

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA

**Estudo da eficiência de fungicidas e de *Trichoderma spp.* no controle de
Sclerotinia sclerotiorum em condições *in vitro***

Cristiane Aparecida de Mendonça
Magister Scientiae

**VIÇOSA - MINAS GERAIS
2026**

CRISTIANE APARECIDA DE MENDONÇA

**Estudo da eficiência de fungicidas e de *Trichoderma spp.* no controle de
Sclerotinia sclerotiorum em condições *in vitro***

Dissertação Mestrado Profissional
apresentada à Universidade Federal de
Viçosa, como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em Defesa
Sanitária Vegetal (Profissional), para
obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Orientador: Douglas Ferreira Parreira

**Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Campus Viçosa**

T

M539e
2026

Mendonça, Cristiane Aparecida de, 1983-

Estudo da eficiência de fungicidas e do *Trichoderma* spp.
no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em condições *in vitro* /
Cristiane Aparecida de Mendonça. – Viçosa, MG, 2026.

1 dissertação eletrônica (70 f.): il. (algumas color.).

Inclui apêndices.

Orientador: Douglas Ferreira Parreira.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa,
Departamento de Entomologia, 2026.

Referências bibliográficas: f. 41-45.

DOI: <https://doi.org/10.47328/ufvbbt.2026.349>

Modo de acesso: World Wide Web.

1. Fluazinam (Fungicida). 2. Procimidona (Fungicida). 3.
Sclerotinia sclerotiorum - Controle. 4. Feijão - Doenças e pragas.
I. . II. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de
Entomologia. Programa de Pós-Graduação em Defesa Sanitária
Vegetal. III. Título.

CDD 22. ed. 632.952

CRISTIANE APARECIDA DE MENDONÇA

Estudo da eficiência de fungicidas e de *Trichoderma spp.* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em condições *in vitro*

Dissertação Mestrado Profissional
apresentada à Universidade Federal de
Viçosa, como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em Defesa
Sanitária Vegetal (Profissional), para obtenção
do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 3 de março de 2026.

Assentimento:

Cristiane Aparecida de Mendonça
Autora

Douglas Ferreira Parreira
Orientador

Essa dissertação mestrado profissional foi assinada digitalmente pela autora em 24/06/2026 às 15:06:41 e pelo orientador em 25/06/2026 às 21:11:27. As assinaturas têm validade legal, conforme o disposto na Medida Provisória 2.200-2/2001 e na Resolução nº 37/2012 do CONARQ. Para conferir a autenticidade, acesse <https://siadoc.ufv.br/validar-documento>. No campo 'Código de registro', informe o código **SCDD.ULSB.S4AC** e clique no botão 'Validar documento'.

Aos meus pais e irmãos.

AGRADECIMENTOS

Este trabalho foi realizado com o apoio das seguintes agências de pesquisa brasileiras: Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001, Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) e Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

A Deus.

À Universidade Federal de Viçosa, pela oportunidade de realizar a pós-graduação.

Ao professor Dr. Douglas Ferreira Parreira, pela orientação, confiança, disponibilidade e pelos ensinamentos compartilhados durante toda a condução deste trabalho, contribuindo de forma significativa para minha formação acadêmica e profissional.

Ao Centro Universitário de Patos de Minas (UNIPAM), na pessoa do coordenador do Curso de Agronomia, Prof. Me. Lucas Mendes, pelo apoio institucional e pela viabilização das condições necessárias para a realização deste trabalho.

Agradeço, ainda, ao Laboratório de Fitopatologia, e a Profa. Dra. Janaine Myrna Rodrigues Reis, doutora em Fitotecnia, pela disponibilização da infraestrutura, pelo suporte técnico-científico e pelo acompanhamento durante a condução dos experimentos, bem como às funcionárias do laboratório, Nathália Porto e Lorrane Nunes, pela colaboração, dedicação e paciência ao longo da etapa experimental. Ao meu querido amigo João Paulo Assunção Borges, pela presença firme, pelo incentivo incondicional e pelo apoio durante todas as etapas deste trabalho. Sua confiança, amizade e exemplo foram fontes de motivação e inspiração ao longo dessa caminhada.

Aos amigos que, direta ou indiretamente, estiveram ao meu lado, apoiando minhas decisões, oferecendo palavras de encorajamento e contribuindo para que essa jornada fosse mais leve e significativa.

Aos meus afilhados Andressa, Ana Flávia, Leonardo, Sávio e Samuel, que representam luz, motivação e inspiração para que eu busque diariamente evoluir como profissional e como ser humano.

À minha mãe, com gratidão profunda, pelo amor, pelo incentivo permanente aos estudos e por ser o alicerce que sustenta todas as minhas conquistas.

“Cultivar conhecimento exige o mesmo cuidado que cultivar a terra: constância,
paciência e dedicação.”
— Cristiane Aparecida de Mendonça

RESUMO

MENDONÇA, Cristiane Aparecida de, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2026. **Estudo da eficiência de fungicidas e de *Trichoderma spp.* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em condições *in vitro*.** Orientador: Douglas Ferreira Parreira.

O feijão-comum, *Phaseolus vulgaris*, constitui uma das principais fontes de proteína vegetal na alimentação da população brasileira. Entre as doenças que afetam essa cultura, o mofo branco, causado por *Sclerotinia sclerotiorum*, destaca-se pelo elevado potencial de perdas e pela dificuldade de controle, em razão da formação de escleródios com longa sobrevivência no solo. Embora o controle químico seja amplamente utilizado, o uso de *Trichoderma spp.* representa uma alternativa promissora no manejo integrado da doença. Este trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência de fungicidas e de isolados de *Trichoderma asperellum* e *Trichoderma harzianum* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em condições *in vitro*, bem como analisar o crescimento dos isolados de *Trichoderma* sob diferentes doses de fungicidas. Os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC). O primeiro experimento foi composto por sete tratamentos e cinco repetições: T1 – controle inoculado com o patógeno; T2 – aplicação de *T. asperellum* na presença do patógeno; T3 – aplicação de *T. harzianum* na presença do patógeno; T4 – aplicação do fungicida Fluazinam na presença do patógeno; T5 – aplicação do fungicida Procimidona na presença do patógeno; T6 – controle contendo apenas *T. asperellum*; e T7 – controle contendo apenas *T. harzianum*. O experimento de regressão avaliou cinco doses dos fungicidas (0; 12,5; 25; 50 e 100% da dose recomendada em bula). Os ensaios realizados incluíram teste de controle *in vitro* (teste de arena), teste de mortalidade com fungicidas e avaliação de metabólitos voláteis. O crescimento micelial foi mensurado, e os dados submetidos à análise de variância, com comparação de médias pelo teste de Tukey e análise de regressão, ambos a 5% de probabilidade. Os resultados demonstraram que *T. asperellum* não diferiu estatisticamente do controle quanto ao crescimento micelial do patógeno, enquanto *T. harzianum* promoveu redução significativa. Na avaliação de metabólitos voláteis, apenas *T. harzianum* reduziu significativamente o crescimento micelial em relação ao controle. O fungicida Fluazinam promoveu inibição total do crescimento do patógeno, enquanto Procimidona reduziu significativamente o crescimento micelial, sem supressão completa. No ensaio de doses, observou-se maior crescimento dos isolados de *Trichoderma* nas menores concentrações dos fungicidas.

De modo geral, os fungicidas apresentaram maior efeito fungitóxico direto em condições in vitro. Entretanto, os resultados reforçam o potencial de *Trichoderma* spp., especialmente *T. harzianum*, como agentes de controle biológico, evidenciando a importância da compatibilidade entre métodos químicos e biológicos no manejo integrado do mofo branco na cultura do feijão.

Palavras-chave: Antagonismo. Controle biológico. Fluazinam. Procimidona. Manejo Integrado de doenças.

ABSTRACT

MENDONÇA, Cristiane Aparecida de, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, March, 2026. **Study of the efficiency of fungicides and *Trichoderma* spp. in the control of *Sclerotinia sclerotiorum* under in vitro conditions.** Adviser: Douglas Ferreira Parreira.

