



Antagonismo in vitro de espécies de *Trichoderma* contra fungos fitopatogênicos florestais

Riani Grimes¹, Gabriela Carolina dos Santos², André Luiz Graf Júnior², João Batista Tolentino Júnior², Adriana Terumi Itako^{2*}

¹Universidade Federal de Santa Catarina, Curso de Engenharia Florestal, Campus de Curitibanos, Rodovia Ulisses Gaboardi, Km 3, CEP 89520-000, Curitibanos, SC, Brasil

²Universidade Federal de Santa Catarina, Programa de Pós-Graduação em Ecossistemas Agrícolas e Naturais, Campus de Curitibanos, Rodovia Ulisses Gaboardi, Km 3, CEP 89520-000, Curitibanos, SC, Brasil

*Autor correspondente:
adriana.itako@ufsc.br

Termos para indexação:

Controle biológico
Biocontrol
Propriedades bioativas

Index terms:

Biological control
Biocontrol
Bioactive properties

Histórico do artigo:

Recebido em 20/07/2020
Aprovado em 04/03/2022
Publicado em 07/07/2023

Resumo - O objetivo desse trabalho foi avaliar o potencial de isolados de *Trichoderma* no controle de fungos fitopatogênicos de importância florestal. Os testes foram realizados com os fungos patogênicos *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfsii*. Foram utilizados isolados de *Trichoderma* spp. coletados de solos em Brunópolis, Rio do Sul e Curitibanos, em Santa Catarina, e em São Paulo, SP e um isolado obtido de produto comercial (controle positivo). Foi realizado teste de pareamento em placas e as avaliações foram realizadas diariamente. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 5 repetições. Foi calculada a área abaixo da curva de crescimento micelial e a porcentagem de inibição. Os dados foram submetidos à análise de variância e ao teste de Tukey a 5% de probabilidade. Em todos os tratamentos, o crescimento micelial diferiu do controle, com exceção de *S. rolfsii*, onde apenas o isolado de Curitibanos, SC mostrou inibição. Para os outros patógenos, a inibição variou de 46,8% a 75,5%. Em relação ao diâmetro das colônias do último dia, a inibição foi de 56,2% a 87,0%. Os isolados do gênero *Trichoderma* apresentaram elevado potencial como inibidores para algumas espécies de fungos fitopatogênicos.

In vitro antagonism of *Trichoderma* species against forest phytopathogenic fungi



Abstract - The objective of this work was to evaluate the potential of *Trichoderma* isolates to control phytopathogenic fungi of forest importance. The tests were performed with *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. and *Sclerotium rolfsii*. We used *Trichoderma* spp. collected from soils in Brunópolis, Rio do Sul and Curitibanos in Santa Catarina State, and in São Paulo, SP and from a commercial product (positive control). Pairing culture technique was carried out and evaluations were conducted out through daily measurements. The experimental design was completely randomized, with 5 replications. The area under the disease progress curve and the percentage of inhibition were calculated. The data were submitted to analysis of variance and Tukey's test at 5% probability. In all treatments, mycelial growth differed from the absolute control, except for the fungus *S. rolfsii* where only the Curitibanos' isolate showed inhibition. For the other pathogens, inhibition ranged from 46.8% to 75.5%. Regarding the diameter of the colonies, the inhibition varied from 56.2% to 87.0%. The isolates of the genus *Trichoderma* have high potential as inhibitors of some phytopathogens species.

Introdução

As áreas de florestas plantadas vêm aumentando em todo o mundo, devido ao aumento da taxa de desmatamento e da demanda por celulose, papel e biocombustíveis. Além disso, os reflorestamentos podem compensar impactos negativos das mudanças climáticas (Santopuoli et al., 2016). Segundo o IBGE (2021), o Brasil apresenta uma das maiores áreas de plantios florestais do mundo, com mais de 9,9 milhões de ha em 2019. As principais espécies plantadas são dos gêneros *Eucalyptus* e *Pinus*. O aumento da extensão de plantio favorece a incidência de doenças fúngicas e bacterianas, que podem proporcionar perdas significativas em viveiros de mudas e em campo (Zauza & Ferreira, 2013).

Dentre os grupos de patógenos que infectam plantas, os patógenos fúngicos são considerados os mais importantes, podendo gerar grandes perdas econômicas (Fernandez-Winzer et al., 2020). Exemplos importantes de patógenos fúngicos florestais são: *Alternaria* sp., causadora de desfolhamento e curvatura dos ponteiros de mudas em espécies florestais; *Botrytis cinerea* Pers.: Fr., que provoca morte de mudas de eucalipto e pinus em reboleiras, com esporulação de coloração cinza sobre as estacas mortas, folhas e brotações; *Cylindrocladium candelabrum* Viégas, que é um patógeno foliar e provoca a redução da área fotossintética e a paralização do crescimento de árvores de eucalipto severamente atacadas; *Pestalotiopsis* sp., que causa manchas nas folhas e podridão dos caules em plantas de eucalipto, reduzindo a produção e proporcionando perdas econômicas; e *Sclerotium rolfii* Sacc., que provoca apodrecimento do colo e o consequente tombamento e morte da planta (Mafia et al., 2007; Auer & Santos, 2011; Santos & Bora, 2011; Zauza & Ferreira, 2013; Oliveira et al., 2014; Schultz et al., 2015; Santos et al., 2020).

