

Uso do *Trichoderma* em culturas florestais

Álvaro Figueredo dos Santos

Heloisa Thomazi Kleina

Eduardo Jun Fuzitani

Henrique da Silva Silveira Duarte

Introdução

O setor florestal tem uma grande importância para a economia brasileira, especialmente nos setores de celulose, papel, móveis, painéis e energia, com uma participação no PIB de 1,2% (IBÁ, 2017) e geração de 3,7 milhões de empregos (diretos, indiretos e resultantes do efeito renda). Além disso, a oferta de matéria-prima oriunda de florestas plantadas ajuda na redução da pressão sobre as florestas nativas (Scolforo; Ferraz Filho, 2013).

As espécies florestais mais plantadas no Brasil são o eucalipto (*Eucalyptus* spp.), com quase seis milhões de hectares, distribuído em quase todo o Brasil, seguido do pínus (*Pinus taeda* e *P. elliottii*) com cerca de dois milhões de hectares, mais limitado à região Sul. Além destas espécies temos a seringueira (*Hevea brasiliensis* (Wild. ex. A. Juss) Mell. Arg.), com 229.000 ha, acácia-negra (*Acacia merrnsii* Wild.), com 160.000 ha, paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke), com 90.000 ha, teca (*Tectona grandis* L. f.), com 87.000 ha e o álamo (*Populus deltoides*) com 4.200 ha. Temos também as espécies florestais não madeireiras como a erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.- Hil.), com 98.000 ha (IBÁ, 2017) e a pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth. var. *gasipaes* Henderson), com 20.000 ha (Penteado Junior et al., 2014).

Devido à importância socioeconômica que essas culturas apresentam, torna-se necessário maior atenção para seus problemas fitossanitários, a fim de que estes não venham a limitar seus cultivos no Brasil. Algumas doenças têm causado danos significativos e há poucas pesquisas na área florestal buscando estratégias alternativas de controle, especialmente com medidas de controle biológico. Assim, neste capítulo serão discutidos oito estudos de caso, com ênfase para o controle biológico utilizando *Trichoderma* em alguns patossistemas florestais, conforme

segue: *Rosellinia bunodes* x álamo, *Phytophthora palmivora* x pupunheira, *Armillaria* sp. x pínus, *Fusarium* spp. x erva-mate, *Lasiodiplodia theobromae* x teca, *Rhizoctonia solani* x eucalipto, *Cylindrocladium* spp. x eucalipto e *Fusarium* spp. x sementes de pínus.

Estudos de caso

Roseliniose do álamo

A roseliniose do álamo é considerada uma doença relativamente nova no Brasil, sendo relatada pela primeira vez em plantios comerciais no Estado do Paraná no ano de 2010 (Santos et al., 2017). O agente causal é o fungo *R. bunodes* (Berk. et Br.) Sacc., patógeno habitante do solo que possui capacidade anaeróbica, sobrevivendo durante anos em materiais vegetais em decomposição (Hoopen; Krauss, 2006). Este ascomiceto penetra nas raízes de seus hospedeiros, causando podridões (Santos et al., 2017). Os sintomas reflexos, como o amarelecimento, a murcha das folhas e o secamento de ramos tornam-se visíveis em até 14 dias após a inoculação de mudas de álamo com o fitopatógeno (Kleina et al., 2018). A rápida colonização das raízes pelo fungo reduz o transporte de seiva para a parte aérea, culminando com a morte prematura do vegetal. A temperatura ideal para o crescimento micelial de *R. bunodes* se situa próxima a 24 °C (Kleina et al., 2018).

R. bunodes produz peritécios lisos e escuros, contendo em seu interior ascósporos unicelulares (Hoopen; Krauss, 2006), no entanto, são difíceis de serem encontrados nas árvores afetadas. A reprodução assexual ocorre por meio de conídios, relatado como sendo do gênero *Dematophora* (Sivanesan; Holliday, 1972). As hifas de *R. bunodes* apresentam inchaços piriformes nos septos (Figura 1A), que podem se agregar formando rizomorfos (Figura 1B). *R. bunodes* ocorre preferencialmente em regiões tropicais, com relatos na América Central e do Sul, Oeste da África e na Ásia (Hoopen; Krauss, 2006).

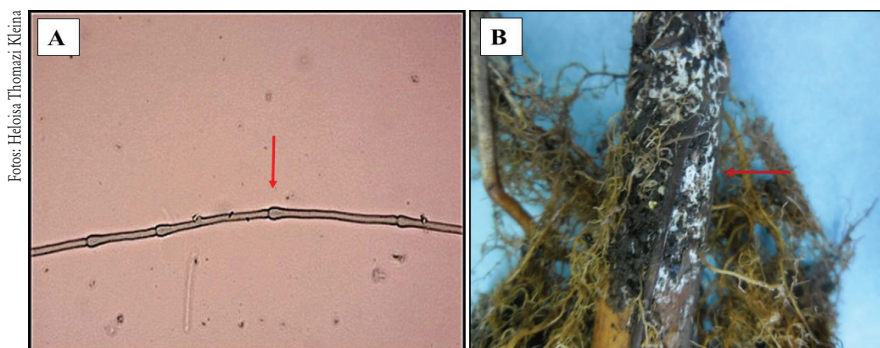


Figura 1. A) Hifa de *R. bunodes* com septos piriformes (seta) em aumento de 400x; B) Rizomorfos de *R. bunodes* (seta) nas raízes de mudas de álamo. Colombo (PR), Brasil.

Por se tratar de um fungo generalista, *Rosellinia* é capaz de infectar uma ampla gama de hospedeiros. Waterston (1941), Saccas (1956) e Aranzazu et al. (1999) listaram a sua ocorrência em culturas de importância econômica, como o abacate (*Persea americana* Mill), espécies de bananas triploides (*Musa* spp.), café (*Coffea* sp.), cacau (*Theobroma cacao* L.), lima (*Citrus aurantifolia* Christm. Swingle), noz-moscada (*Myristica fragrans* Houtt.), mandioca (*Manihot esculenta* Crantz), macadâmia (*Macadamia integrifolia* Maiden & Betcher), ingá (*Inga* spp.), além de plantas ornamentais, como a corticeira (*Erythrina* sp.). Na área florestal, *Rosellinia* sp. já foi relatada em araucária (*Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze) (Auer; Grigoletti, 1997) e em erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St. Hil.) (Grigoletti; Auer, 1996). A roseliniose pode se manifestar em qualquer fase do desenvolvimento do hospedeiro, podendo atacar plantas jovens e adultas.

A utilização de controle cultural, como a erradicação de plantas doentes e a remoção de resíduos lenhosos em decomposição são as únicas opções de controle para esta doença (May-De-Mio et al., 2016). Contudo, estas medidas não são suficientes para reduzir o potencial de inóculo do patógeno no solo.