Common bean, *Phaseolus vulgaris*, is one of the main sources of plant protein in the Brazilian population's diet. Among the diseases affecting this crop, white mold, caused by *Sclerotinia sclerotiorum*, stands out due to its high potential for yield losses and the difficulty of control, mainly because of the formation of sclerotia capable of surviving in the soil for long periods. Although chemical control is widely used, biological control using *Trichoderma* spp. represents a promising alternative for integrated disease management. The objective of this study was to evaluate the efficiency of fungicides and isolates of *Trichoderma asperellum* and *Trichoderma harzianum* in controlling *Sclerotinia sclerotiorum* under in vitro conditions, as well as to assess the growth response of *Trichoderma* isolates under different fungicide doses. The experiments were conducted in a completely randomized design (CRD). The first experiment consisted of seven treatments with five replicates: T1 – control inoculated with the pathogen; T2 – application of *T. asperellum* in the presence of the pathogen; T3 – application of *T. harzianum* in the presence of the pathogen; T4 – application of the fungicide Fluazinam in the presence of the pathogen; T5 – application of the fungicide Pro-cymidone in the presence of the pathogen; T6 – control containing only *T. asperellum*; and T7 – control containing only *T. harzianum*. The regression experiment evaluated five fungicide doses (0, 12.5, 25, 50, and 100% of the recommended label dose). The assays included in vitro control tests (arena test), fungicide mortality tests, and evaluation of volatile metabolites. Mycelial growth was measured, and the data were subjected to analysis of variance, with means compared using Tukey's test and regression analysis at a 5% significance level. The results showed that *T. asperellum* did not differ statistically from the control regarding pathogen mycelial growth, whereas *T. harzianum* significantly reduced growth. In the volatile metabolite assay, only *T. harzianum* significantly reduced mycelial growth compared to the control. The fungicide Fluazinam completely inhibited pathogen growth, while Procymidone significantly reduced mycelial growth without complete suppression. In the dose response assay, greater growth of *Trichoderma* isolates was observed at lower fungicide concentrations. Overall, the fungicides showed a greater direct fungitoxic effect under in vitro conditions. However, the results

reinforce the potential of *Trichoderma* spp., especially *T. harzianum*, as biological control agents, highlighting the importance of compatibility between chemical and biological methods in the integrated management of white mold in common bean crops.

Keywords: Antagonism. Biological control. Fluazinam. Procymidone. Integrated disease management.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Quadro 1. Tipos de tratamentos aplicados no experimento.

22

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Análise <i>T. asperellum</i>	28
Tabela 2 - Análise <i>T. harzianum</i>	29
Tabela 3 - Voláteis Análise <i>T. harzianum</i> x <i>T. asperellum</i>	31
Tabela 4 - Tratamentos com fungicidas	32
Tabela 5 – Crescimento de <i>Trichoderma</i> em diferentes doses de fungicida	34

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

AACP	Área Abaixo da Curva de Progresso
ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas.
AGROFIT	Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários.
BDA	Batata Dextrose Ágar.
BOD	Câmara de incubação biológica (Bio Oxygen Demand).
cm	Centímetro(s).
CONAB	Companhia Nacional de Abastecimento.
DIC	Delineamento inteiramente casualizado.
FAO	Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura.
gL	Grau Lussac.
L	Litro.
m	Metro(s).
MAPA	Ministério da Agricultura e Pecuária.
mL	Mililitro.
ONU	Organização das Nações Unidas.
pH	Potencial Hidrogeniônico.
PVC	Filme de policloreto de vinila
UNIPAM	Centro Universitário de Patos de Minas.

LISTA DE SÍMBOLOS

- ° Grau.
- % Porcentagem.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	15
2. REVISÃO DE LITERATURA	17
2.1. A Cultura do Feijão-Comum e sua Importância Agrícola	17
2.2 Principais Doenças na Cultura do Feijão	17
2.3 Mofo Branco: Etiologia e Epidemiologia	18
2.4 Estratégias de Manejo do Mofo Branco	18
2.5 Controle Químico do Mofo Branco	18
2.6. Controle Biológico e o Uso de <i>Trichoderma</i> spp.	20
3. MATERIAIS E MÉTODOS	21
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	28
4.1 Crescimento micelial de <i>Trichoderma asperellum</i> e <i>Trichoderma harzianum</i>	28
4.2 Efeito de metabólitos voláteis de <i>Trichoderma</i> spp. sobre <i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	30
4.3 Efeito de fungicidas e de <i>Trichoderma</i> spp. sobre o crescimento de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	31
4.4 Efeito de diferentes doses de fungicidas sobre o crescimento micelial de <i>Trichoderma</i> spp.	32
4.5 Síntese dos resultados e implicações para o manejo	35
5. CONCLUSÕES	36
REFERÊNCIAS	37
APÊNDICES	42

1 INTRODUÇÃO

O feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) é a leguminosa mais relevante como fonte de proteína vegetal para a população brasileira. Ele é fundamental na dieta de diferentes faixas de renda devido ao seu baixo custo em comparação com fontes de proteína animal, contribuindo significativamente para a alimentação das famílias com menor impacto no orçamento, segundo Carbonellet al. (2021).

O feijoeiro-comum é botanicamente classificado na ordem Fabales, família Fabaceae e gênero *Phaseolus*. O gênero *Phaseolus* inclui diversas espécies, das quais apenas algumas são cultivadas, sendo *Phaseolus vulgaris* L. a espécie de maior importância econômica e a mais amplamente cultivada no mundo (GONZAGA, 2014).

Dados mais recentes da Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura (FAO), mostram que cerca de 130 países plantam o produto para abastecer o comércio interno e externo (Salvador, 2021). Os principais centros de produção de feijão no mundo concentram-se na Ásia, América do Sul e América do Norte. Entre os maiores produtores destacam-se Índia, Mianmar, Brasil, Estados Unidos, México, Tanzânia e China, que, juntos, representam parcela significativa da produção mundial de feijões secos. O Brasil ocupa posição de destaque nesse cenário, figurando entre os principais produtores globais, com produção que inclui feijões dos grupos comerciais preto, cores e caupi (FAOSTAT, 2023).

Segundo dados da Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB, 2024), a área cultivada de feijão no Brasil na safra 2023/2024 foi estimada em aproximadamente 2,86 milhões de hectares. De acordo com o relatório “Projeções do Agronegócio: Brasil 2022/23 a 2032/33” do Ministério da Agricultura e Pecuária (MAPA, 2023), a área destinada ao feijão deverá atingir cerca de 1,749 milhão de hectares na safra 2032/2033. Os principais estados produtores são: Paraná, seguido por Minas Gerais, Bahia, Goiás e Mato Grosso.

Ainda de acordo com o MAPA (2023), o consumo nacional de feijão na safra 2023/2024 foi de 2.858 milhões de toneladas e a produção foi de 2.944 milhões de toneladas. Dados da Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB, 2023) mostram que na safra 2023/2024, estima-se que a área cultivada de feijão em Minas Gerais

atinga 324,1 mil hectares, com uma produção total de 546,3 mil toneladas ao longo das três safras.

Embora a cultura apresente ciclo relativamente curto, em torno de 90 dias, o feijoeiro é suscetível a diversos patógenos de importância econômica (JUNIOR et al., 2019). De acordo com Santos (2016), existem mais de 45 doenças catalogadas para o feijoeiro-comum. No Brasil, entre as principais enfermidades que afetam a cultura destacam-se a ferrugem, a mancha-angular, o mosaico-dourado, o crestamento bacteriano comum, a antracnose, a murcha-de-fusário e o mofo-branco. Dentre essas, o mofo-branco destacando-se pelo elevado potencial de dano nos últimos anos, especialmente em cultivos de inverno sob irrigação por pivô central, destacando-se pelo elevado potencial de dano e pela capacidade de provocar perdas de até 100% na produção (RODRIGUEZ, 2015).

A *Sclerotinia sclerotiorum*, agente causal do mofo branco, é um fungo polífago que infecta mais de 400 espécies de plantas, incluindo culturas de grande importância econômica como feijão, soja, girassol, algodão e alface, além de diversas plantas daninhas que podem atuar como hospedeiras alternativas. A doença pode causar tombamento, murcha, podridão de hastes e vagens, resultando em perdas significativas de produtividade. Os danos são mais severos em condições de elevada umidade, temperaturas amenas e períodos prolongados de molhamento foliar, ambientes que favorecem a germinação dos escleródios e a infecção das plantas (Boland & Hall, 1994; Derbyshire & Denton-Giles, 2016). Esses danos são mais severos em períodos e regiões com altos índices de chuvas, temperaturas amenas e alta umidade relativa do ar (Pereira et al., 2020).

Os fungicidas são amplamente utilizados para o controle de doenças causadas por *S. sclerotiorum*. Segundo o Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários, vinculado ao MAPA, há 64 fungicidas registrados para o controle do mofo-branco em feijão. Os ingredientes ativos registrados incluem: fluazinam (fenilpiridinilamina), tiofanato-metílico (benzimidazol), clorotalonil + tiofanato-metílico (isoflotionitrila + benzimidazol), fluazinam + tiofanato-metílico (fenilpiridinilamina + benzimidazol), procimidona (dicarboximida) e cloreto de benzalcônio (amônio quaternário) (Miorini, 2015).

A eficácia dos planos de manejo para o controle do mofo branco pode ser aprimorada com uma aplicação estratégica dos fungicidas, ajustada conforme a

necessidade durante o período de crescimento das plantas. Os fungicidas não só proporcionam essa flexibilidade, mas também melhoram a proteção preventiva contra a doença no feijoeiro. A aplicação de fungicidas é eficaz na prevenção da doença e na redução de sua severidade (Pereira et al., 2013).