Em cultivos florestais, o controle de doenças geralmente é realizado com a aplicação de produtos químicos, considerados altamente tóxicos, cujo uso excessivo ocasiona impactos negativos ao meio ambiente e à saúde humana. Atualmente, ainda existem poucos produtos químicos registrados para espécies florestais, em comparação às espécies agrícolas (Agrofit, 2021). Uma alternativa promissora ao controle químico é o uso do controle biológico nas estratégias de manejo de pragas e doenças, pois vem demonstrando alta eficiência e baixo impacto ambiental (Báez-Vallejo et al., 2020).

O controle biológico propõe o controle de um agente causal de uma doença de planta por um microrganismo antagonista. O gênero de fungo mais utilizado no controle biológico é *Trichoderma*. Este é um fungo filamentosso de crescimento rápido de colônias com micélio branco, recobertas por massas de conídios de coloração verde, encontrado no ecossistema das raízes das plantas no solo. É capaz de controlar doenças de plantas e promover o crescimento vegetal (Meyer et al., 2019; Mazrou et al., 2020; Sridharan et al., 2020).

Dessa forma, o objetivo desse trabalho foi avaliar o potencial in vitro de espécies de *Trichoderma* no controle de alguns fungos fitopatogênicos de importância florestal.

Material e métodos

O experimento foi realizado no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal de Santa Catarina, Campus de Curitibanos, durante o ano de 2019. Os fungos antagonistas do gênero *Trichoderma* e os fungos fitopatogênicos, *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfii* foram obtidos da micoteca do mesmo laboratório (Figura 1) e estavam armazenados pelo método de Castellani (Alfenas & Mafia, 2007).

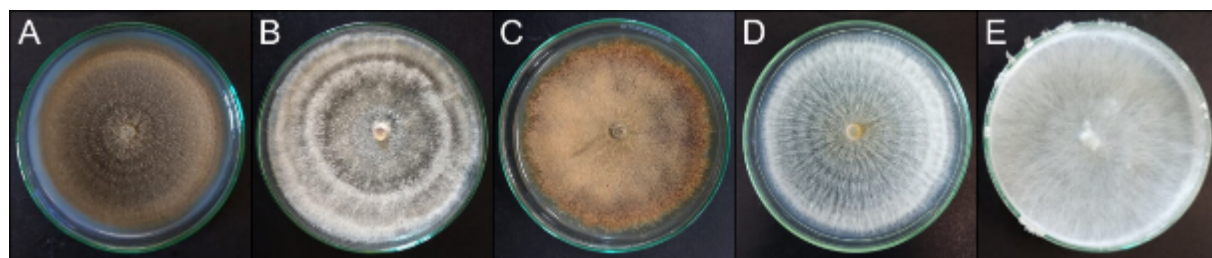
Os isolados de *Trichoderma* foram oriundos de amostras de solo coletadas em estudos anteriores, dos municípios de Brunópolis, Rio do Sul e Curitibanos, SC e de São Paulo, SP. Além desses, foi utilizado, como controle positivo, um isolado de *Trichoderma harzianum*, retirado de um produto comercial (Trichodermax®) (Figura 2).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com 6 tratamentos: 4 isolados de *Trichoderma* (Brunópolis, Rio do Sul, Curitibanos e São Paulo), um controle positivo (produto comercial Trichodermax®) e o controle absoluto, sem a presença de isolado de *Trichoderma*, contendo apenas os fitopatógenos. Foram utilizadas 5 repetições, totalizando 30 placas de Petri para cada tratamento.

Para avaliação do potencial dos isolados de espécies de *Trichoderma* sobre a inibição do crescimento dos fitopatógenos, foi utilizada uma adaptação do método de pareamento em placas de Petri, de acordo com Cassiolo et al. (1997) e Medrado (2019). Foram retirados discos de micélio com 5 mm de diâmetro das colônias dos fungos

fitopatogênicos com sete dias e depositados no centro da placa de Petri contendo BDA (batata-dextrose-ágar). Nesta mesma placa, foram adicionados dois discos de micélio de 5 mm de diâmetro do antagonista, com sete

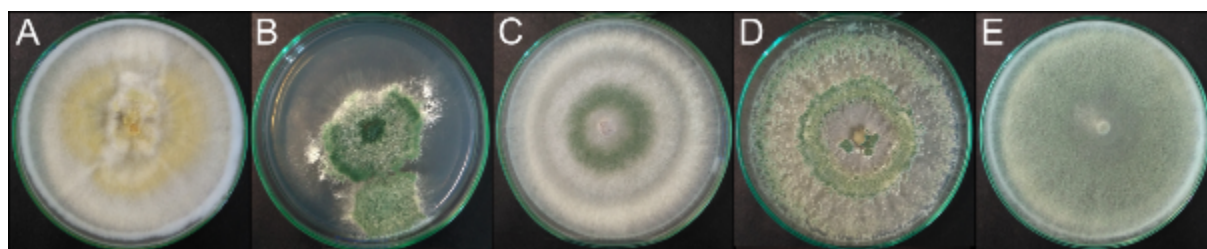
dias, nas extremidades opostas das placas, a 10 mm das bordas, alinhados com o fitopatógeno. As placas de todos os tratamentos foram vedadas e armazenadas em câmara de crescimento a 25 °C e fotoperíodo de 12 h.



Fotos: Adriana Terumi Itako

Figura 1. Colônias de fungos fitopatogênicos em meio batata-dextrose-ágar: (A) *Alternaria* sp.; (B) *Botrytis cinerea*; (C) *Cylindrocladium candelabrum*; (D) *Pestalotiopsis* sp. e (E) *Sclerotium rolfsii*.