Na busca de estratégias alternativas de controle, o uso do controle biológico vem de encontro com as necessidades desse sistema. Em ensaios *in vitro* utilizando o fungo antagonista *Trichoderma* sp., Thomazi (2015) evidenciou a inibição do crescimento micelial de *R. bunodes* utilizando os métodos de culturas pareadas, liberação de compostos voláteis e não voláteis. Dentre os métodos utilizados nesta pesquisa, a liberação de compostos voláteis foi a mais eficiente, apresentando uma redução média de 59% do crescimento micelial de *R. bunodes*, seguida de 27% e 24%, para o teste de culturas pareadas e compostos não voláteis, respectivamente. Diversos autores também constataram respostas inibitórias pela ação de *Trichoderma* spp. no crescimento micelial de diferentes espécies de *Rosellinia* (Szteinberg et al., 1987; Ruano-Rosa et al., 2010). Pasini et al. (2016) relataram que o crescimento micelial *in vitro* de *R. necatrix* diminuiu após o segundo dia de pareamento com o isolado de *T. atroviride*, sendo que ao 7º dia a porcentagem de inibição do crescimento radial do fitopatógeno atingiu 54%.

Em experimentos *in vivo*, mudas de álamo plantadas 14 dias após a infestação do substrato com *R. bunodes* e *T. asperellum* apresentaram a menor incidência da doença (Figura 2) e a menor área abaixo da curva de progresso da doença relativa (Figura 3) (Thomazi, 2015). Esta resposta pode estar relacionada ao maior tempo de exposição entre o agente antagonista e o patógeno no substrato, sem a presença do hospedeiro, o que gera uma interação competitiva por recursos específicos, como água, nutrientes, espaço e luz (Thomazi, 2015). Além disso, essas condições podem favorecer o micoparasitismo (Vinale et al., 2008), provocando uma redução da densidade de inóculo de *R. bunodes*, devido alterações em fatores determinantes da doença, como o crescimento, a infectividade e a agressividade (Pariaud et al., 2009) e a redução do potencial de inóculo.

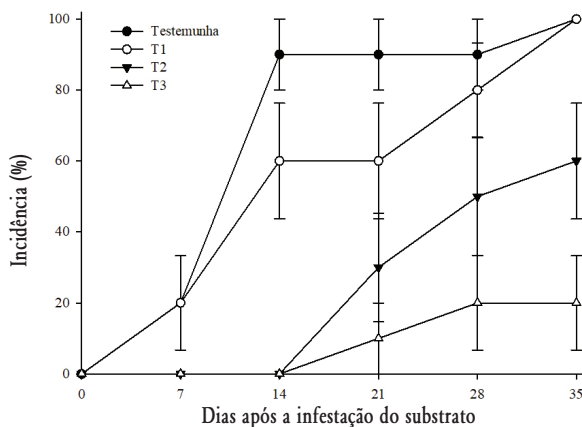


Figura 2. Incidência (%) da roselinose em mudas de álamo mantidas sob diferentes tratamentos: Testemunha: mudas plantadas em substrato contendo somente *R. bunodes*; Tratamento 1: mudas plantadas no mesmo dia da adição de *R. bunodes* e *T. asperellum* ao substrato; Tratamento 2: mudas plantadas sete dias após a adição de *R. bunodes* e de *T. asperellum* ao substrato; Tratamento 3: mudas plantadas 14 dias após a adição de *R. bunodes* e de *T. asperellum* ao substrato. As barras representam o erro padrão. Colombo (PR), Brasil.

Fonte: Thomazi, 2015.

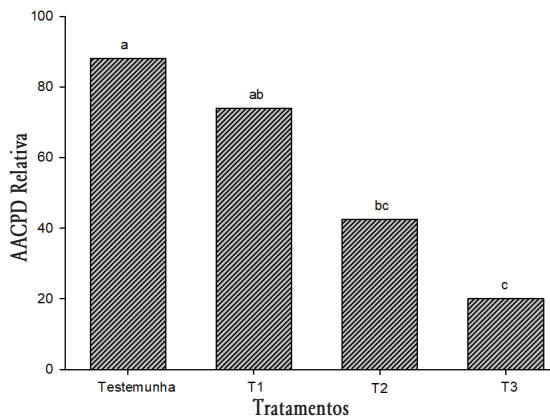


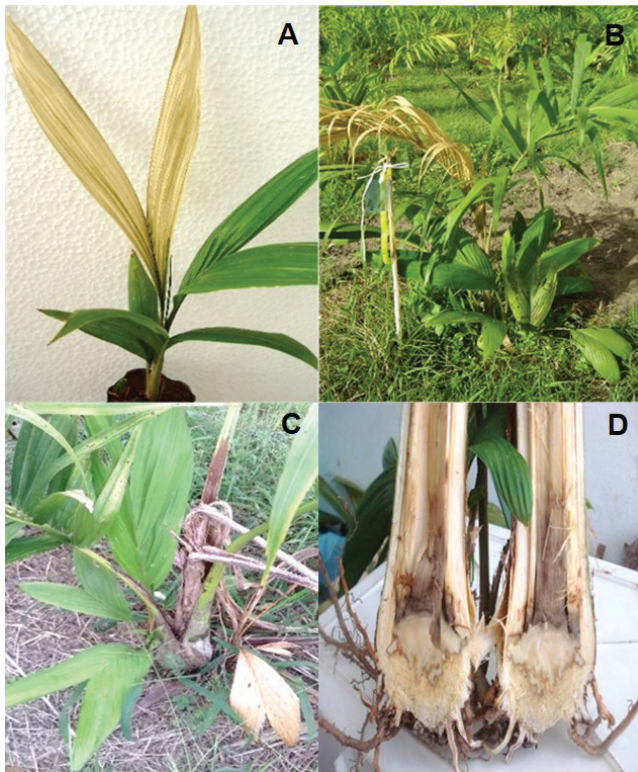
Figura 3. Área abaixo da curva de progresso da doença relativa (AACPD Relativa) para mudas de álamo plantadas em substrato infestado com *R. bunodes* e *T. asperellum*. Testemunha: mudas plantadas em substrato contendo somente *R. bunodes*; Tratamento 1: mudas plantadas no mesmo dia da adição de *R. bunodes* e de *T. asperellum* ao substrato; Tratamento 2: mudas plantadas sete dias após a adição de *R. bunodes* e de *T. asperellum* ao substrato; Tratamento 3: mudas plantadas 14 dias após a adição de *R. bunodes* e de *T. asperellum* ao substrato. Colombo (PR), Brasil, 2014. *As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Colombo (PR), Brasil.

Fonte: Thomazi, 2015.

Podridão da base do estipe da pupunheira

A podridão da base do estipe (PBE) causada por *P. palmivora* ocorre em plantas jovens e adultas de pupunheira, sendo frequente em viveiros e plantios de pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth. var. *gasipaes* Henderson) (Santos et al., 2008). As plantas doentes distribuem-se esparsamente nos plantios e os sintomas caracterizam-se pela murcha e amarelecimento da primeira folha aberta, seguido do amarelecimento e seca das demais folhas, podendo provocar a morte da planta-mãe e, às vezes, dos perfilhos e de toda a touceira. Ao se realizar cortes longitudinais e transversais das plantas sintomáticas é possível observar o escurecimento dos tecidos internos e podridão generalizada do estipe (Santos et al., 2008) (Figura 4). Uma só espécie de *Phytophthora* tem sido associada com a doença, *P. palmivora* Butler Butler (1919) (Volpe, 2016).