Abrantes (2023) relata que atualmente, uma das alternativas mais promissoras para o controle de doenças é o controle biológico. Esse método não apenas combate diversas formas de fungos, mas também previne a seleção de linhagens resistentes, tornando os agentes biológicos uma ferramenta valiosa no manejo de doenças.

No controle biológico, muitos agentes têm uma gama limitada de hospedeiros, o que pode limitar sua eficácia em cultivos diversos ou em sistemas agrícolas complexos. Agentes que são altamente específicos para o mofo branco podem não ser eficazes contra outras doenças ou pragas (Brown et al., 2015). De acordo com Sousa e Marucci (2021) e Pereira (2020), certos fungos antagonistas, podem enfrentar competição significativa com a microflora nativa do solo, o que pode reduzir sua eficácia. A competição com outros microrganismos pode limitar a capacidade do agente biológico de estabelecer-se e suprimir o patógeno.

A cultura do feijoeiro comum tem se beneficiado significativamente da aplicação de bioprodutos à base de *Trichoderma* spp. e outros microrganismos benéficos (Junior et al., 2019). A temperatura ideal de crescimento para a maioria das espécies de *Trichoderma* varia entre 25 °C e 30 °C. Após 48 horas de cultivo, podem surgir pústulas ou círculos verdes na superfície, resultado da produção abundante de esporos sub-hialinos. Esses esporos adquirem uma coloração verde em massa, conferindo à colônia uma aparência granular ou pulverulenta (Abreu & Pfenning, 2019).

Santos (2022) cita que o *Trichoderma* é um gênero de fungos ascomicetos filamentosos, frequentemente encontrado no solo. Fungos filamentosos apresentam crescimento multicelular formado por estruturas tubulares denominadas hifas, as quais se organizam em uma rede denominada micélio, responsável pela colonização do substrato e absorção de nutrientes.

Ainda de acordo com Santos (2022), espécies do gênero *Trichoderma* oferecem diversos benefícios às plantas, incluindo proteção contra fitopatógenos e melhorias na saúde e no desenvolvimento vegetal. Esses fungos produzem metabólitos secundários utilizados no biocontrole de patógenos, além de induzirem resistência nas plantas

hospedeiras, promoverem o crescimento vegetal, contribuirão para o aumento da fotossíntese e favorecerem o desenvolvimento do sistema radicular, resultando em maior absorção de nutrientes. De forma complementar, Mesquita et al. (2017) destacam que espécies de *Trichoderma* apresentam múltiplos mecanismos de ação responsáveis por essa proteção, incluindo micoparasitismo, antibiose, competição por espaço e nutrientes, além da indução de mecanismos de defesa nas plantas.

A realização de experimentos *in vitro* apresenta diversas vantagens em relação aos experimentos de campo, especialmente por permitir maior controle das condições ambientais, como temperatura, umidade e pH, reduzindo a variabilidade experimental e aumentando a reprodutibilidade dos resultados (Klein et al., 2022). Esse ambiente controlado minimiza a interferência de fatores externos, como interações com outras plantas e a variabilidade do solo, comuns em condições de campo (Carvalho et al., 2015), além de favorecer o monitoramento contínuo e detalhado dos processos, contribuindo para a compreensão de mecanismos biológicos e químicos (El-Moatassim et al., 2018). Ademais, os ensaios *in vitro* permitem a avaliação de muitos potenciais antagonistas, o estudo de seus mecanismos de ação e das interações antagonista-patógeno em nível ultra estrutural, por meio de microscopia óptica ou eletrônica, bem como a identificação de genes de interesse para a transformação de microrganismos sem propriedades antagônicas (Silva et al., 2008). Esses experimentos também possibilitam a detecção precoce de resistência e o teste de combinações de compostos visando ao aumento da eficácia dos tratamentos (Williams et al., 2019), ao mesmo tempo em que reduzem riscos ambientais e éticos associados ao uso de áreas agrícolas para experimentação (Görgen et al., 2009), tornando-se, assim, uma abordagem preferencial para a obtenção de resultados confiáveis.

Diante disso, o objetivo principal deste estudo foi avaliar a eficiência do uso de diferentes produtos isolados de laboratório à base de *Trichoderma* spp. e produtos químicos registrados no controle do mofo branco. Especificamente, objetivou-se avaliar a eficácia dos fungicidas na inibição do crescimento do mofo branco (*S. sclerotiorum*) em condições *in vitro*; determinar a eficácia dos isolados de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma asperellum* no controle do mofo branco em condições *in vitro*; comparar a eficácia dos fungicidas e dos isolados de *Trichoderma* na redução do crescimento do mofo branco; avaliar o comportamento de isolados de *Trichoderma* spp. quando

expostos a diferentes doses dos fungicidas fluazinam e procimidona, visando analisar a compatibilidade entre controle químico e biológico em condições *in vitro*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A Cultura do Feijão-Comum e sua Importância Agrícola

O feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) é um dos alimentos mais tradicionais da dieta brasileira e exerce papel fundamental na segurança alimentar da população. Além de ser uma importante fonte de proteína vegetal, o feijão apresenta elevado teor de fibras, vitaminas e minerais, contribuindo para uma alimentação equilibrada. Seu baixo custo de produção e acessibilidade fortalecem sua presença no consumo diário de diferentes grupos sociais (Carbonell, Chiorato & Bezerra, 2021).

O gênero *Phaseolus* inclui diversas espécies cultivadas, mas o feijoeiro comum é o mais amplamente produzido em escala comercial. De acordo com Rodrigues (2017), essa cultura é adaptada a diferentes condições climáticas, permitindo sua presença em diversas regiões do mundo. Em termos globais, o feijão é cultivado em mais de 130 países, com destaque para Índia, Mianmar, Brasil, Estados Unidos e México, que juntos respondem por uma parcela significativa da produção mundial (Salvador, 2021). No Brasil, a cultura apresenta grande importância econômica e social, especialmente por envolver agricultores familiares em sistemas produtivos diversificados.

Segundo o MAPA (2023), os dados indicam que a área plantada de feijão na safra 2023/2024 foi de aproximadamente 2,6 milhões de hectares, com projeções de redução gradual nos próximos anos. Minas Gerais se destaca entre os principais estados produtores, contribuindo de forma significativa para o abastecimento nacional e regional.

2.2 Principais Doenças na Cultura do Feijão

Embora seja uma cultura de ciclo relativamente curto, o feijoeiro é alvo de diversas doenças causadas por fungos, bactérias e vírus. Santos (2016) relata que existem mais de 45 doenças identificadas na cultura, entre as quais se destacam ferrugem, antracnose, mancha-angular, crestamento bacteriano, mosaico dourado e

mofo branco. Entre essas doenças, o mofo branco tem ganhado relevância crescente devido à sua capacidade de causar perdas severas e à dificuldade de controle.

2.3 Mofo Branco: Etiologia e Epidemiologia

O mofo branco, causado pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum*, é considerado uma das doenças mais importantes e destrutivas da cultura do feijoeiro. Esse patógeno apresenta amplo espectro de hospedeiros, sendo classificado como polífago e capaz de infectar diversas espécies cultivadas e plantas daninhas, o que aumenta seu potencial de sobrevivência e disseminação nos sistemas agrícolas. O desenvolvimento da doença é favorecido por condições de alta umidade, temperaturas amenas e elevada densidade de plantas, fatores frequentemente observados em cultivos irrigados (Derbyshire&Denton-Giles, 2016; O'Sullivan et al., 2021).

Uma característica marcante de *S. sclerotiorum* é sua capacidade de formar escleródios, estruturas de resistência que permitem ao fungo permanecer viável no solo por vários anos, dificultando sua erradicação (Roza, 2021). Além disso, o patógeno pode ser disseminado por sementes na forma de micélio aderido ou com escleródios como contaminantes no lote, favorecendo sua introdução em novas áreas de cultivo (Carvalho et al., 2015).

2.4 Estratégias de Manejo do Mofo Branco

As estratégias de controle do mofo branco devem ser integradas, combinando práticas culturais, químicas e biológicas. As medidas culturais buscam reduzir o microclima favorável ao desenvolvimento do patógeno, como o manejo da irrigação e a redução do excesso de umidade na área. Entretanto, em condições climáticas favoráveis à doença, o uso de fungicidas continua sendo uma das principais estratégias adotadas pelos produtores para reduzir a severidade da doença e as perdas na produtividade (O'Sullivan et al., 2021).

2.5 Controle Químico do Mofo Branco

O uso de fungicida visa a reduzir o inóculo presente no campo e proteger as plantas durante períodos críticos de suscetibilidade. Pereira et al. (2013) destacam que o sucesso no controle químico depende da escolha adequada do ingrediente ativo, do momento de aplicação e das condições ambientais durante o período de cultivo.