Figure 1. Colonies of phytopathogenic fungi on potato-dextrose-agar: (A) *Alternaria* sp.; (B) *Botrytis cinerea*; (C) *Cylindrocladium candelabrum*; (D) *Pestalotiopsis* sp. and (E) *Sclerotium rolfsii*.



Fotos: Adriana Terumi Itako

Figura 2. Colônias de isolados de *Trichoderma* spp. em meio de cultura batata-dextrose-ágar de (A) Brunópolis, SC, (B) produto comercial, (C) Rio do Sul, SC, (D) São Paulo, SP e (E) Curitiba, SC.

Figure 2. Colonies of *Trichoderma* spp. on a potato-dextrose-agar culture medium from (A) Brunópolis, SC, (B) commercial product, (C) Rio do Sul, SC, (D) São Paulo, SP and (E) Curitiba, SC

As avaliações tiveram início 24 h após a instalação do experimento, por meio do cálculo da média entre duas medidas perpendiculares do diâmetro da colônia fúngica do patógeno, sendo realizadas diariamente até que um dos tratamentos cobrisse 80% do diâmetro da placa, ou seja, como a placa tinha 9 cm as medições foram realizadas até 7,2 cm. Devido ao crescimento rápido de *S. rolfsii*, as medições para este fungo foram realizadas duas vezes ao dia.

Foi calculada a área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM), utilizando a Equação 1, conforme proposto por Shaner & Finney (1977).

$$AACCM = \sum \frac{(y_{i+1} + y_i)}{2} \cdot (t_{i+1} - t_i) \quad (1)$$

Onde: y_{i+1} e y_i = valores de crescimento da colônia observados; t_{i+1} e t_i = períodos de avaliação; AACCM = área abaixo da curva de crescimento micelial.

Para o cálculo da porcentagem de inibição da AACCM e do diâmetro medido no último dia da avaliação, foi aplicada a Equação 2, proposta por Nascimento et al. (2013).

$$\text{Porcentagem de inibição} = \frac{\text{crescimento do controle absoluto} - \text{crescimento do tratamento}}{\text{crescimento do controle absoluto}} \cdot 100 \quad (2)$$

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade e à análise de variância e teste de Tukey a 5% de probabilidade no software estatístico R.

Resultados

Em todos os tratamentos, o crescimento micelial diferiu do controle absoluto, com exceção de *Sclerotium rolfsii*, em que apenas o tratamento com o isolado de Curitiba, SC mostrou uma pequena inibição (Tabela 1). Para os fungos *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*,

Cylindrocladium candelabrum e *Pestalotiopsis* sp., a inibição variou de 46,8% até 75,5%, mostrando que houve um atraso na evolução do crescimento micelial dos fungos fitopatogênicos em relação ao controle absoluto, evidenciado pelo cálculo da área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM).

Em relação ao diâmetro das colônias, foi possível observar que todos os isolados de *Trichoderma* inibiram o crescimento de *Alternaria* sp. O isolado mais eficiente na inibição do crescimento micelial foi Curitiba, SC (77,9%) e o menos eficiente foi Brunópolis, SC, com 66,3% (Tabela 2 e Figura 3).

Tabela 1. Inibição (%) da área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM) obtida pelo pareamento em placa de *Trichoderma* com: *Alternaria* sp.; *Botrytis cinerea*; *Cylindrocladium candelabrum*; *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfsii*.

Table 1. Inhibition (%) of the area under the mycelial growth curve (AUMGC) obtained by pairing *Trichoderma* with: *Alternaria* sp.; *Botrytis cinerea*; *Cylindrocladium candelabrum*; *Pestalotiopsis* sp.; and *Sclerotium rolfsii*.

Tratamentos	<i>Alternaria</i> sp.	<i>B. cinerea</i>	<i>C. candelabrum</i>	<i>Pestalotiopsis</i> sp.	<i>S. rolfsii</i>
TEST	0,0 e	0,0 b	0,0 c	0,0 c	0,0 b
TBRU	48,9 d	46,8 a	49,1 b	41,7 ab	10,6 b
TRSU	54,7 c	40,8 a	52,8 b	46,5 ab	9,5 b
TSPO	58,3 bc	65,0 a	64,5 b	49,9 a	12,6 b
TCUR	65,2 a	55,5 a	75,5 a	50,1 a	27,9 a
TCOM	59,8 b	63,9 a	49,6 a	38,4 b	6,5 b
CV (%)	3,9	26,1	11,0	12,1	8,3

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Em que: TEST = controle absoluto; TBRU = Brunópolis, SC; TRSU = Rio do Sul, SC; TSPO = São Paulo, SP; TCUR = Curitiba, SC; TCOM = controle positivo, obtido a partir do isolamento de um produto comercial (Trichodermax®). CV = coeficiente de variação.

Tabela 2. Inibição (%) do crescimento micelial do diâmetro das colônias medido no décimo (último) dia de avaliação pelo pareamento de *Trichoderma* com: *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfsii*.