Até o momento, não se dispõe de medidas efetivas de controle curativo da PBE. Os genótipos comerciais não são resistentes (Fuzitani et al., 2018), assim como o uso do fosfito de potássio tem-se mostrado efetivo apenas quando aplicado preventivamente (Fuzitani et al.,



Fotos: Eduardo Jun Fuzitani, Wilson da Silva Moraes.

Figura 4. Sintomas externos da podridão da base do estipe em muda de pupunheira (A) e em planta jovem (B e C); sintomas internos na base do estipe em plantas jovens, após corte longitudinal (D).

2013) e apenas pesquisas com controle curativo usando fungicidas são promissoras (Moraes et al., 2011). No entanto, a pupunheira se sobressai sobre todas as espécies produtoras de palmito, pois permite a comercialização *in natura* e o sistema de produção demanda baixo uso de produtos químicos (Santos et al., 2008; Penteado Junior, et al., 2014). Diante disso, uma medida alternativa é a utilização do controle biológico com o fungo *Trichoderma*. Em vários patossistemas (Teixeira et al., 2012; Nashwa et al. 2008; Lisboa et al., 2007) tem sido relatado o sucesso deste fungo antagonista.

Na pupunheira, há poucos estudos realizados com a PBE (Fuzitani, 2018). No entanto, as pesquisas conduzidas por Fuzitani (2018) demonstraram o potencial de controle de *Trichoderma in vitro*, em mudas e plantas adultas. Em estudos *in vitro*, isolados comerciais de *T. harzianum* e *T. asperellum* reduziram o crescimento micelial de isolados *P. palmivora* de pupunheira em até 94% (Fuzitani, 2018). As aplicações preventivas de *T. harzianum* e *T. asperellum* proporcionaram menor incidência da doença e maior sobrevivência de mudas, além do efeito adicional em altura, diâmetro do colo e no peso fresco das raízes. Em plantas adultas, as touceiras sintomáticas tratadas com *Trichoderma* mostraram redução da incidência e severidade da doença (Fuzitani, 2018).

Armilariose do pínus

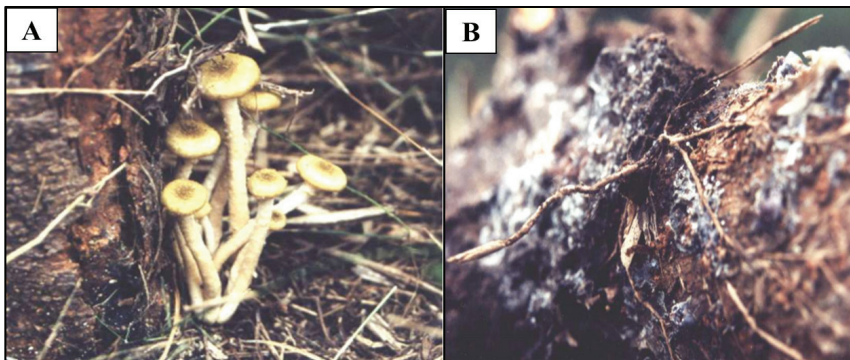
A armilariose causada por *Armillaria* sp. é considerada a principal doença em pínus (*Pinus* spp.) no Brasil (Auer; Santos, 2016), tendo sido relatada pela primeira vez em raízes de plântulas jovens de *Pinus elliottii* no Estado de Paraná e Santa Catarina no ano de 1961 (May, 1962). O agente causal é o fungo *Armillaria* (Fr.) Staude, patógeno habitante de solo que requer quantidades significativas de substrato energético para a sua sobrevivência (Ferreira, 1989). Este basidiomiceto provoca o apodrecimento da casca, do colo e das raízes das plantas, sendo facilmente diagnosticado pela exsudação de resina que se solidifica nos órgãos atacados. Na parte aérea, os sintomas são caracterizados pelo amarelecimento geral da copa, seguido pelo bronzeamento e secamento das acículas, semelhante ao que ocorre com outras podridões de raízes (Gomes, 2005). A morte prematura da planta ocorre somente quando o sistema radicular se encontra comprometido pela colonização do patógeno (Gomes, 2005). A severidade da doença é maior em árvores que se encontram debilitadas pela ação de fatores bióticos e abióticos, como a má formação do sistema radicular e o manejo inadequado (Ivory, 1987).

O gênero *Armillaria* caracteriza-se pela formação de basidiocarpos, que são corpos de frutificação que se formam nas áreas adjacentes ou sobre árvores mortas ou restos de madeira em decomposição (Gomes, 2005). Essas estruturas são responsáveis pela produção de basidiósporos que, quando disseminados pelo vento, dão origem a doença (Figura 5A). A infecção também pode ocorrer pela formação de micélio ou rizomorfas (Figura 5B), presentes em restos

vegetais lenhosos como tocos, galhos ou raízes (Ferreira, 1989). A temperatura ótima de crescimento micelial para esse patógeno situa-se em torno de 25 °C (Rishbeth, 1968). Por outro lado, o desenvolvimento de rizomorfas ocorre a 22 °C (Gomes, 2005).

Trinta e cinco espécies de *Armillaria* já foram descritas (Volk; Burdsall, 1995; Kirk et al., 2008), sendo que 10 são encontradas na América Central e do Sul (Pegler, 2000). A distribuição geográfica desse fungo fica restrita aos locais com temperaturas amenas, ocorrendo em menor intensidade em regiões de clima subtropical (Rishbeth, 1968; Rishbeth, 1978). O gênero *Armillaria* possui uma ampla gama de gêneros de hospedeiros florestais (*Abies*, *Acacia*, *Acer*, *Alnus*, *Araucaria*, *Betula*, *Castanea*, *Chamaecyparis*, *Criptomeria*, *Cupressus*, *Fagus*, *Juglans*, *Juniperus*, *Larix*, *Libocedrus*, *Morus*, *Platanus*, *Pinus*, *Populus*, *Pseudotsuga*, *Quercus*, *Robinia*, *Sequoia*, *Thuja*, *Tsuga*), também sendo relatado em frutíferas (ameixa, banana, cerejeira, citros, macieira, noqueira, oliveira, pereira e videira) e em plantas ornamentais (rododendro e azaléia) (Auer et al., 2004). No Brasil, *Armillaria* sp. foi constatada em *Pinus* spp., *Araucaria* sp. e *Eucalyptus* sp., nos estados da Região Sul e Sudeste (Auer; Santos, 2016). A armilariose pode afetar tanto as plantas jovens de pinus (inferior a 5 anos), quanto árvores adultas (acima de 15 anos), comprometendo todo o ciclo produtivo (Gomes, 2005).

O controle da armilariose em plantações de *Pinus* spp. se baseia em práticas de erradicação, como a destoca e o recolhimento de restos vegetais, visando minimizar a quantidade de inóculo presente na área para o próximo plantio (Ivory, 1987). Contudo, o uso dessas técnicas de limpeza são demoradas, onerosas e não podem ser aplicadas em locais que apresentem topográfica acidentada. Em vista disso, o controle biológico desponta como uma alternativa de controle (Fox, 2000; Valdebenito-Sanhueza, 2003).