Entre os fungicidas registrados para o controle de *S. sclerotiorum*, destacam-se o Fluazinam e a Procimidona (AGROFIT, 2024). O Fluazinam pertence ao grupo das fenilpiridinilaminas e atua principalmente por contato, interferindo em processos metabólicos essenciais ao desenvolvimento do fungo, especialmente na fosforilação oxidativa, o que compromete a produção de energia nas células fúngicas (FRAC, 2023). Já a Procimidona é um fungicida do grupo das dicarboximidas, com ação de contato e atividade protetora, inibindo a germinação de escleródios e o crescimento micelial (Pereira et al., 2020).

Entretanto, o uso contínuo e isolado de fungicidas com mecanismo de ação específico pode exercer pressão de seleção com o predomínio de isolados menos sensíveis ou resistentes em populações de *S. sclerotiorum*. A pressão de seleção exercida por aplicações sucessivas de fungicidas sítio-específicos aumenta o risco de adaptação do patógeno, especialmente quando não há rotação de ingredientes ativos ou integração com outras estratégias de manejo (Hahn, 2014; FRAC, 2023).

Relatos na literatura demonstram que populações de *S. sclerotiorum* já apresentaram resistência a fungicidas do grupo dos benzimidazóis, como o tiofanato-metílico, associada a mutações no gene da β -tubulina (SILVA, 2018). Além disso, estudos mais recentes identificaram mutações no gene *SdhB* relacionadas à resistência a fungicidas do grupo dos inibidores da succinato desidrogenase (SDHI), evidenciando a capacidade adaptativa do patógeno sob pressão química contínua (WANG et al., 2022).

De acordo com o Fungicide Resistance Action Committee (FRAC), a adoção de estratégias de manejo de resistência, incluindo rotação de modos de ação, uso de misturas e integração com controle biológico, é fundamental para prolongar a vida útil dos fungicidas e reduzir o risco de seleção de isolados resistentes (FRAC, 2024).

Assim, embora fungicidas como Fluazinam e Procimidona apresentem elevada eficiência no controle do mofo branco, o manejo integrado torna-se essencial para

mitigar potenciais riscos de resistência e impactos ambientais associados ao uso contínuo desses produtos.

2.6. Controle Biológico e o Uso de *Trichoderma* spp.

O controle biológico tem se destacado como alternativa sustentável no manejo do mofo branco. Dentre os agentes biológicos mais estudados, os fungos do gênero *Trichoderma* spp. são amplamente utilizados devido à sua capacidade antagonista e adaptabilidade ecológica (Santos, 2022).

Fungos do gênero *Trichoderma* exercem atividade antagonista contra diversos fitopatógenos por meio de múltiplos mecanismos, que podem atuar de forma isolada ou combinada, aumentando sua eficiência no biocontrole. Entre os principais mecanismos descritos na literatura destacam-se a competição por espaço e nutrientes, a produção de metabólitos com atividade antibiótica, o micoparasitismo e a indução de resistência em plantas hospedeiras (Poveda, 2021; Zin&Badaluddin, 2020).

A competição por espaço e nutrientes constitui um dos principais mecanismos de antagonismo exercidos por espécies do gênero *Trichoderma*, ocorrendo predominantemente na rizosfera. Esses fungos apresentam rápido crescimento micelial, elevada capacidade de colonização e eficiência na utilização de recursos disponíveis no solo, o que favorece a ocupação preferencial do nicho ecológico e reduz a disponibilidade de nutrientes essenciais ao estabelecimento de fitopatógenos. Dessa forma, a presença de *Trichoderma* na rizosfera pode limitar a germinação de esporos e o desenvolvimento inicial de patógenos presentes no solo (Zin&Badaluddin, 2020; Bettiol&Morandi, 2009).

Outro mecanismo relevante é a antibiose, caracterizada pela produção de metabólitos secundários com atividade antimicrobiana. Espécies de *Trichoderma* são capazes de sintetizar diversos compostos bioativos, como peptaibóis, gliotoxinas, viridinas e outras substâncias com propriedades antifúngicas, além de enzimas hidrolíticas que contribuem para a degradação da parede celular de fungos fitopatogênicos. Esses metabólitos podem atuar tanto por contato direto quanto por difusão no ambiente, interferindo na integridade estrutural e no metabolismo dos patógenos alvo (Poveda, 2021; Mukherjee et al., 2022).

O micoparasitismo representa um dos mecanismos mais característicos do biocontrole promovido por *Trichoderma*. Nesse processo ocorre inicialmente o reconhecimento químico do patógeno, seguido pelo crescimento direcionado das hifas do antagonista em direção ao hospedeiro. Posteriormente, são formadas estruturas de adesão e ocorre o enrolamento das hifas ao redor do patógeno, acompanhado da secreção de enzimas hidrolíticas, como quitinases, β -1,3-glucanases e proteases, responsáveis pela degradação da parede celular do fungo alvo e consequente supressão do patógeno (Mukherjee et al., 2022; Guzmán-Guzmán et al., 2023).

Além da ação direta sobre os patógenos, espécies de *Trichoderma* também podem atuar na indução de resistência em plantas hospedeiras. Esse processo envolve a ativação de diferentes vias de sinalização associadas aos hormônios vegetais, especialmente ácido jasmônico e etileno, resultando na expressão de genes relacionados à defesa, produção de compostos antimicrobianos e reforço estrutural da parede celular vegetal. Como consequência, as plantas tornam-se mais preparadas para responder a infecções por patógenos (Poveda, 2021; Meyer et al., 2023).

A atuação conjunta desses mecanismos confere ao gênero elevada versatilidade ecológica e grande potencial para o controle biológico de patógenos de solo, incluindo *S. sclerotiorum*, justificando seu amplo uso em programas de manejo integrado de doenças em diferentes culturas agrícolas (Zin&Badaluddin, 2020; Poveda, 2021).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

O experimento foi realizado no primeiro semestre de 2025, no Laboratório de Fitopatologia localizado no Centro Universitário de Patos de Minas (UNIPAM), no município de Patos de Minas, Minas Gerais, Brasil. O local apresenta as seguintes coordenadas geográficas: latitude -18.573329, longitude -46.513250 e 940m de altitude.

O fungo *S. sclerotiorum* foi obtido da coleção de patógenos do Laboratório de Fitopatologia. Foi realizado o cultivo do fungo em placas de Petri de meio de cultura BDA (Batata Dextrose Ágar). As placas de Petri com as colônias do fungo foram mantidas a 25 °C em Câmara BOD (Demanda Bioquímica de Oxigênio). Para manutenção do inóculo, o fungo foi repicado para placas de Petri com meio BDA; depois da repicagem, foi realizada a identificação e o armazenamento em BOD a 25 °C

com 60% de umidade relativa e fotoperíodo de 12 horas até a germinação miceliogênica.

No experimento, foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado (DIC), com sete tratamentos e cinco repetições. Foram utilizados dois isolados de *Trichoderma* spp., obtidos em laboratório, que foram testados para o combate ao fungo *S. sclerotiorum* e os fungicidas Fluazinam e Procimidona, de origem comercial, no controle químico (Quadro 1).

Quadro 1. Tipos de tratamentos aplicados no experimento.

Código	Tratamento
T1	Controle <i>S. sclerotiorum</i>
T2	<i>Trichoderma asperellum</i>
T3	<i>Trichoderma harzianum</i>
T4	Fluazinam
T5	Procimidona
T6	Controle <i>Trichoderma asperellum</i>
T7	Controle <i>Trichoderma harzianum</i>

A produção do fungo foi realizada em meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar), preparado com 42,0 g L⁻¹ de BDA e 10,0 g L⁻¹ de ágar em água destilada, sendo o meio distribuído em frascos Erlenmeyer e posteriormente esterilizado em autoclave a 120 °C por 30 minutos. Após a esterilização, o meio foi mantido em resfriamento até atingir temperatura adequada para manipulação.

Para o tratamento com fungicidas, adicionou-se a dose de 0,50 µL dos ingredientes ativos Fluazinam e Procimidona em 100 mL de meio de cultura esterilizado. Os volumes foram mensurados com micropipeta automática calibrada, utilizando ponteiros estéreis descartáveis, garantindo precisão na dosagem dos fungicidas antes da incorporação ao meio. Após a adição dos fungicidas, o meio foi homogeneizado e colocados na câmara de fluxo laminar vertical para manutenção da assepsia. Assim foram montadas as placas de Petri e foram deixadas por vinte minutos para que o meio de cultura solidificasse. Depois da solidificação do meio de cultura, foi feita a montagem dos testes.