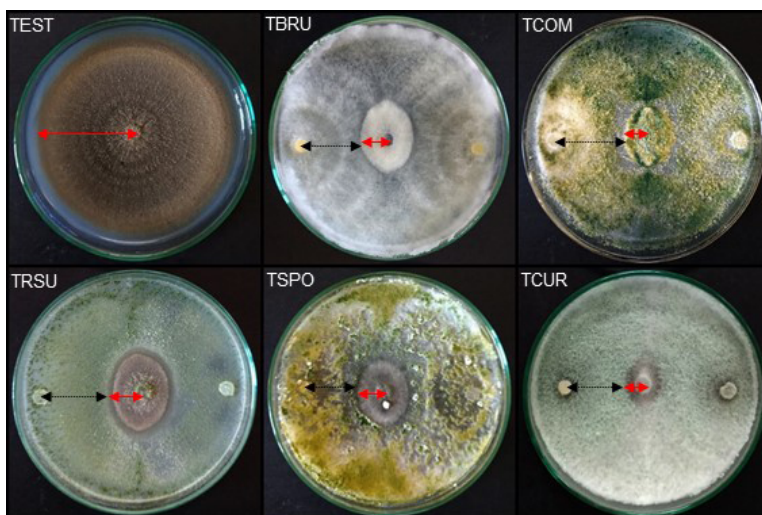
Table 2. Inhibition (%) of the mycelial growth of the diameter of the colonies measured on the tenth (last) day of evaluation by pairing *Trichoderma* with: *Alternaria* sp.; *Botrytis cinerea*; *Cylindrocladium candelabrum*; *Pestalotiopsis* sp.; and *Sclerotium rolfsii*.

Tratamento	<i>Alternaria</i> sp.	<i>B. cinerea</i>	<i>C. candelabrum</i>	<i>Pestalotiopsis</i> sp.	<i>S. rolfsii</i>
TEST	0,0 d	0,0 b	0,0 c	0,0 c	0,0 b
TBRU	66,3 c	62,0 a	68,9 b	56,2 ab	0,0 b
TRSU	70,0 bc	60,1 a	70,4 b	61,7 a	0,0 b
TSPO	72,7 b	76,8 a	79,1 a	65,0 a	0,0 b
TCUR	77,9 a	69,3 a	87,0 a	65,6 a	59,6 a
TCOM	73,9 ab	77,5 a	68,0 b	52,4 b	0,0 b
CV (%)	3,5	14,3	6,0	11,4	20,7

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Em que: TEST = controle absoluto; TBRU = Brunópolis, SC; TRSU = Rio do Sul, SC; TSPO = São Paulo, SP; TCUR = Curitiba, SC; TCOM = controle positivo, obtido a partir do isolamento de um produto comercial (Trichodermax®). CV = coeficiente de variação.

Figura 3. Pareamento do fungo *Alternaria* sp.: com controle absoluto (TEST); e com isolados de *Trichoderma* spp. de Brunópolis, SC (TBRU); do produto comercial - controle positivo (TCOM); de Rio do Sul, SC (TRSU); de São Paulo, SP (TSPO) e de Curitiba, SC (TCUR). A seta de cor preta e tracejada indica a colônia de *Trichoderma* e a seta vermelha em traço contínuo, a colônia do fungo fitopatogênico.

Figure 3. Pairing of *Alternaria* sp. with absolute control (TEST) and against isolates of *Trichoderma* spp. isolated from Brunópolis, SC (TBRU); commercial product (TCOM); Rio do Sul, SC (TRSU); São Paulo, SP (TSPO) and Curitiba, SC (TCUR). The black dashed arrow indicates the *Trichoderma* colony, and the red continuous arrow indicates the colony of the phytopathogenic fungus.



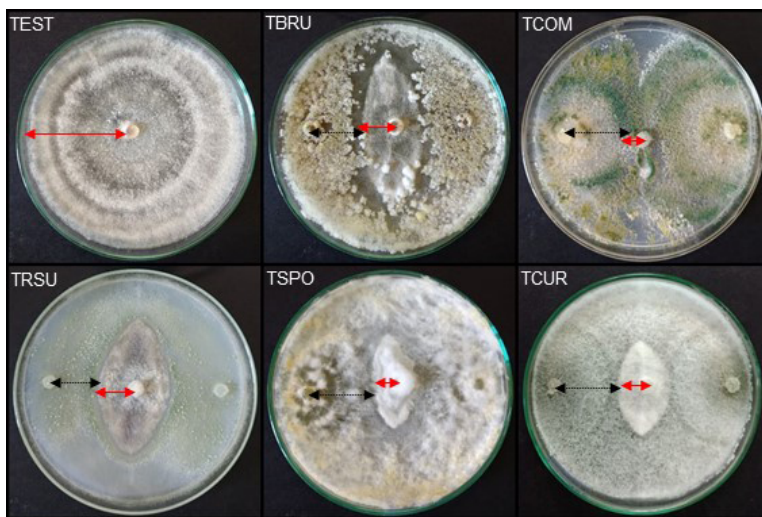
Fotos: Adriana Terumi Itako

Para *B. cinerea*, a porcentagem de inibição do crescimento micelial variou de 60,1% a 77,5%, não havendo diferença significativa entre os isolados de *Trichoderma* (Tabela 2 e

