIN, R.T. **Illustrated genera of Ascomycetes**: volume 1. Saint Paul: The American Phytopathological Society, 1990.
- HOOPEN, G.M.T.; KRAUSS, U. Biology and control of *Rosellinia bunodes*, *Rosellinia necatrix* and *Rosellinia pepo*: a review. **Crop Protection, Lincoln**, v.25, n.2, p.89-107, 2006. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2005.03.009>.
- HORLOCK, C. **White root rot in apples**: sustainable management solutions in Queensland. Sydney: Horticultural Australia, 2007.
- IKEDA, K.; INOUE, K.; NAKAMURA, H.; MANAKA, T.; OHTA, T.; KITAZAWA, H.; KIDA, C.; KANEMATSU, S.; PARK, P. Genetic analysis of barrage line formation during mycelial incompatibility in *Rosellinia necatrix*. **Fun-gal Biology, London**, v.115, n.1, p.80-86, 2011. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2010.10.008>.
- KANADANI, G.; DATE, H.; NASU, H. Effect of fluazinam soil-drench on white root rot of grapevine. **Annals of the Phytopathological Society of Japan**, Tokyo, v.64, n.1, p.139-141, 1998.
- KLEINA, H.T.; SANTOS, A.F.; DUARTE, H.S.S.; MACHADO, E.B. Physiological characterization of *Rosellinia bunodes* and symptomatology of *Rosellinia* root rot in poplar seedlings. **Revista Árvore**, Viçosa, v.42, n.1, p.1-9, 2018. Doi: <https://doi.org/10.1590/1806-90882018000100011>.
- KULSHRESTHA, S.; SETH, C.A.; SHARMA, M.; SHARMA, A.; MAHAJAN, R.; CHAUHAN, A. Biology and control of *Rosellinia necatrix* causing white root rot disease: a review. **Journal of Pure and Applied Microbiology**, Bhopal, v.8, n.3, p.1803-1814, 2014.
- LÓPEZ-HERRERA, C.J.; PÉREZ-JIMÉNEZ, R.M.; BASALLOTE-UREBA, M.J.; ZEA-BONILLA, T.; MELERO-VARA, J.M. Loss of viability of *Dematophora necatrix* in solarized soils. **European Journal of Plant Pathology**, Basel, v.105, p.571-576, 1999. Doi: <https://doi.org/10.1023/A:1008755017575>.
- LÓPEZ-HERRERA, C.J.; ZEA-BONILLA, T. Effects of benomyl, carbendazim, fluazinam and thiophanate methyl on white root rot of avocado. **Crop Protection, Lincoln**, v.26, n.8, p.1186-1192, 2007. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2006.10.015>.
- LÓPEZ, M.; RUANO-ROSA, D.; LÓPEZ-HERRE-RA, C.J.; MONTE, E.; HERMOSA, R. Intraspecific diversity within avocado field isolates of *Rosellinia necatrix* from South-East Spain. **European Journal Plant Pathology**, Basel, v.121, p.201-205, 2008. Doi: <https://doi.org/10.1007/s10658-007-9253-2>.
- MENDOZA GARCÍA, R.A.; HOOPEN, G.M.; KASS, D.C.J.; SÁNCHEZ GARITA, V.A.; KRAUSS, U. Evaluation of mycoparasites as biocontrol agents of *Rosellinia* root rot in cocoa. **Biology Control**, Washington, DC, v.27, n.2, p.210-227, 2003. Doi: [https://doi.org/10.1016/S1049-9644\(03\)00014-8](https://doi.org/10.1016/S1049-9644(03)00014-8).
- NAKAMURA, H.; IKEDA, K.; ARAKAWA, M.; MATSUMOTO, N. Conidioma production of the white root rot fungus in axenic culture under near-ultraviolet light radiation. **Mycoscience**, Tokyo, v.43, n.3, p.251-254, 2002. Doi: <https://doi.org/10.1007/S102670200036>.
- PÉREZ-JIMÉNEZ, R.M. A review of the biology and pathogenicity of *Rosellinia necatrix* – the cause of white root rot disease of fruit trees and other plants. **Journal of Phytopathology**, Portici, v.154, n.5, p.257-266, 2006. Doi: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2006.01101.x>.
- PÉREZ-JIMÉNEZ, R.M.; ZEA-BONILLA, T.; IMBRODA SOLANO, I.; PLIEGO-ALFARO, F.; LÓPEZ-HERRERA, C.J.; BARCELÓ MUÑOZ, A. Selección de portainjertos de aguacate tolerantes a la podredumbre blanca causada por *Rosellinia necatrix*. In: CONGRESO MUNDIAL DEL AGUACATE, 5., 2003, Granada, Málaga. **Proceedings [...]**. Granada, Málaga: [s. n.], 2003. p.537-541.
- PETRINI, L.E. *Rosellinia* species of the temperate zones. **Sydowia**, Horn, v.44, p.169-281, 1993.
- PLIEGO, C.; LÓPEZ-HERRERA, C.; RAMOS, C.; CAZORLA, F.M. Developing tools to unravel the biological secrets of *Rosellinia necatrix*, an emergent threat to woody crops. **Molecular Plant Pathology**, London, v.13, n.3, p.226-239, 2012. Doi: <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00753.x>.
- SZTEJNBERG, A.; FREEMAN, S.; CHET, I.; KATAN, J. Control of *Rosellinia necatrix* in soil and in apple orchards by solarization and *Trichoderma harzianum*. **Plant Disease**, Saint Paul, v.71, n.4, p.365-369, 1987.
- THOMAZI, H. **Caracterização morfofisiológica, sintomatológica, patogenicidade e biocontrole de *Rosellinia bunodes* em álamo**. 2015. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2015.
- VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; BERNARDI, J.; HOFFMANN, A.; NACHTIGALL, G.R.; GHINI, R. Manejo integrado de *Rosellinia necatrix* em macieiras. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO, 5, 2002, Fraiburgo. **Anais [...]**. Fraiburgo: Epagri, 2002. p.179-184.
- VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; NACHTIGALL, G.R.; BERNARDI, J.; HOFFMANN, A.; GHINI, R. **Podridão das raízes das fruteiras temperadas por *Rosellinia necatrix* (*Dematophora necatrix*)**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 1997. (Circular técnica, n. 22).
- VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; PERAZZOLO, A.; ALIPRANDINI, H.; BORSÓI, J. Losses due to root rots in apple orchards in Rio Grande do Sul, Brazil. **Acta Horticulturae, Korbeek-Lo**, v.232, p.213-218, 1988. Doi: <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1988.232.29>.