Foram realizados os seguintes testes:

I. Teste de controle “in vitro” (Teste arena)

No teste de arena, foram utilizados discos de micélio com 0,5 cm de diâmetro, retirados de colônias de *Sclerotinia sclerotiorum* previamente reativadas em meio BDA por repicagem e incubadas por sete dias. Os discos foram posicionados a aproximadamente 1,0 cm da borda de placas de Petri contendo cerca de 15 mL de meio BDA. Em seguida, um disco de micélio contendo os isolados de *Trichoderma asperellum* e *Trichoderma harzianum* foi colocado na extremidade oposta da placa, caracterizando o ensaio de antagonismo em cultura pareada. O procedimento foi repetido para cada um dos isolados avaliados. As testemunhas possuíam exclusivamente um disco de micélio de cada um dos isolados de *Trichoderma* spp. e também placas com disco do fungo *S. sclerotiorum*, ambos separadamente para observar o desenvolvimento sem nenhum tipo de antagonista. As placas foram lacradas com papel filme e levadas à câmara de crescimento à temperatura de 25 °C e 60% UR durante sete dias. Foram realizadas medições dos diâmetros ao longo desse período de desenvolvimento, nas primeiras 72h e ao final dos 7 dias, utilizando régua milimetrada.



Figura 1. Ensaio de antagonismo em cultura pareada entre *Trichoderma* spp. e *Sclerotinia sclerotiorum* em meio BDA.

II. Teste de mortalidade com fungicida

Neste ensaio, foi avaliado o desenvolvimento de *S. sclerotiorum* em placas de Petri contendo meio BDA (batata-dextrose-ágar). O meio de cultura foi preparado, esterilizado em autoclave e, após resfriamento, adicionou-se a dose de 0,50 µL de Fluazinam para cada 100 mL de meio de cultura, o mesmo procedimento foi feito para o fungicida Procimidona. A concentração utilizada foi calculada com base na dose recomendada para a cultura do feijoeiro, considerando volume de calda de 200 L ha⁻¹ e aplicação de 1 L de produto comercial por hectare. Após a incorporação do fungicida, o meio foi vertido em placas de Petri.

Todo o procedimento foi realizado em câmara de fluxo laminar vertical, visando manter condições assépticas. Após a solidificação do meio, um disco de micélio de *S. sclerotiorum*, com 0,5 cm de diâmetro, foi posicionado no centro de cada placa. Em seguida, as placas foram lacradas com filme plástico (PVC) e incubadas em câmara de crescimento tipo BOD, a 25 °C e umidade relativa de aproximadamente 60%, permanecendo por sete dias.

Após o período de incubação, o crescimento micelial do patógeno foi avaliado pela mensuração do diâmetro das colônias com auxílio de régua milimetrada, sendo os valores obtidos comparados ao tratamento controle, no qual o patógeno foi cultivado em meio BDA sem a adição de fungicida.

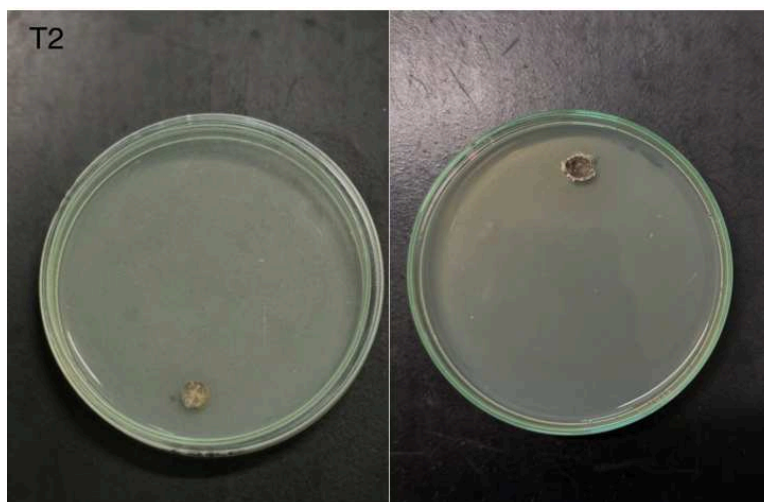


Figura 2. Crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum* em meio BDA contendo fungicidas.

III. Teste de metabólitos voláteis

O teste de metabólitos voláteis foi conduzido conforme metodologia descrita por Louzada et al. (2016), com adaptações. O experimento consistiu na exposição de *S. sclerotiorum* aos compostos voláteis produzidos por isolados de *Trichoderma* spp., sem contato físico direto entre os microrganismos.

Discos de 0,5 cm de diâmetro contendo micélio ativo de *S. sclerotiorum*, provenientes de colônias com sete dias de crescimento após repicagem, foram transferidos para o centro de placas de Petri contendo aproximadamente 15 mL de meio BDA. Em placas separadas, foram inoculados discos de *Trichoderma* spp. nas mesmas condições de meio e diâmetro.

Posteriormente, as placas de Petri contendo o patógeno e o antagonista foram posicionadas em sistema duplo, com as superfícies de cultivo voltadas uma para a outra. As bases das placas foram unidas e vedadas com filme plástico (PVC), formando uma câmara compartilhada. Esse arranjo experimental permitiu que os microrganismos compartilhassem o mesmo ambiente atmosférico, possibilitando a interação por meio de compostos voláteis, porém sem contato físico direto entre as colônias.

Todo o procedimento foi realizado em câmara de fluxo laminar vertical, visando assegurar condições assépticas. Para o tratamento controle, foram utilizadas placas contendo apenas *S. sclerotiorum*, mantidas sob as mesmas condições experimentais.

Após a montagem, as placas foram incubadas em câmara de crescimento a 25 °C e umidade relativa de aproximadamente 60%. Durante a incubação, as placas foram dispostas com o disco do patógeno voltado para a parte superior e o do antagonista para a parte inferior, a fim de evitar possível contato físico entre as superfícies e queda de esporos do antagonista, assegurando que a interação ocorresse exclusivamente por meio de compostos voláteis.



Figura 3. Sistema de placas sobrepostas utilizado para avaliação de metabólitos voláteis produzidos por *Trichoderma spp.* Sobre *Sclerotinia sclerotiorum*

IV. Ensaio de compatibilidade entre diferentes doses de fungicidas e *Trichoderma spp.* em meio BDA

Foi conduzido um ensaio in vitro com o objetivo de avaliar o efeito dos fungicidas Procimidona e Fluazinam sobre o crescimento micelial de isolados de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma asperellum*.

O experimento foi realizado em placas de Petri contendo meio de cultura batata-dextrose-ágar (BDA), previamente autoclavado. Após o preparo, os fungicidas Procimidona e Fluazinam foram incorporados ao meio ainda líquido, nas doses correspondentes à dose recomendada para a cultura (dose cheia), bem como nas frações de $\frac{1}{2}$ (50%), $\frac{1}{4}$ (25%), $\frac{1}{8}$ (12,5%) e controle (0%), sendo posteriormente vertidos nas placas de Petri. Após a solidificação do meio, foi depositado, no centro de cada placa, um disco de micélio de 0,5 cm de diâmetro dos isolados de *T. harzianum* e *T. asperellum*, previamente cultivados em meio BDA.



Figura 4. Placas contendo diferentes dosagens dos fungicidas, associadas a *Trichoderma* spp. utilizados para avaliação da compatibilidade entre o controle químico e biológico.

Os tratamentos foram constituídos pela combinação de cada fungicida com os dois isolados de *Trichoderma* spp., sendo conduzidos separadamente para cada ingrediente ativo.

O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado, com cinco repetições por tratamento. As placas foram mantidas em câmara de incubação tipo BOD, nas mesmas condições adotadas nos ensaios anteriores. As avaliações do crescimento micelial foram realizadas às 72 horas e aos 7 dias após a inoculação, por meio da mensuração do diâmetro das colônias. Com base no diâmetro do crescimento da colônia e no número de dias após a disposição dos plugs de *S. sclerotiorum* foi calculada a AACP (Área Abaixo da Curva de Progresso), conforme descrito por

Campbel & Madden (1990) calculados pela fórmula
$$AACP = \sum_{i=1}^{n-1} [(x_i + x_{i+1}) / 2 * (t_{i+1} - t_i)]$$
 onde, n é o número de avaliações, x é o diâmetro do micélio e $(t_{i+1} - t_i)$ é o intervalo entre avaliações.

Tabela 1 – Tratamentos do ensaio de compatibilidade entre fungicidas e *Trichoderma* spp. em meio BDA

Tratamento	Fungicida	Dose aplicada	Microrganismo avaliado
Controle	—	0 (sem fungicida)	<i>T. harzianum</i> e <i>T. asperellum</i>
Procimidona	Procimidona	100%, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose	<i>T. harzianum</i> e <i>T. asperellum</i>
Fluazinam	Fluazinam	100%, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose	<i>T. harzianum</i> e <i>T. asperellum</i>

Fonte: Elaborado pela autora.

O controle é considerado como dose 0, sendo 5 doses baseadas na dose recomendada: 100%, 50%, 25%, 12,5% e 0%.