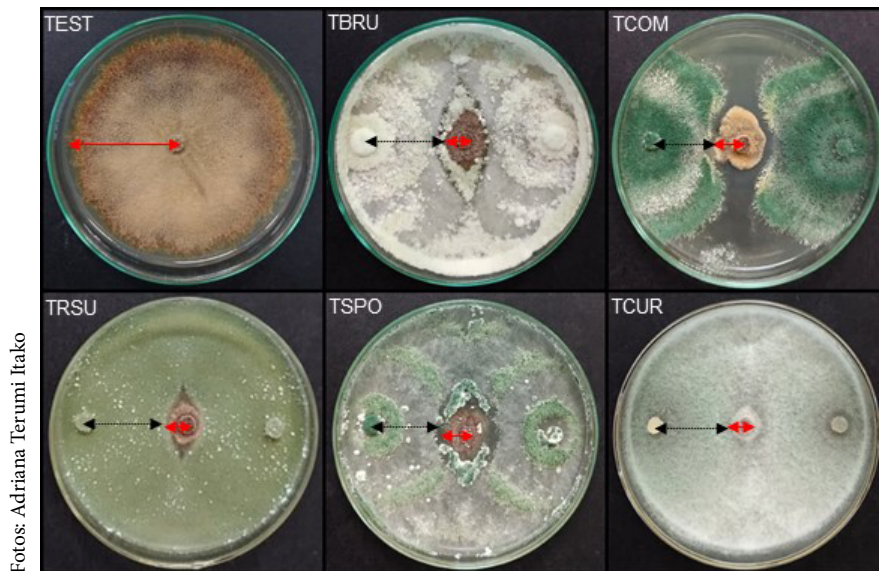
Figura 4). Os isolados que mais inibiram *C. candelabrum* foram Curitiba, SC e São Paulo, SP com 87,0% e 79,1%, respectivamente (Tabela 2 e Figura 5).

Figura 4. Pareamento do fungo *Botrytis cinerea* com controle absoluto (TEST); e com isolados de *Trichoderma* spp. de Brunópolis, SC (TBRU); do produto comercial - controle positivo (TCOM); de Rio do Sul, SC (TRSU); de São Paulo, SP (TSPO) e de Curitiba, SC (TCUR). A seta de cor preta e tracejada indica a colônia de *Trichoderma* e a seta vermelha em traço contínuo, a colônia do fungo fitopatogênico.

Figure 4. Pairing of the fungus *Botrytis cinerea* with absolute control (TEST) and against isolates of *Trichoderma* spp. isolated from Brunópolis, SC (TBRU); commercial product (TCOM); Rio do Sul, SC (TRSU); São Paulo, SP (TSPO) and Curitiba, SC (TCUR). The black dashed arrow indicates the *Trichoderma* colony, and the red continuous arrow indicates the colony of the phytopathogenic fungus.



Fotos: Adriana Terumi Itako



Fotos: Adriana Terumi Itako

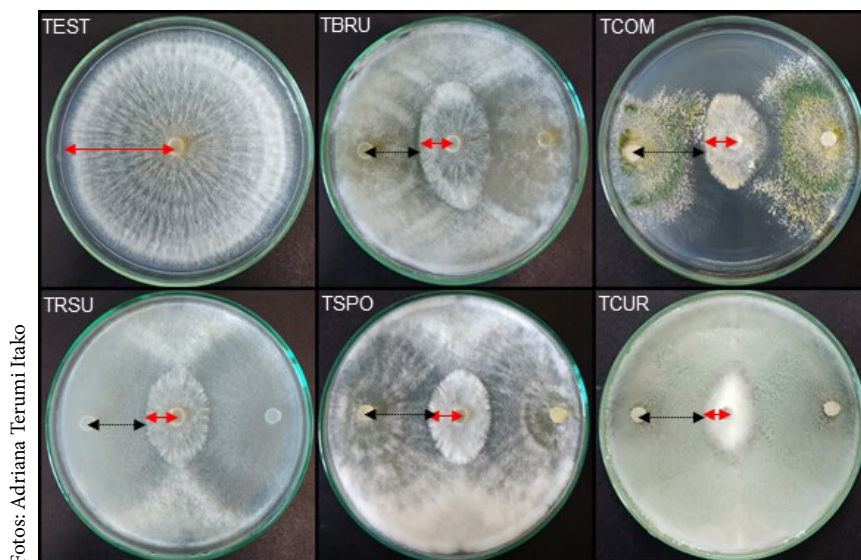
Figura 5. Pareamento do fungo *Cylindrocladium candelabrum* com controle absoluto (TEST); e com isolados de *Trichoderma* spp. de Brunópolis, SC (TBRU); do produto comercial - controle positivo (TCOM); de Rio do Sul, SC (TRSU); de São Paulo, SP (TSPO) e de Curitiba, SC (TCUR). A seta de cor preta e tracejada indica a colônia de *Trichoderma* e a seta vermelha em traço contínuo, a colônia do fungo fitopatogênico.

Figure 5. Pairing of the fungus *Cylindrocladium candelabrum* with absolute control (TEST) and against isolates of *Trichoderma* spp. isolated from Brunópolis, SC (TBRU); commercial product (TCOM); Rio do Sul, SC (TRSU); São Paulo, SP (TSPO) and Curitiba, SC (TCUR). The black dashed arrow indicates the *Trichoderma* colony, and the red continuous arrow indicates the colony of the phytopathogenic fungus.

Os isolados de *Trichoderma* de Curitiba, SC, São Paulo, SP e Rio do Sul, SC foram os que provocaram maior inibição no crescimento micelial do *Pestalotiopsis* sp., de 61,7% a 65,6% (Tabela 2 e Figura 6).