Fotos Célio Garcia Auer

Figura 5. A) Basiocarpos de *Armillaria* sp. formados em árvores mortas de *Pinus elliottii* var. *elliottii*. B) Rizomorfas externas de *Armillaria* sp., sobre a casca de árvore pronta para a disseminação pelo solo.

Gomes; Auer (2003) ao avaliarem o antagonismo *in vitro* de *T. viride* e *Armillaria* sp., relataram que embora *T. viride* tenha demonstrado uma rápida colonização do micélio de *Armillaria* através do micoparasitismo, não foi possível constatar uma redução significativa da biomassa seca do patógeno ao final do experimento. Segundo Aytoun (1953) citado por Raziq (2000), o grau de micoparasitismo *in vitro* de *Armillaria* por *Trichoderma* pode variar de acordo com o pH do meio. Faixas mais ácidas de pH (pH 3,4) favoreceram o micoparasitismo entre essas espécies, entretanto, em pH mais próximos a neutralidade (pH 7,0) inibiram o antagonismo.

Em ensaios de campo, diversos são os exemplos do controle integrado (químico + biológico) de *Armillaria* citados na literatura. Munnecke et. al. (1973) verificaram que a fumigação com bissulfito de carbono e brometo de metila reduziram o crescimento de *Armillaria*, por outro lado, *T. viride* se mostrou mais tolerante aos químicos e mais adaptável às condições ambientais adversas ao patógeno, sendo capaz de desenvolver uma ação antagonista contra *Armillaria* (Munnecke et al., 1981). Gomes (2005) demonstrou uma redução do avanço da armilariose em plantios jovens de pinus (menos de dois anos de idade) usando grãos de trigo colonizados por *T. viride* em associação à aplicação de formaldeído (2%). *T. viride* também apresentou capacidade antagônica ao crescimento de *Armillaria* em segmentos de raízes artificialmente fumigados com bissulfito de carbono (Bliss, 1951 citado por Gomes, 2005). O mesmo autor ainda confirma que o patógeno foi eliminado, não pela ação fungicida do produto químico, mas sim pelo aumento da população de *Trichoderma* sp. no solo. Em resumo, os fungos antagonistas devem ser estimulados a aumentar sua população e se estabelecer no solo tratado, tornando-se prováveis agentes de biocontrole contra microrganismos fitopatogênicos (Raziq, 2000).

Fusariose da erva-mate

A fusariose, causada por *Fusarium* spp., é a principal doença da erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hil.) no Brasil. As espécies de maior ocorrência são *F. oxysporum* Schlecht. e *F. solani* (Mart.) Sacc., juntamente com *F. tricinctum* (Corda) Sacc., este último menos frequente. Os sintomas reflexos na parte aérea são caracterizados pelo amarelecimento e queda excessiva das folhas, estagnação do crescimento, morte parcial e, em casos mais graves, morte prematura da planta (Poletto et al., 2006; Poletto et al., 2007). A podridão de raízes pode ocorrer tanto em sementeiras, como em mudas recém-plantadas, comumente chamadas de damping off de pré e pós emergência (Poletto et al., 2005; Poletto et al., 2006; Poletto et al., 2007). Se não for controlada, a doença pode se manifestar na forma de reboleira, atingindo áreas maiores no plantio (Poletto, 2010).

O fungo mitospórico *Fusarium* spp. é considerado habitante do solo e está presente nas mais distintas regiões geográficas, principalmente em regiões tropicais e subtropicais (Burgess

et al., 1996), podendo sobreviver por longos períodos na forma de clamidósporos (Milanesi, 2009). Devida a diversidade relacionada a atributos fisiológicos, morfológicos e ecológicos, o gênero *Fusarium* é conhecido pela ampla variabilidade genética (Burgess et al., 1996; Oliveira; Costa, 2002), podendo causar doenças em diversos hospedeiros de importância econômica, como grãos (podridão radicular vermelha em soja causada por *F. solani*; *Giberella* em trigo e milho causada por diferentes membros do complexo de espécies *F. graminearum* (FGSC), frutíferas (mal-do-panamá da bananeira causado por *F. oxysporum* f. sp. *cubense*; malformação da mangueira causada por *F. magiferae*) e olerícolas (murcha-de-fusário em tomateiro causado por *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*) (Michereff et al., 2005). Em espécies florestais, esse patógeno é responsável por diversas podridões de raízes, causando sintomas de damping-off de pré e pós-emergência e redução da germinação de sementes em viveiros de coníferas (Martín-Pinto et al., 2008), como o pínus (Maciel et al., 2013).

As espécies de *Fusarium* produzem macroconídios hialinos, geralmente septados e os microconídios podem apresentar-se de diferentes formas: ovais, reniformes, obovoídes, com a base truncada, piriformes, napiformes ou globosos. Os clamidósporos podem ser presentes ou ausentes (Hawksworth et al., 1995). A temperatura ótima de crescimento micelial para esse patógeno situa-se em torno de 25 °C em luz contínua, já a esporulação ocorre a 30 °C no escuro (Singh et al., 2017). Áreas com elevada incidência luminosa, alto teor de matéria orgânica no solo e umidade excessiva favorecem a população de *Fusarium* spp., agravando a doença (Poletto, 2008).

O manejo preventivo da fusariose da erva-mate baseia-se na desinfestação do substrato e na drenagem das áreas, a fim de evitar o acúmulo de água no solo. A retirada de plântulas sintomáticas também é utilizada como uma forma de conter a disseminação do patógeno. Após a detecção da doença no campo, o controle químico foi relatado por Grigoletti; Auer (1996) como sendo pouco eficiente.

Em experimentos *in vitro*, Poletto (2008) concluiu que isolados de *Trichoderma* sp. foram eficientes na supressão de *Fusarium* sp., impedindo quase que totalmente o crescimento do patógeno. No entanto, em experimentos de biocontrole em ervais contaminados pela fusariose, este autor verificou que a introdução de produtos comerciais à base de *Trichoderma* no solo não foi eficiente no estabelecimento de uma população antagonista significativa para a supressão do patógeno. Algumas hipóteses que explicam o insucesso do tratamento foram levantadas pelo autor, como a viabilidade e adaptação do antagonista ao meio inserido (pH, nutrientes, temperatura e umidade desfavoráveis ao agente benéfico), a presença de exsudatos radiculares da erva-mate e a ausência de inoculações frequentes de *Trichoderma* na área. Estudos adicionais precisam ser realizados para melhorar o conhecimento sobre o comportamento do antagonista no ambiente dos ervais.

Cancro-da-teca

As principais doenças que afetam a cultura da teca são a ferrugem (*Olivea tectonae*), murcha-de-ceratocystis (*Ceratocystis fimbriata*) e o cancro-da-teca causado por *Lasiodiplodia theobromae* (Caldeira et al., 2014; Borges et al., 2018).