Análise estatística

Os valores de AACP passaram pela análise de variância e as médias equiparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade, com auxílio do programa estatístico gratuito SISVAR (Ferreira, 2011).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Crescimento micelial de *Trichoderma asperellum* e *Trichoderma harzianum*

Os dados referentes ao crescimento micelial de *Trichoderma asperellum* estão apresentados na Tabela 1. Observa-se que a área média de crescimento do tratamento com o antagonista foi numericamente inferior à do controle (*S. sclerotiorum*). No entanto, os tratamentos não diferiram estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Mesmo nessas condições, *T. asperellum* manteve crescimento micelial expressivo, evidenciando boa capacidade adaptativa no meio de cultivo avaliado.

Observa-se que os valores do tratamento controle (*S. sclerotiorum*) atingiram o limite máximo de crescimento permitido pelo diâmetro da placa de Petri, resultando em ausência de variação entre as repetições. Esse comportamento é esperado em ensaios in vitro quando o micélio coloniza completamente a superfície do meio de cultura, padronizando os valores finais de área.

Tabela 1 - Área abaixo da curva de progresso de *S. sclerotiorum* na presença de *Trichoderma asperellum*.

Tratamento	AACP
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Controle)	7430 a $\pm$ 0
<i>T. asperellum</i>	6170 a $\pm$ 1168

Fonte: dados da pesquisa (2026).

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%

Houve diferença estatística entre as espécies (Tabela 2), sendo que a área de crescimento de *T. harzianum* foi inferior à de *S. sclerotiorum* ($p \leq 0,05$). Entretanto, essa redução não comprometeu o vigor do isolado de *Trichoderma*, que apresentou crescimento micelial expressivo e manteve sua viabilidade nas condições experimentais.

De forma geral, ambos os antagonistas apresentaram desenvolvimento satisfatório em meio BDA, característica desejável para agentes de controle biológico. A diferença de comportamento observada, com redução significativa apenas para *T. harzianum*, pode estar associada a particularidades fisiológicas entre os isolados, como taxa de crescimento, demanda nutricional e padrão de colonização do meio. Espécies do gênero *Trichoderma* são reconhecidas por apresentarem elevada plasticidade fisiológica e rápida colonização de substratos, características que favorecem sua sobrevivência e estabelecimento em diferentes ambientes. Além disso, esses fungos produzem diversos metabólitos secundários e compostos voláteis que podem influenciar a interação com outros microrganismos presentes no meio.

Nesse contexto, a capacidade de crescimento e adaptação observada nos isolados avaliados reforça o potencial do gênero *Trichoderma* como agente de controle biológico, uma vez que o estabelecimento eficiente no substrato é um dos fatores determinantes para o sucesso na supressão de fitopatógenos. Esses resultados estão em consonância com estudos que destacam a elevada capacidade de crescimento e adaptação de espécies de *Trichoderma* spp. em meios artificiais e em diferentes condições ambientais, contribuindo para sua atuação eficiente na rizosfera e em ambientes com elevada diversidade microbiana (MESQUITA et al., 2017; SANTOS, 2022).

Tabela 2 - Área abaixo da curva de progresso de *S. sclerotiorum* na presença de *Trichoderma harzianum*.

Tratamento	AACP
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Controle)	7430 a $\pm$ 0
<i>T. harzianum</i>	6666 b $\pm$ 1094

Fonte: dados da pesquisa (2026).

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%

4.2 Efeito de metabólitos voláteis de *Trichoderma* spp. sobre *Sclerotinia sclerotiorum*

A Tabela 3 apresenta os resultados do ensaio de metabólitos voláteis, no qual *S. sclerotiorum* foi exposto aos compostos produzidos por *T. asperellum* e *T. harzianum* em sistema de placas sobrepostas. Observa-se que o tratamento com *T. harzianum* apresentou área média de crescimento micelial significativamente inferior à *S. sclerotiorum* (Controle), sendo alocado em grupo distinto pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Já o tratamento com *T. asperellum* não diferiu estatisticamente do controle, permanecendo na mesma classe de comparação.

Esses resultados indicam que, nas condições experimentais avaliadas, apenas os metabólitos voláteis produzidos por *T. harzianum* foram capazes de reduzir significativamente o crescimento micelial de *S. sclerotiorum*. Para *T. asperellum*, a

ausência de diferença estatística sugere que a produção ou a atividade dos voláteis não foi suficiente para promover inibição significativa do patógeno.

A literatura aponta que a produção de compostos orgânicos voláteis por *Trichoderma* spp. é dependente do isolado, do meio de cultura e das condições ambientais, podendo haver grande variabilidade entre espécies e até entre isolados da mesma espécie (LOUZADA et al., 2016; VINALE et al., 2008). Assim, a superioridade de *T. harzianum* na redução do crescimento de *S. sclerotiorum* por meio de voláteis corrobora a ideia de que o antagonismo exercido pelo gênero não se limita a um único mecanismo, sendo a expressão de cada um deles condicionada ao genótipo e ao ambiente.

Embora o efeito de *T. harzianum* tenha sido estatisticamente significativo, não houve supressão completa do crescimento micelial de *S. sclerotiorum*. Esse resultado indica que os metabólitos voláteis produzidos pelo antagonista foram capazes de reduzir o crescimento do patógeno, porém não de inibi-lo totalmente nas condições avaliadas. Dessa forma, o antagonismo observado sugere que os compostos voláteis atuam como um dos mecanismos de interação entre os microrganismos, devendo ser considerados em conjunto com outros mecanismos de biocontrole frequentemente associados ao gênero *Trichoderma*, como competição por espaço e nutrientes e o micoparasitismo.

Tabela 3 - Área Abaixo da Curva de Progresso de *Sclerotinia sclerotiorum* sob exposição aos compostos voláteis produzidos por *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma asperellum* in vitro.

Tratamento	AACP
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Controle)	7430 a ± 0
<i>T. harzianum</i>	6666 b ± 1094
<i>T. asperellum</i>	6848 a ± 807

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%

4.3 Efeito de fungicidas e de *Trichoderma* spp. sobre o crescimento de *Sclerotinia sclerotiorum*

Os resultados referentes ao teste de mortalidade e à ação dos antagonistas sobre *S. sclerotiorum* estão apresentados na Tabela 4. O tratamento controle apresentou a maior área média de crescimento micelial, representando o desenvolvimento pleno do patógeno na ausência de qualquer agente de controle. O fungicida Fluazinam promoveu inibição total do crescimento, com valores médios de área iguais a zero, diferindo estatisticamente de todos os demais tratamentos ($p \leq 0,05$). A Procimidona também reduziu de forma expressiva o crescimento de *S. sclerotiorum*, embora sem promover supressão completa, sendo alocada em grupo intermediário.

Os tratamentos com *T. asperellum* e *T. harzianum* apresentaram valores médios de crescimento inferiores ao controle e superiores aos fungicidas de maior efeito, sendo agrupados na mesma classe estatística e caracterizando controle parcial do patógeno. Esses resultados reforçam o potencial de *Trichoderma* spp. como agentes de controle biológico do mofo branco, ainda que, em condições in vitro, a eficiência dos fungicidas tenha sido superior em termos de redução direta do crescimento micelial.

A elevada eficiência de Fluazinam e Procimidona sobre *S. sclerotiorum* está de acordo com estudos que relatam sua recomendação e uso no manejo químico do mofo branco (MIORINI, 2015; PEREIRA et al., 2020). Entretanto, o fato de fungicidas de amplo espectro exercerem forte efeito fungitóxico levanta preocupação quanto à sua compatibilidade com microrganismos benéficos, uma vez que podem afetar também antagonistas presentes no solo, como *Trichoderma* spp. (SILVA et al., 2024).

Tabela 4 –Área Abaixo da Curva de Progresso AACP de *Sclerotinia sclerotiorum* submetida a tratamentos com fungicidas (Fluazinam e Procimidona) e agentes de controle biológico (*Trichoderma asperellum* e *Trichoderma harzianum*) in vitro.

Tratamentos	AACP
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Controle)	33,7 a $\pm$ 0,0
Fluazinam	0,0 d $\pm$ 0,0
Procimidona	2,7 c $\pm$ 1,6
<i>Trichoderma asperellum</i>	17,6 b $\pm$ 0,3
<i>Trichoderma harzianum</i>	16,9 b $\pm$ 1,7

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%

4.4 Efeito de diferentes doses de fungicidas sobre o crescimento micelial de *Trichoderma* spp.

Os resultados obtidos evidenciam que os fungicidas avaliados exerceram efeito significativo sobre o crescimento micelial de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma asperellum*, com resposta dependente da dose e do ingrediente ativo. De maneira geral, o Fluazinam apresentou maior efeito inibitório, enquanto a Procimidona demonstrou menor impacto sobre os isolados, indicando diferenças importantes quanto à compatibilidade com agentes de controle biológico.