O isolado de *Trichoderma* sp. de Curitiba apresentou inibição de 59,6% de *S. rolfii* (Tabela 2),

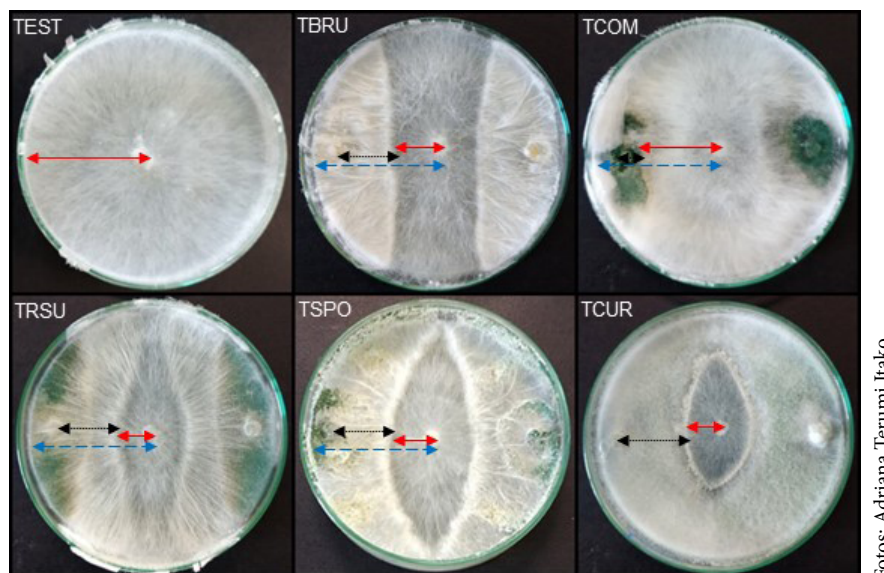
se destacando em comparação aos demais tratamentos que não apresentaram inibição. Na Figura 7, observa-se que inicialmente ocorreu inibição no desenvolvimento do fungo, evidenciado nos isolados de Brunópolis, Rio do Sul e São Paulo. Após um período, o micélio de *S. rolfii* cresceu sobre a colônia do *Trichoderma*, com exceção do isolado de Curitiba.



Fotos: Adriana Terumi Itako

Figura 6. Pareamento do fungo *Pestalotiopsis* sp. com controle absoluto (TEST); e com isolados de *Trichoderma* spp. de Brunópolis, SC (TBRU); do produto comercial - controle positivo (TCOM); de Rio do Sul, SC (TRSU); de São Paulo, SP (TSPO) e de Curitiba, SC (TCUR). A seta de cor preta e tracejada indica a colônia de *Trichoderma* e a seta vermelha em traço contínuo, a colônia do fungo fitopatogênico.

Figure 6. Pairing of the fungus *Pestalotiopsis* sp. with absolute control (TEST) and against isolates of *Trichoderma* spp. isolated from Brunópolis, SC (TBRU); commercial product (TCOM); Rio do Sul, SC (TRSU); São Paulo, SP (TSPO) and Curitiba, SC (TCUR). The black dashed arrow indicates the *Trichoderma* colony, and the red continuous arrow indicates the colony of the phytopathogenic fungus.



Fotos: Adriana Terumi Itako

Figura 7. Pareamento do fungo *Sclerotium rolfsii* com controle absoluto (TEST); e com isolados de *Trichoderma* spp. de Brunópolis, SC (TBRU); do produto comercial - controle positivo (TCOM); de Rio do Sul, SC (TRSU); de São Paulo, SP (TSPO) e de Curitiba, SC (TCUR). A seta de cor preta e tracejada indica a colônia de *Trichoderma* e a seta vermelha em traço contínuo, a colônia do fungo fitopatogênico. A seta azul e tracejada longa indica o crescimento do fungo sobre *Trichoderma* spp.

Figure 7. Pairing of the fungus *Sclerotium rolfsii* with absolute control (TEST) and against isolates of *Trichoderma* spp. isolated from Brunópolis, SC (TBRU); commercial product (TCOM); Rio do Sul, SC (TRSU); São Paulo, SP (TSPO) and Curitiba, SC (TCUR). The black dashed arrow indicates the *Trichoderma* colony, and the red continuous arrow indicates the colony of the phytopathogenic fungus. The blue large dashed arrow indicates the growth of the fungus on *Trichoderma* spp.

Discussão

Os isolados do gênero *Trichoderma* foram capazes de inibir o crescimento micelial dos fungos fitopatogênicos testados (*Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfsii*), mostrando o potencial dos mesmos no biocontrole de fungos causadores de doenças em espécies florestais. Resultados semelhantes foram obtidos por Mazrou et al. (2020), na qual isolados de *Trichoderma* foram testados contra *Rhizoctonia solani*, *Pythium ultimum* e *Alternaria solani*, sendo que para este último fungo o potencial de inibição ficou entre 42% e 63%. Em um estudo com *Trichoderma* isolado da rizosfera de árvores cítricas para o controle de *Alternaria alternata*, foi observada a inibição do crescimento micelial entre 60 e 70% (Matrood et al., 2020).

Sbravatti Júnior et al. (2013) observaram que *Trichoderma* promoveu a inibição de 16,5% de *B. cinerea* em *Eucalyptus benthamii*, quando pesquisavam o controle biológico deste fitopatógeno. El-Debaiky

(2017) avaliou in vitro o uso de *T. harzianum* para o controle de *A. alternata*, *A. solani*, *B. cinerea*, *Sclerotium cepivorum* e *Sclerotinia sclerotiorum*, observando porcentagem de inibição de 58%, em média, para *Alternaria* sp. e 50% para *B. cinerea*.