L. theobromae é um fitopatógeno cosmopolita, polífago e oportunista, com pouca especialização patogênica (Punithalingam, 1980). Além da teca, *L. theobromae* ataca várias espécies perenes, como cacau, eucalipto, manga e seringueira causando sintomas de murcha, cancro, podridão basal de frutos e do tronco, secamento, morte dos ramos e morte da planta (Cardoso et al., 1998).

O controle químico para este tipo de doença utilizado isoladamente é pouco eficiente, necessitando da adoção de outras medidas de controle para o manejo da doença. Devido a isso, Borges et al., (2018) avaliou o efeito *in vitro* e *in vivo* de diversos isolados de *Trichoderma* spp. no controle do cancro-da-teca. No teste *in vitro*, os isolados de *Trichoderma* spp. inibiram o crescimento micelial de alguns isolados de *L. theobromae*. Quando esses isolados foram avaliados *in vivo*, de forma preventiva, observou-se variação nos níveis de controle, dependendo do isolado de *L. theobromae* e da interação antagonista-clone. Novas pesquisas precisam ser realizadas para elucidar estes questionamentos.

Mela-de-rhizoctonia do eucalipto

A mela-de-rhizoctonia, causada pelo fungo *Rhizoctonia solani* Kühn (*Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk) é um dos principais patógenos que ocorrem na cultura do eucalipto (*Eucalyptus* spp.). A doença se inicia nas folhas de ramos rasteiros, por meio de crescimento micelial epifítico a partir de solo infestado. Posteriormente, ataca as folhas de ramos superiores, causando a queima ascendente na copa (Kunieda-Alonso et al., 2005). Mudas produzidas por meio de estaquia em casa de vegetação são vulneráveis à incidência de *R. solani* causando apodrecimento de estacas durante o enraizamento (Sanfuentes et al., 2002).

Atualmente não existe fungicidas registrados para a controle de *R. solani* na eucaliptocultura. Além disso, os fungicidas possuem baixa eficiência de controle impossibilitando o seu uso na propagação clonal de *Eucalyptus* spp. (Silveira, 1996). Com isso, estudos de controle biológico utilizando espécies de *Trichoderma* podem ser promissores.

O efeito da incorporação no solo de jardim clonal de isolados de antagonistas e de compostos de casca e folhas de eucalipto, visando à supressão de *Rhizoctonia* spp. foi avaliado para buscar o controle da mela-de-rhizoctonia. *T. inhamatum*, e alguns tipos de compostos de casca de eucalipto apresentam potencial para serem utilizados na supressão de *Rhizoctonia* spp. em solos de jardim clonal de eucalipto (Sanfuentes et al., 2002). Um sistema para o encapsulamento de *T. inhamatum* em grânulos de alginato de sódio foi avaliado para o controle da

doença em estacas/miniestacas de *Eucalyptus* spp. para o enraizamento. Os resultados obtidos demonstraram o efeito do antagonista *T. inhamatum* na supressão da atividade saprofítica de *R. solani*. Houve uma grande variação no nível de supressão em resposta as diferentes fontes alimentares na formulação, sendo a veiculação de isolados de *Trichoderma* spp. em grânulos de alginato de sódio, contendo farelo de trigo como fonte alimentar na concentração de 50 a 60 g/l, aplicados para permitir pelo menos 18 dias de competição, foi uma excelente forma de controle biológico de *R. solani* (Mafia et al., 2003). A sobrevivência de micélio e escleródios de *R. solani* em restos de cultura de eucalipto (*Eucalyptus* spp.) e a eficiência de alguns isolados de *T. longibrachiatum* e *T. inhamatum*, comprovadamente antagonísticos a *R. solani*, em reduzir a sobrevivência do patógeno, foram avaliados em condições de campo. Os resultados foram promissores, pois os isolados de *Trichoderma* spp. não interferiram na sobrevivência de *R. solani* em folhas infectadas de eucalipto, porém reduziram a viabilidade dos escleródios do patógeno, equiparando-se ao tratamento com fungicida captan + cloro (Kunieda-Alonso et al., 2005).

Mancha-foliar de *Cylindrocladium* do eucalipto

A mancha-foliar de *Cylindrocladium*, causada pelo fungo *Cylindrocladium* spp. tem sido observada em plantios comerciais e viveiros de mudas clonais de eucalipto de Norte a Sul do Brasil. O patógeno possui a habilidade de sobreviver saprofiticamente no solo por meio de escleródios, sendo disseminado por respingos de chuva que atingem folhas e ramos do terço inferior da copa das árvores (Ferreira, 1989; (Alfenas, 2009).

Essa doença é favorecida por condições de alta temperatura, em torno de 26 °C e umidade relativa superior a 80% (Alfenas, 2009). Os sintomas são caracterizados por lesões necróticas escuras, circulares e alongadas que se iniciam no ápice do limbo foliar e progridem em direção à nervura principal (Santos et al., 2001). Os sinais do patógeno (conidióforos e conídios) são encontrados na face abaxial das folhas, representados por um crescimento esbranquiçado nessas áreas (Alfenas, 2009). Com o progresso da doença, desfolhas severas podem ser observadas (Santos et al., 2001).

O uso de antagonistas biológicos como *Trichoderma* spp. tem apresentado bons resultados no controle da mancha-foliar de *Cylindrocladium* em eucalipto. Maciel et al. (2012) testaram a eficiência *in vitro* de bioprotetores comerciais e isolados de *Trichoderma* spp. e avaliaram a ação *in vivo* dos bioprotetores comerciais no controle de *C. candelabrum* em mudas de *Eucalyptus saligna*. Esses autores concluíram que o produto comercial Trichodel apresentou desempenho satisfatório nos ensaios de confrontação direta e de supressão da mancha-foliar em folhas destacadas, bem como teve resultados positivos na redução dos danos causados pelo fungo em mudas de *E. saligna* no viveiro. Carvalho Filho et al. (2008b) também observaram

que os isolados de *Trichoderma* spp. reduziram o crescimento *in vitro* de *C. scoparium*, demonstrando que o uso do biocontrole pode ser uma ferramenta importante no controle de doenças de plantas no setor florestal.

Tratamento de sementes de pínus visando o controle de *Fusarium*

A demanda de sementes e mudas florestais é crescente, pois constitui em insumo básico nos programas de recuperação e/ou conservação de ecossistemas, e reflorestamentos para fins comerciais (Santos et al., 2011). Implica, também, na necessidade de se conhecer e controlar os patógenos veiculados pelas sementes, os quais podem causar danos na produção de mudas e disseminação de patógenos para áreas novas (Santos et al., 2011). Dentre as formas de controle existentes, o uso de agentes de biocontrole contra patógenos associados às sementes é relevante, pois pode alcançar grande eficácia (Whipps, 2001), o que é de grande interesse, visto que há falta de produtos químicos registrados para culturas florestais (Santos et al., 2011).

Carmo (2017), em pínus, demonstrou que *T. atroviride* inibiu o crescimento micelial de *Fusarium* spp. e promoveu o crescimento inicial de plântulas de pínus oriundas de sementes microbiolizadas. Nos ensaios *in vitro*, conduzidos por Carmo (2017) em confrontação entre *Trichoderma* sp. e *Fusarium* spp., o antagonista foi capaz de inibir até 78 % do crescimento micelial de *F. meridionale*, 68,4 % de isolados do complexo *F. fujikuroi*, e 71,5 % de *F. oxysporum*.