A redução do crescimento micelial de *Trichoderma* spp. em função do aumento das doses de fungicidas está de acordo com estudos que relatam a sensibilidade de microrganismos benéficos à ação de compostos químicos. Segundo Harman Gary E. et al. (2004), embora espécies de *Trichoderma* apresentem elevada capacidade adaptativa e competitiva, sua atividade pode ser afetada negativamente por fungicidas, especialmente aqueles de amplo espectro e com ação não seletiva.

O efeito mais pronunciado do Fluazinam observado neste estudo pode ser explicado por seu mecanismo de ação, que atua como desacoplador da fosforilação oxidativa, interferindo diretamente na produção de energia celular. Esse modo de ação tende a afetar diversos grupos de fungos. De acordo com FRAC (2023), fungicidas com esse mecanismo apresentam elevado potencial de toxicidade, o que justifica a forte inibição observada. Resultados semelhantes foram relatados por Görden Adriano et al. (2009), que destacaram a elevada eficiência do Fluazinam no controle de *Sclerotinia sclerotiorum*, mas também alertaram para seu possível impacto sobre microrganismos benéficos.

Por outro lado, a Procimidona apresentou menor efeito inibitório, permitindo crescimento micelial mesmo em doses mais elevadas. Esse comportamento sugere maior seletividade do ingrediente ativo, característica desejável em programas de manejo integrado. Estudos conduzidos por Carvalho Diego D. et al. (2015) demonstraram que determinados fungicidas podem apresentar compatibilidade com *Trichoderma* spp., possibilitando sua utilização conjunta sem comprometer

significativamente a ação do agente biológico. Da mesma forma, Miorini Tiago J. (2015) relatou que a escolha adequada de fungicidas pode permitir sua integração com estratégias biológicas no manejo do mofo branco.

A diferença de resposta entre *T. harzianum* e *T. asperellum* observada neste estudo pode ser atribuída à variabilidade fisiológica e genética entre as espécies. Conforme descrito por Benítez Teresa et al. (2004), espécies do gênero *Trichoderma* apresentam ampla diversidade metabólica, o que influencia diretamente sua tolerância a compostos químicos e condições ambientais adversas. Essa variabilidade também foi destacada por Schuster Alexander & Schmoll (2010), que ressalta a complexidade genética do gênero e sua relação com a adaptação a diferentes ambientes.

Além disso, a manutenção do crescimento micelial, mesmo sob efeito dos fungicidas, reforça a capacidade desses microrganismos de sobreviver em condições adversas. Segundo Vinale Francesco et al. (2008), *Trichoderma* spp. possuem diversos mecanismos de sobrevivência e antagonismo, incluindo produção de metabólitos secundários, enzimas hidrolíticas e rápida colonização do substrato, fatores que contribuem para sua eficiência como agentes de controle biológico.

Sob a perspectiva do manejo integrado de doenças, os resultados obtidos são particularmente relevantes. A compatibilidade entre fungicidas e agentes biológicos é um dos principais desafios para a adoção de estratégias sustentáveis. De acordo com a FAO (2021), o manejo integrado deve priorizar a combinação de métodos que minimizem impactos ambientais e preservem organismos benéficos. Nesse contexto, a Procimidona demonstra maior potencial para uso associado ao *Trichoderma*, enquanto o Fluazinam, apesar de sua elevada eficiência no controle do patógeno, pode comprometer o estabelecimento do agente biológico.

Adicionalmente, estudos mais recentes reforçam a necessidade de avaliação da compatibilidade entre insumos químicos e biológicos. Silva Gustavo H. et al. (2024) destacam que fungicidas de amplo espectro podem reduzir significativamente populações de microrganismos benéficos no solo, impactando negativamente a sustentabilidade dos sistemas agrícolas.

Dessa forma, os resultados deste estudo corroboram a literatura e reforçam a importância da escolha criteriosa de fungicidas em programas de manejo integrado,

visando maximizar a eficiência do controle do patógeno sem comprometer a atuação de agentes biológicos.

1 Tabela 5 – Modelos de regressão *Trichoderma asperellum* e *Trichoderma harzianum* com diferentes doses de fungicidas.

Tratamentos	Equação	Coefficiente de Determinação
FLUAZINAN T. HARZIANUM	$y = 726,34 \cdot x^2 - 1086,4 \cdot x + 415,21^*$	$R^2 = 0,9163$
PROCIMIDONA T. HARZIANUM	$y = 650,88 \cdot x^2 - 900,09 \cdot x + 542,64^*$	$R^2 = 0,8158$
FLUAZINAN T. ASPERELUM	$y = 304,36 \cdot x^2 - 446,41 \cdot x + 423,6^*$	$R^2 = 0,462$
PROCIMIDONA T, ASPERELUM	$y = 910,47 \cdot x^2 - 1169,5 \cdot x + 426,12^*$	$R^2 = 0,768$

*p-valor < 5%

4.5 Síntese dos resultados e implicações para o manejo

De forma integrada, os resultados obtidos indicam que:

Trichoderma asperellum e *Trichoderma harzianum* apresentaram crescimento micelial em condições in vitro, sendo observada redução significativa apenas para *T. harzianum* quando comparado ao controle;

Os metabólitos voláteis produzidos por *T. harzianum* promoveram redução significativa no crescimento de *S. sclerotiorum*, enquanto os produzidos por *T. asperellum* não diferiram do controle;

Os fungicidas Fluazinam e Procimidona exerceram efeito marcante sobre o crescimento do patógeno, com destaque para o Fluazinam, que apresentou inibição total do crescimento micelial;

Os fungicidas avaliados também influenciaram o crescimento micelial de *Trichoderma* spp., com efeito dependente da dose e do ingrediente ativo, sendo o Fluazinam mais inibitório e a Procimidona menos restritiva ao desenvolvimento dos isolados;

T. harzianum apresentou maior sensibilidade ao Fluazinam, enquanto ambos os isolados demonstraram maior tolerância relativa à Procimidona.

Esses resultados evidenciam que tanto o controle químico quanto o biológico apresentam potencial no manejo de *S. sclerotiorum*, porém com respostas distintas quanto à intensidade de ação e à seletividade sobre microrganismos benéficos. Nesse contexto, observa-se que a eficiência fungitóxica dos ingredientes ativos pode estar associada a diferentes níveis de impacto sobre agentes de controle biológico, aspecto relevante para a tomada de decisão em sistemas de manejo integrado.

Adicionalmente, os dados indicam que a interação entre fungicidas e *Trichoderma* spp. deve ser considerada na definição de estratégias de manejo, uma vez que determinados ingredientes ativos podem interferir no estabelecimento e na atividade dos antagonistas.

Os resultados obtidos neste estudo fornecem subsídios importantes para a compreensão da dinâmica entre controle químico e biológico em condições in vitro, contribuindo para o direcionamento de estudos futuros em ambiente protegido e em campo, com foco na compatibilidade entre métodos e na sustentabilidade do manejo do mofo branco na cultura do feijão.

5. CONCLUSÕES

1. *Trichoderma asperellum* não diferiu estatisticamente do controle quanto ao crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum* nas condições in vitro avaliadas.
2. *Trichoderma harzianum* promoveu redução significativa do crescimento micelial de *S. sclerotiorum*.
3. Nos ensaios com metabólitos voláteis, apenas *T. harzianum* apresentou efeito significativo na redução do crescimento micelial do patógeno.
4. Entre os fungicidas avaliados, o Fluazinam promoveu inibição total do crescimento micelial de *S. sclerotiorum*, enquanto a Procimidona ocasionou redução significativa, porém sem supressão completa.
5. O Fluazinam apresentou maior efeito inibitório sobre o crescimento de *Trichoderma* spp., enquanto a Procimidona demonstrou menor impacto, indicando maior potencial de compatibilidade com os isolados avaliados.
6. Os resultados evidenciam o potencial de espécies de *Trichoderma* como agentes de controle biológico do mofo branco, com destaque para *T. harzianum*, e reforçam a importância da avaliação da compatibilidade entre métodos químicos e biológicos no manejo integrado da doença.
7. Os resultados demonstram potencial de integração entre métodos químicos e biológicos no manejo do mofo branco, desde que considerada a seletividade dos fungicidas aos agentes biológicos

Recomendações para pesquisas futuras

1. Avaliar a eficiência de *Trichoderma harzianum* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em condições de casa de vegetação e campo, visando confirmar os resultados obtidos in vitro.
2. Investigar a compatibilidade entre espécies de *Trichoderma* e fungicidas utilizados no manejo do mofo branco, com o objetivo de subsidiar estratégias de manejo integrado da doença.

3. Caracterizar os metabólitos voláteis produzidos por espécies de *Trichoderma* associados à redução do crescimento micelial de *S. sclerotiorum*, contribuindo para o entendimento dos mecanismos envolvidos no biocontrole.