Em teste de confrontação direta realizado por Maciel et al. (2012), os fungos do gênero *Trichoderma* mostraram-se eficientes no controle de *C. candelabrum* em *Eucalyptus saligna*. Carvalho Filho et al. (2018) avaliaram o controle do agente causal da mancha foliar e promoção do crescimento de plantas de eucalipto por *Trichoderma* e obtiveram valores médios de inibição micelial de *Cylindrocladium scoparium*, que variaram de 7,4% a 37,7%. Valores maiores de inibição foram obtidos no presente trabalho, com porcentagens variando de 68,0% a 87,0% (Tabela 2).

Saju et al. (2011) avaliaram os agentes de biocontrole, *T. harzianum* e *T. viride*, contra *Pestalotiopsis* de cardamomo grande (*Amomum subulatum* Roxb.), e obtiveram inibição de 30,4% e 50,9%, respectivamente. Barman et al. (2015) obtiveram resultados semelhantes,

verificando que as espécies *T. viride*, *T. reesi*, *T. virens* e *T. longibrachiatum* inibiram o desenvolvimento de *Pestalotiopsis theae* em 72,4%, 65,2%, 55,4% e 50,7%, respectivamente.

Em um estudo sobre o efeito de *Trichoderma* spp. no crescimento micelial de *S. rolfsii*, Saa et al. (2019) verificaram que o fungo *Trichoderma* demonstrou ação inibitória de 34,0%. Singh et al. (2019) realizaram um estudo sobre o isolamento e ação antagonista do *T. asperellum* e observaram que o antagonista inibiu o crescimento micelial do *S. rolfsii* em 51,87%. Neste estudo, os resultados de inibição do crescimento micelial de *S. rolfsii* obtidos mostraram que o isolado de *Trichoderma* de Curitiba, SC foi o único eficiente na inibição do patógeno, com 59,6%, demonstrando o uso potencial desse isolado como agente de controle de *S. rolfsii* (Tabela 2 e Figura 7).

Auler et al. (2013) ressaltaram que os antagonistas devem ser desenvolvidos e testados em ambiente semelhante ao qual serão aplicados, para a obtenção de melhores resultados. Isaias et al. (2014) destacam que um controle mais efetivo do patógeno está relacionado com o local onde são isolados os fungos. Dessa forma, sugere-se trabalhar com isolados de *Trichoderma* spp. de áreas onde a doença esteja ocorrendo, visando a obtenção de um possível agente de biocontrole.

Conclusões

Os isolados do gênero *Trichoderma* utilizados neste estudo apresentaram elevado potencial in vitro como inibidores para algumas espécies de fungos fitopatogênicos de importância florestal, como *Alternaria* sp., *Botrytis cinerea*, *Cylindrocladium candelabrum*, *Pestalotiopsis* sp. e *Sclerotium rolfsii*. Ainda assim, recomendam-se avaliações em campo para comprovação de sua capacidade de inibição.

Conflito de interesses

Os autores não têm conflito de interesse a declarar.

Contribuição de autoria

Riani Grimes: Conceituação, investigação, metodologia, escrita – primeira redação.

Gabriela Carolina dos Santos: Análise formal, metodologia.

André Luiz Graf Júnior: Investigação, metodologia.

João Batista Tolentino Júnior: Conceituação, análise formal, escrita – revisão e edição.

Adriana Terumi Itako: Conceituação, investigação, metodologia, supervisão, escrita – primeira redação, escrita – revisão e edição.

Referências

- Agrofit. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 20 set. 2021.
- Alfenas, A. C. & Mafía, R. G. **Métodos em fitopatologia**. Viçosa, MG: UFV, 2007. 382 p.
- Auer, C. G. & Santos, Á. F. dos. Doenças em eucaliptos destinados à produção de energia na região Sul do Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 31, n. 68, p. 373-379, 2011. <https://doi.org/10.4336/2011.pfb.31.68.373>.
- Auler, A. C. V. et al. Antagonismo de *Trichoderma harzianum* a *Sclerotium rolfsii* nas culturas do feijoeiro e soja. **Revista Agro@Mbiente on-Line**, v. 7, n. 3, p. 359-365, 2013. <http://dx.doi.org/10.18227/1982-8470ragro.v7i3.1335>.
- Báez-Vallejo, N. et al. Forest tree associated bacteria for potential biological control of *Fusarium solani* and of *Fusarium kuroshium*, causal agent of Fusarium dieback. **Microbiological Research**, v. 235, p. 1-13, 2020. <http://dx.doi.org/10.1016/j.micres.2020.126440>.
- Barman, H. et al. Evaluation of plant products and antagonistic microbes against grey blight (*Pestalotiopsis theae*), a devastating pathogen of tea. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 18, p. 1263-1267, 2015. <https://doi.org/10.5897/AJMR2015.7391>.
- Carvalho Filho, M. R. et al. Biological Control of leaf spot and growth promotion of eucalyptus plants by *Trichoderma* spp. **Journal of Agricultural Science**, v. 10, n. 9, p. 459-467, 2018. <https://doi.org/10.5539/jas.v10n9p459>.
- Cassiolato, A. M. R. et al. Ação de mutantes de *Trichoderma harzianum* na formação, germinação carpogênica de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* e sobrevivência de plantas de alface. **Fitopatologia Brasileira**, v. 22, n. 1, p. 34-38, 1997.
- El-Debaiky, S. A. Antagonistic studies and hyphal interactions of the new antagonist *Aspergillus piperis* against some phytopathogenic fungi in vitro in comparison with *Trichoderma harzianum*. **Microbial Pathogenesis**, v. 113, p. 135-143, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2017.10.041>.
- Fernandez-Winzer, L. et al. Direct and indirect community effects of the invasive plant pathogen *Austropuccinia psidii* (myrtle rust) in eastern Australian rainforests. **Biological Invasions**, v. 22, n. 7, p. 2357-2369, 2020. <https://doi.org/10.1007/s10530-020-02260-2>.
- IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Produção Agrícola. **Produção agrícola**. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/sc/curitiba/pesquisa/14/0>. Acesso em: 20 set 2021.
- Isaias, C. O. et al. Ação antagonista e de metabólitos bioativos de *Trichoderma* spp. contra os patógenos *Sclerotium rolfsii* e *Verticillium dahliae*. **Summa Phytopathologica**, v. 40, n. 1, p. 34-41, 2014. <https://doi.org/10.1590/s0100-54052014000100005>.