Para parâmetros de crescimento de mudas, o diâmetro de coleto e a relação diâmetro de coleto e comprimento aéreo foram melhores em plântulas de *P. taeda* e *P. elliottii* oriundas de sementes tratadas com *T. atroviride*. Estas plântulas apresentaram incremento do comprimento aéreo, do diâmetro de coleto e na relação comprimento aéreo e diâmetro de coleto, comprovando o potencial do uso desses microrganismos (Carmo, 2017). Mais especificamente sobre a forma de ação da espécie *T. atroviride*, atribui-se a capacidade de produção e degradação do ácido indol acético (AIA) (Gravel et al., 2007; Carvalho Filho et al., 2008a).

Considerações finais

O biocontrole de fitopatógenos é uma ferramenta pouco utilizada nos plantios florestais, no entanto, pode ser considerada uma alternativa às práticas de controle tradicionais. A aplicação de agentes antagonistas em locais com incidência de doenças causadas por patógenos habitantes de solo pode ser considerada uma opção para a redução do potencial de inóculo nessas áreas.

Com relação ao tratamento de sementes florestais, os estudos demonstram a possibilidade do uso em produção massal de mudas em viveiros, melhorando a qualidade das mudas e, consequentemente, influenciando na capacidade das mesmas em sobreviverem a condições adversas.

O desenvolvimento inicial das plântulas é uma fase sensível em que as mudas estão mais expostas a patógenos. Dessa forma, a presença de *Trichoderma* spp. que afeta positivamente o crescimento inicial das plântulas, proporciona plântulas mais vigorosas e, conseqüentemente, menos suscetíveis ao ataque de patógenos.

Em vista disso, maiores estudos devem ser realizados, como forma de promover a maximização do uso do biocontrole no setor florestal, uma vez que informações sobre resultados do uso de *Trichoderma* spp. no controle de doenças à campo ainda são escassas na literatura nacional e internacional.

Referências

- ALFENAS, R. F. **Produção de inóculo de *Cylindrocladium pteridis* em condições controladas**. Viçosa, 2009. 36 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- ARANZAZU, F.; CÁRDENAS, J.; MUJICA, J.; GÓMEZ, R. **Manejo de las llagas radicales (*Rosellinia* sp.)**. Santa Fé de Bogotá: ICA, 1999. (Boletín de Sanidad Vegetal).
- AUER, C. G.; GOMES, N. S. B.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. **A armilariose em pinus no Brasil**. Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 5 p. (Embrapa Florestas. Comunicado Técnico, 117).
- AUER, C. G.; GRIGOLETTI A. J. **Doenças registradas em *Araucaria angustifolia* e *Pinus* spp. nos estados do Paraná e de Santa Catarina**. Colombo: Embrapa Florestas, 1997. 3 p. (Embrapa Florestas. Pesquisa em andamento, 31).
- AUER, C. G.; SANTOS, A. F. Doenças dos pinheiros. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Org.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 5. ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016. v. 2, p. 595-602.
- BORGES, R. C. F.; MARQUES, E.; MACEDO, M. A.; MARTINS, I.; SILVA FILHO, J. G.; MELLO, S. C. M. Biocontrol of teak canker caused by *Lasiodiplodia theobromae*. **Revista Árvore**, v. 42, n. 3, p. 1-9, 2018.
- BURGESS, L. W.; SUMMERELL, B. A.; BACKHOUSE, D.; BENYON, F.; LEVIC, J. Biodiversity and population studies in *Fusarium Sydowia*, v. 48, n. 1, p. 1-11, 1996.
- CALDEIRA, S. F.; SANTOS, A. F.; AUER, C. G. Doenças da teca. In: GASPAROTTO, L.; BENTES, J. L. S.; PEREIRA, J. C. R. **Doenças de espécies florestais arbóreas nativas e exóticas na Amazônia**. Brasília: Embrapa Florestas, 2014. p. 171-194.
- CARDOSO, J. E.; FREIRE, F. C. O.; SÁ, F. T. Disseminação e controle de resinose em troncos de cajueiro decepados para substituição de copa. **Fitopatologia Brasileira**, v. 23, n. 1, p. 48-50, 1998.
- CARMO, A. L. ***Fusarium* em sementes de pinus no Brasil: distribuição, patogenicidade, identificação de espécies e controle biológico**. 2017. 89 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- CARVALHO FILHO, M. R.; MELLO, S. C. M. de; SANTOS, R. P. dos; MENÉZES, J. E. **Avaliação de isolados de *Trichoderma* na promoção de crescimento, produção de ácido indolacético in vitro e colonização endofítica de mudas de eucalipto**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2008a. 16 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 226).
- CARVALHO FILHO, M. R.; MENÉZES, J. E.; MELLO, S. C. M. de; SANTOS, R. P. dos. **Avaliação de isolados de *Trichoderma* no controle da mancha foliar do eucalipto in vitro e quanto a esporulação em dois substratos sólidos**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2008b. 22 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 225).
- FERREIRA, F. A. **Patologia florestal: principais doenças florestais no Brasil**. Viçosa: SIF, 1989. 570 p.

FOX, R. T. V. Biology and life cycle. In: FOX, R. T. V. (Ed.). *Armillaria root rot: biology and control of honey fungus*. Andover: CABI, 2000, p. 1-42.

FUZITANI, E. J.; SANTOS, A. F.; DAMATTO JUNIOR, E. R.; NOMURA, E. S.; KALIL FILHO, A. N. Inoculation methods, aggressiveness of isolates and resistance of peach palm progenies to *Phytophthora palmivora*. *Summa Phytopathologica*, v. 44, n. 3, p. 213-217, 2018.

FUZITANI, E. J. **Controle Biológico da podridão da base do estipe (*Phytophthora palmivora*) em pupunheira com espécies de *Trichoderma***. 2018. 112 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

FUZITANI, E. J.; SANTOS, A. F.; MORAES, W. S.; DAMATTO JUNIOR, E. R.; NOMURA, E. S. Eficiência de fosfitos no controle da podridão da base do estipe em mudas de pupunheira. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 35, n. 4, p. 1000-1006, 2013.

GOMES, N. S. B. **Armillaríose em *Pinus elliottii***: etiologia, determinação de danos e medidas de controle, nos estados do Paraná e de Santa Catarina. 2005. 96 f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal) - Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

GOMES, N. S. B.; AUER, C. G. Potencial antagonístico de *Bacillus subtilis* e *Trichoderma* sp. *in vitro* contra *Armillaria* sp. *Summa Phytopathologica*, v. 29, n. 1, p. 61-62, 2003.

GRAVEL, V.; ANTOUN, H.; TWEDDELL, R. J. Growth stimulation and fruit yield improvement of greenhouse tomato plants by inoculation with *Pseudomonas putida* or *Trichoderma atroviride*: possible role of indole acetic acid (IAA). *Soil Biology and Biochemistry*, v. 39, p. 1968-1977, 2007.

GRIGOLETTI, A. J.; AUER, C. G. **Doenças da erva-mate**: identificação e controle. Colombo: Embrapa Florestas, 1996. 18 p. (Embrapa Florestas. Circular Técnica, 25).

HAWKSWORTH, D. L.; KIRK, P. M.; SUTTON, B. C.; PEGLER, D. N. **Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi**. Oxon: CAB international, 1995. 650 p.

HOOPEN, G. M. T.; KRAUSS, U. Biology and control of *Rosellinia bunodes*, *Rosellinia necatrix* and *Rosellinia pepo*: A review. *Crop Protection*, v. 25, n. 2, p. 89-107, 2006.

IBÁ - INDÚSTRIA BRASILEIRA DE ÁRVORES, 2017. **Relatório 2017**. Disponível em: <https://iba.org/images/shared/Biblioteca/IBA_RelatorioAnual2017.pdf>. Acesso em: nov. 2018.

IVORY, M. H. **Diseases and disorders of pines in the tropics**: a field and laboratory manual. Oxford: Oxford Forest Institute, 1987. 92 p.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; MINTER, D. W.; STALPERS, J. A. **Ainsworth & Bisby's dictionary of the fungi**. Wallingford: CABI, 2008. 771 p.

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*, v. 41, n. 1, p. 1-9, 2018.

KUNIEDA-ALONSO, S.; ALFENAS, A. C.; MAFFIA, L. A. Sobrevivência de micélio e escleródios de *Rhizoctonia solani* tratados com *Trichoderma* spp., em restos de cultura de *Eucalyptus* sp. *Fitopatologia Brasileira*, v. 30, n. 2, p. 164-168, 2005.

LISBOA, B. B.; BOCHESSE, C. C.; VARGAS, L. K.; SILVEIRA, J. R. P.; RADIN, B.; OLIVEIRA, A. M. R. Eficiência de *Trichoderma harzianum* e *Gliocladium viride* na redução da incidência de *Botrytis cinerea* em tomateiro cultivado sob ambiente protegido. *Revista Ciência Rural*, v. 37, n. 5, p. 1255-1260, 2007.

MACIEL, C. G.; LAZAROTTO, M.; MEZZOMO, R.; POLETO, I.; MUNIZ, M. F. B.; LIPPERT, D. B. *Trichoderma* spp. no biocontrole de *Cylindrocylindrium candelabrum* em mudas de *Eucalyptus saligna*. *Revista Árvore*, v. 36, n. 5, p. 825-832, 2012.

MACIEL, C. G.; MUNIZ, M. F. B.; MILANESI, P. M.; LAZAROTTO, M.; BLUME, E.; HARAKAVA, R.; REINIGER, L. R. S.; HAMANN, F. A. First report of *Fusarium sambucinum* associated on *Pinus elliottii* seeds in Brazil. *Plant Disease*, v. 97, n. 7, p. 995, 2013.

MAFIA, R. G.; ALFENAS, A. C.; MAFFIA, L. A.; VENTURA, G. M.; SANFUEENTES, E. A. Encapsulamento de *Trichoderma inhamatum* para o controle biológico de *Rhizoctonia solani* na propagação clonal de *Eucalyptus*. *Fitopatologia Brasileira*, v. 28, n. 1, p. 101-105, 2003.

- MARTÍN-PINTO, P.; PAJARES, J.; DÍEZ, J. Pathogenicity of *Fusarium verticillioides* and *Fusarium oxysporum* on *Pinus nigra* seedlings in northwest Spain. **Forest Pathology**, v. 38, n. 2, p. 78-82, 2008.
- MAY, L. C. Uma amilariose em *Pinus elliottii* engel. **Silvicultura em São Paulo**, v. 1, n. 1, p. 71-84, 1962.
- MAY-DE-MIO, L. L.; SANTOS, A. F.; AMORIM, L. Doenças do álamo. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Org.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 5. ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016. v. 2, p. 23-27.
- MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE, 2005. 398 p.
- MILANESI, P. M. **Caracterização, toxicidade e patogenicidade de *Fusarium* spp. em genótipos de soja em sistema de plantio direto**. 2009. 91 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.
- MORAES, W. S.; FUZITANI, E. J.; SANTOS, A. F. Aspectos fitossanitários do cultivo da pupunheira (*Bactris gasipaes* Kunth) no Vale do Ribeira. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DA PUPUNHEIRA, 1., 2011, Ilhéus. **Anais... Ilhéus: CEPLAC/CEPEC**, 2011.
- MUNNECKE, D. E.; KOLBEZEN, M. J.; WILBUR, W. D.; OHR, H. D. Interactions involved in controlling *Armillaria mellea*. **Plant Disease**, v. 65, n. 5, p. 384-389, 1981.
- MUNNECKE, D. E.; WILBER, W. D.; DARLET, E. F. Effects of methyl bromide or carbon disulfide on *Armillaria* and *Trichoderma* growing on agar medium and relation to survival of *Armillaria* in soil following fumigation. **Phytopathology**, v. 63, p. 1352-1357, 1973.
- NASHWA, M. A.; SALLAM, K. A. M.; ABO-EIYOUSR, HASSAN, M. A. E. Evaluation of *Trichoderma* species as biocontrol agents for damping-off and wilt diseases of *Phaseolus vulgaris* L. and efficacy of suggested formula. **Egyptian Journal Phytopathology**, v. 36, p. 81-93, 2008.
- OLIVEIRA, V. C.; COSTA, J. L. S. Análise de restrição de DNA ribossomal amplificado (ARDRA) pode diferenciar *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli* de *F. solani* f. sp. *glycines*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, n. 6, p. 631-634, 2002.
- PARIAUD, B.; RAVIGNÉ, V.; HALKETT, F.; GOYEAU, H.; CARLIER, J.; LANNOU, C. Aggressiveness and its role in the adaptation of plant pathogens. **Plant Pathology**, v. 58, n. 3, p. 409-429, 2009.
- PASINI, L.; PRODORUTTI, D.; PASTORELLI, S.; PERTOT, I. Genetic diversity and biocontrol of *Rosellinia necatrix* infecting apple in Northern Italy. **Plant Disease**, v. 100, n. 2, p. 444-452, 2016.
- PEGLER, D. N. Taxonomy, nomenclature and description of *Armillaria*. In: FOX, R. T. V. (Ed.). ***Armillaria* root rot: biology and control of honey fungus**. Andover: Intercept Press, 2000. p. 81-93.
- PENTEADO JÚNIOR, J. F.; SANTOS, A. F.; NEVES, E. J. M. **Aspectos do agronegócio do palmito de pupunha no Brasil**. Colombo: Embrapa Florestas, 2014. 21 p.
- POLETO, I. **Caracterização e manejo do patossistema erva-mate/podridão-de-raízes**. 2010. 101 f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal)– Departamento de Engenharia Florestal, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.
- POLETO, I. **Nutrição, sombreamento e antagonismo biológico no controle da podridão-de-raízes da erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hill)**. 2008. 123 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal)– Departamento de Engenharia Florestal, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.
- POLETO, I.; CECONI, D. E.; MUNIZ, M. F. B. Ocorrência de *Fusarium* sp. causando mortalidade de mudas de erva-mate em viveiro na região alta do Vale do Taquari, RS. In: SEMINÁRIO SOBRE REFLORESTAMENTO E RECUPERAÇÃO AMBIENTAL, 1., 2005, Lajeado. **Ambiente e tecnologia: o desenvolvimento sustentável: anais**. Lajeado: UNIVATES, 2005. p. 126-132.
- POLETO, I.; MUNIZ, M. F. B.; CECONI, D. E.; SANTIN, D.; WEBER, M. N. D.; BLUME, E. Zoneamento e identificação de *Fusarium* spp. causador de podridão-de-raízes em plantios de erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hil.) na região do Vale do Taquari-RS. **Ciência Florestal**, v. 16, n. 1, p. 1-10, 2006.
- POLETO, I.; MUNIZ, M. F. B.; CECONI, D. E.; WEBER, M. N. D.; BLUME, E. Primeira ocorrência de *Pythium* sp. e *Rhizoctonia* sp. causando podridão-de-raízes em erva-mate no Rio Grande do Sul. **Ciência Florestal**, v. 17, n. 1, p. 65-71, 2007.
- PUNITHALINGAM, E. **Plant diseases attributed to *Botryodiplodia theobromae***. Vaduz: Pat. J. Cramer, 1980. 123 p.