- Maciel, C. G. et al. *Trichoderma* spp no biocontrole de *Cylindrocladium candelabrum* em mudas de *Eucalyptus saligna*. **Revista Árvore**, v. 36, n. 5, p. 825-832, 2012. <https://doi.org/10.1590/S0100-67622012000500004>.
- Mafia, R. G. et al. Tombamento de mudas de espécies florestais causado por *Sclerotium rolfsii* Sacc. **Revista Árvore**, v. 31, n. 4, p. 629-634, 2007. <https://doi.org/10.1590/s0100-67622007000400007>.
- Matrood, A. A. A. et al. Synergistic interaction of *Glomus mosseae* T. and *Trichoderma harzianum* R. in the induction of systemic resistance of *Cucumis sativus* L. to *Alternaria alternata* (Fr.) K. **Plant Science Today**, v. 7, n. 1, p. 101-108, 2020.
- Mazrou, Y. S. A. et al. Antagonistic activity and molecular characterization of biological control agent *Trichoderma harzianum* from Saudi Arabia. **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 30, n. 4, p. 1-8, 2020. <https://doi.org/10.1186/s41938-020-0207-8>.
- Medrado, P. H. da S. **Fungos de solo no controle biológico de fitopatógenos**. 2019. 103 f. Dissertação (Mestrado em Ecossistemas Agrícolas e Naturais) - Universidade Federal de Santa Catarina, Curitiba.
- Meyer, M. C. et al. (ed.). **Trichoderma: uso na agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2019. 538 p.
- Nascimento, J. M. et al. Inibição do crescimento micelial de *Cercospora calendulae* Sacc. por extratos de plantas medicinais. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 15, n. 4, p. 751-756, 2013.
- Oliveira, G. M. et al. Levantamento de fungos em plantas nativas da Caatinga. **Revista Brasileira de Geografia Física**, v. 7, n. 3, p. 458-465, 2014.
- Sáa, M. N. F. de et al. Efeito de *Bacillus* sp. e *Trichoderma* sp. no crescimento micelial de *Sclerotium rolfsii*. **Acta Brasiliensis**, v. 3, n. 2, p. 79-81, 2019.
- Saju, K. A. et al. *In vitro* evaluation of biocontrol agents, botanicals and fungicides against *Pestalotiopsis* sp. infecting large cardamom (*Amomum subulatum* Roxb.). **Journal of Spices and Aromatic Crops**, v. 20, n. 2, p. 89-92, 2011.
- Santopuoli, G. et al. Supporting policy decision makers in the establishment of forest plantations, using SWOT analysis and AHPs analysis: a case study in Tocantins (Brasil). **Land Use Policy**, v. 54, p. 549-558, 2016.
- Santos, Á. F. dos & Bora, K. C. **Deteção de *Sclerotium rolfsii* em sementes e sua patogenicidade em mudas de palmeira real**. Colombo: Embrapa Florestas, 2011. 2 p.
- Santos, G. S. et al. Stem rot of eucalyptus cuttings caused by *Neopestalotiopsis* spp. in Brazil. **Journal of Phytopathology**, v. 168, n. 6, p. 311-321, 2020. <https://doi.org/10.1111/jph.12894>.
- Sbravatti Júnior, J. A. et al. Seleção in vitro de fungos endofíticos para o controle biológico de *Botrytis cinerea* em *Eucalyptus benthamii*. **Floresta**, v. 43, n. 1, p. 145-152, 2013.
- Schultz, B. et al. Impacto da mancha foliar causada por *Cylindrocladium candelabrum* em plantios jovens de *Eucalyptus benthamii* em Rio Negrinho – SC. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 2, p. 307-316, 2015.
- Shaner, G. & Finney, R. E. The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in Knox wheat. **Phytopathology**, v. 67, p. 1051-1056, 1977.
- Singh, V. et al. Isolation and screening of high salinity tolerant *Trichoderma* spp. with plant growth property and antagonistic activity against various soilborne phytopathogens. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 52, n. 7-8, p. 667-680, 2019. <https://doi.org/10.1080/03235408.2019.1648917>.
- Sridharan, A. P. et al. Comprehensive profiling of the VOCs of *Trichoderma longibrachiatum* EF5 while interacting with *Sclerotium rolfsii* and *Macrophomina phaseolina*. **Microbiological Research**, v. 236, p. 1-13, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2020.126436>.
- Zauza, E. Â. V. & Ferreira, M. A. Manejo integrado de doenças bióticas em viveiros florestais. In: Santos, B. A. et al. (ed.). **Patologia florestal: desafios e perspectivas**. São Carlos, SP: Suprema, 2013. p. 103-117.