- RAZIQ, F. Biological and integrated control of *Armillaria* root rot. In: FOX, R. T. V. (Ed.). *Armillaria root rot: biology and control of honey fungus*. Andover: Intercept Limited, 2000. p. 183-201.
- RISHBETH, J. Effects of soil temperature and atmosphere on growth of *Armillaria* rhizomorphs. *Transactions of the British Mycological Society*, v. 70, n. 2, p. 213-220, 1978.
- RISHBETH, J. The growth rate of *Armillaria mellea*. *Transactions of the British Mycological Society*, v. 51, n. 3-4, p. 575-586, 1968.
- RUANO-ROSA, D.; DEL MORAL NAVARRETE, L.; LOPEZ HERRERA, C. J. Selection of *Trichoderma* spp. isolates antagonistic to *Rosellinia necatrix*. *Spanish Journal of Agriculture Research*, v. 8, n. 4, p. 1084-1097, 2010.
- SACCAS, A. M. Les *Rosellinia* des caféiers en Oubangui-Chari. *L'Agronomie Tropicale*, v. 11, n. 551-595, p. 353-367, 1956.
- SANFUEENTES, E. A.; ALFENAS, A. C.; MAFFIA, L. A.; SILVEIRA, S. F.; PENCHEL, R.; SARTORIO, R. C. Supressão da atividade saprofítica de *Rhizoctonia* spp. em solos de jardim clonal de *Eucalyptus*. *Fitopatologia Brasileira*, v. 27, n. 5, p. 461-467, 2002.
- SANTOS, A. F.; TESSMANN, D. J.; VIDA, J. B. Doenças das palmeiras para palmito. In: SANTOS, A. F.; CORRÊA JÚNIOR, C.; NEVES, E. J. M. *Palmeiras para produção de palmito - juçara, pupunheira e palmeira real*. Colombo: Embrapa Florestas, 2008. p. 106-120.
- SANTOS, A. F.; AUER, C. G.; GRIGOLETTI JR, A. *Doenças do eucalipto no sul do Brasil: identificação e controle*. Colombo: Embrapa Florestas, 2001. 20 p.
- SANTOS, A. F.; THOMAZI, H.; DUARTE, H. S. S.; MACHADO, E. B.; TESSMANN, D. J. First report of root rot caused by *Rosellinia bunodes* on a poplar species (*Populus deltoides*) in Brazil. *Plant Disease*, v. 101, n. 4, p. 642, 2017.
- SANTOS, A. F.; PARISI, J. J. D.; MENTEN, J. O. M. *Patologia de sementes florestais*. Colombo: Embrapa Florestas, 2011. 236 p.
- SCOLFORO, J. R. S.; FERRAZ FILHO, A. C. A expansão florestal brasileira. In: *NÚCLEO DE ESTUDOS EM FITOPATOLOGIA (Org.) Patologia florestal: desafios e perspectivas*. São Carlos: Suprema Gráfica e Editora, 2013. p. 19-33.
- SILVEIRA, S. F. *Etiologia e controle da mela de estacas e da queima de folhas de eucalipto, causada por Rhizoctonia spp.* 1996. Tese (Doutorado em Fitopatologia)- Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- SINGH, S.; RANI, U.; TIWANA, U. S.; SIGNH, D. P.; ASMITA, S. Investigation of optimum conditions for the growth of *Fusarium solani* EGY1 causing root rot of guar (*Cyamopsis tetragonoloba* L.). *Journal of Applied and Natural Science*, v. 9, n. 4, p. 2249-2254, 2017.
- SIVANESAN, A.; HOLLIDAY, P. *Rosellinia necatrix*. Description of pathogenic fungi and bacteria. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1972. 351 p.
- SZTEJNBERG, A.; FREEMAN, S.; CHET, I.; KATAN, J. Control of *Rosellinia necatrix* in soil and in apple orchard by solarization and *Trichoderma harzianum*. *Plant Disease*, v. 71, n. 1, p. 365-369, 1987.
- TEIXEIRA, H.; PAULA JÚNIOR, T. J.; VIEIRA, R. F.; SILVA, M. B.; FERRO, C. G.; LEHNER, M. S. *Trichoderma* spp. decrease *Fusarium* root rot in common bean. *Summa Phytopathologica*, v. 3, n. 4, p. 334-336, 2012.
- THOMAZI, H. *Caracterização morfofisiológica, sintomatológica, patogenicidade e biocontrole de Rosellinia bunodes em álamo*. 2015. 95 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- VALDEBENITO-SANHUEZA, R. M. Estratégias de controle das armilarioses. In: SEMINÁRIO SOBRE A ARMILARIOSE EM PINUS SPP., 1, 2003, Curitiba. *Anais...*. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 CD-ROM.
- VINALE, F.; SIVASITHAMPARAM, K.; GHISALBERTI, E. L.; MARRA, R.; WOO, S. L.; LORITO, M. *Trichoderma*-plant-pathogen interactions. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 40, n. 1, p. 1-10, 2008.
- VOLK, T. J.; BURDSALL JR, H. H. *A nomenclatural study of Armillaria and Armillariella species (Basidiomycotina, Tricholomataceae)*. Oslo: Fungiflora, 1995. 121 p. (Synopsis Fungorum, 8).
- VOLPE, H. L. *Caracterização morfofisiológica e molecular de Phytophthora palmivora da pupunheira*. 2016. 66 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia)- Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.
- WATERSTON, J. M. Observations on the parasitism of *Rosellinia pepo* Pat. *Tropical Agriculture*, v. 18, p. 174-184, 1941.
- WHIPPS, J. M. Microbial interactions and biocontrol in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, v. 52, n. 1, p. 487-511, 2001.