REFERÊNCIAS

- Abrantes, M. F. (2023). *Controle biológico de doenças foliares na soja* (Trabalho de conclusão de curso). Instituto Federal Goiano.
- Abreu, L. M., & Pfenning, L. H. (2019). O gênero *Trichoderma*. In M. C. Meyer (Ed.), *Trichoderma: Uso na agricultura* (pp. 163–180). Embrapa.
- AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. (2024). Ministério da Agricultura e Pecuária. <https://agrofit.agricultura.gov.br>
- Benítez, T., Rincón, A. M., Limón, M. C., & Codón, A. C. (2004). Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *International Microbiology*, 7, 249–260.
- Bettiol, W., & Morandi, M. A. B. (2009). *Biocontrole de doenças de plantas: Uso e perspectivas*. Embrapa Meio Ambiente.
- Boland, G. J., & Hall, R. (1994). Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 16, 93–108. <https://doi.org/10.1080/07060669409500766>
- Brown, E. M., Smith, L., & Patel, R. (2015). Host specificity of biological control agents and its impact on integrated disease management. *Journal of Agricultural Science*.
- Carbonell, S., Chiorato, A., & Bezerra, L. (2021). A planta e o grão do feijão e as formas de apresentação aos consumidores. In *Arroz e feijão: Tradição e segurança alimentar* (pp. 101–116). Embrapa.
- Carvalho, D. D. C., Geraldine, A. M., Junior, M. L., & Mello, S. C. M. (2015). Controle biológico do mofo-branco por *Trichoderma harzianum* em feijão em condições de campo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 50(12), 1220–1224. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2015001200012>

Derbyshire, M. C., & Denton-Giles, M. (2016). The control of *Sclerotinia sclerotiorum*: A serious pathogen of crops worldwide. *Frontiers in Plant Science*, 7, 90. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00090>

FAOSTAT. (2023). Crops and livestock products database. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <https://www.fao.org/faostat>

Ferreira, D. F. (2011). Sisvar: A computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia*, 35(6), 1039–1042. <https://doi.org/10.1590/S1413-70542011000600001>

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION (FAO). Integrated pest management. Rome: FAO, 2021.

FRAC – Fungicide Resistance Action Committee. (2023). *FRAC code list: Fungicides sorted by mode of action*. <https://www.frac.info>. Acesso em: 01 maio 2026.

FRAC – Fungicide Resistance Action Committee. (2024). *Informações básicas sobre resistência a fungicidas*. <https://www.frac-br.org>

Gonzaga, A. C. O. (Ed.). (2014). *Feijão: O produtor pergunta, a Embrapa responde* (2ª ed.). Embrapa.

Görgen, A. C.; Civardi, E. A.; Ragagnin, V. A.; Silveira Neto, A. N. Controle químico de *Sclerotinia sclerotiorum* em feijoeiro. *Fitopatologia Brasileira*, v. 34, n. 3, p. 227–232, 2009.

Görgen, C. A., Silveira Neto, A. N., Carneiro, L. C., Ragagnin, V., & Lobo Junior, M. (2009). Controle do mofo-branco com palhada e *Trichoderma harzianum* 1306 em soja. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 44(12), 1583–1590. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2009001200004>

Hahn, M. (2014). The rising threat of fungicide resistance in plant pathogenic fungi. *Journal of Chemical Biology*, 7, 133–141.

Harman, G. E.; Howell, C. R.; Viterbo, A.; Chet, I.; Lorito, M. *Trichoderma* species—opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, v. 2, n. 1, p. 43–56, 2004.

Horn, M., Chen, Y., & Liu, Z. (2019). Resource efficiency in agricultural experimentation. *Agricultural Research Economics*, 31(2), 123–135.

Junior, M. L., Machado-Rosa, T. A., & Geraldine, A. M. (2019). Uso de *Trichoderma* na cultura do feijão-comum. In M. C. Meyer, S. M. Mazaro, & J. C. Silva (Eds.), *Trichoderma: Uso na agricultura* (pp. 393–406). Embrapa.

KLEIN, S. G. et al. *Toward Best Practices for Controlling Mammalian Cell Culture Environments*. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*, v. 10, 2022. DOI: 10.3389/fcell.2022.788808.

Kirk, P., Johnson, A., & Wright, J. (2015). Controlled conditions in in vitro studies: Advantages and limitations. *Biological Reviews*, 90(3), 627–641.

Louzada, G. A. S., Barbosa, H. N., Carvalho, D. D. C., Martins, I., Lobo Junior, M., & Mello, S. C. M. (2016). Relação entre testes metabólicos e seleção de isolados de *Trichoderma* spp. antagonísticos a *Sclerotinia sclerotiorum*. *Revista Brasileira de Biociências*, 14(1), 9–14.

MAPA – Ministério da Agricultura e Pecuária. (2023). *Projeções do agronegócio: Brasil 2022/23 a 2032/33*. MAPA.

Mesquita, D. C. M., Ferreira, F. A., Martins, I., Mello, S. C. M., & Carvalho, D. D. C. (2017). Antagonismo in vitro de *Trichoderma* spp. A *Sclerotinia sclerotiorum* do feijão comum. *Agropecuária Científica no Semiárido*, 13(2), 123–130.

Miorini, T. J. J. (2015). *Métodos de aplicação e avaliação do residual de fungicidas no controle de mofo-branco em soja e feijão* (Tese de doutorado). Universidade Estadual Paulista. Disponível em: https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/298cfac3-846e-414e-ae35-2392b6e20c4f/content?utm_source=chatgpt.com

O'Sullivan, C. A., Belt, K., & Thatcher, L. F. (2021). Tackling control of a cosmopolitan phytopathogen: *Sclerotinia*. *Frontiers in Plant Science*, 12, 707509. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.707509>

Pereira, F. S., Borges, L. P., Guimarães, G. R., Silva, A., Gonçalves, R. N., Carvalho, L. R., & Teixeira, I. R. (2013). Estratégias de controle de mofo branco do feijoeiro. *Enciclopédia Biosfera*, 9(17), 1354–1371.

Pereira, V. L. M., Sousa, L. O., & Mendes, L. S. (2020). Controle químico e biológico in vitro de mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*). *Cerrado Agrociências*, 11, 95–105.

Poveda, J. (2021). *Trichoderma* as a biocontrol agent against pests: New uses for amycoparasite. *Biological Control*, 159, 104634.

Rodrigues, A. F. A. (2017). *Avaliação agrônômica de genótipos de feijoeiro comum no inverno em Uberlândia – MG* (Trabalho de conclusão de curso). Universidade Federal de Uberlândia.

Rodriguez, D. P. (2015). *Potencial da microbiolização de sementes com rizobactérias para o controle do mofo branco no feijão* (Dissertação de mestrado). Universidade Federal de Pelotas.

Roza, D. L. V. (2021). *Influência de coberturas vegetais na longevidade de escleródios de Sclerotiniasclerotiorum* (Dissertação de mestrado). Universidade do Estado de Santa Catarina.

Salvador, C. A. (2021). *Prognóstico agropecuário: Feijão 2021/2022*.

Santos, A. C. N. (2022). *Trichoderma spp. para o controle biológico de fitopatógenos* (Trabalho de conclusão de curso). Universidade Federal de Alagoas.

Santos, J. M. C. (2016). *Caracterização de linhagens elite de feijoeiro-comum quanto à reação ao mofo-branco* (Dissertação de mestrado). Universidade Estadual de Montes Claros.

Schuster, A.; Schmoll, M. Biology and biotechnology of *Trichoderma*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, v. 87, p. 787–799, 2010.

Silva, G. H.; Souza, R. M.; Oliveira, L. F. Compatibilidade entre fungicidas e agentes de controle biológico no manejo de doenças de plantas. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, v. 19, n. 1, p. 1–10, 2024.

Silva, L. C., Faria, A. F., Guimarães, R. A., Afridi, M. S., Medeiros, F. H. V., & Medeiros, F. C. L. (2024). In vitro incompatibility of *Trichoderma*-based products and herbicides in the control of white mold. *Crop Health*, 2(5).

Silva, R. A. (2018). *Estrutura genética e sensibilidade a fungicidas da população de Sclerotinia sclerotiorum no Brasil* (Dissertação de mestrado). Universidade Federal de Viçosa.

Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., et al. (2008). *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40, 1–10.

Vinale, F.; Sivasithamparam, K.; Ghisalberti, E. L.; Marra, R.; Barbetti, M. J.; LI, H.; Woo, S. L.; Lorito, M. A novel role for *Trichoderma* secondary metabolites in the interactions with plants. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, v. 72, n. 1–3, p. 80–86, 2008.

Wang, Q., et al. (2022). Molecular mechanism of *Sclerotinia sclerotiorum* resistance to SDHI fungicides. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70, 1234–1243.

Zin, N. A., & Badaluddin, N. A. (2020). Biological functions of *Trichoderma* spp. for agricultural applications. *Annals of Agricultural Sciences*, 65, 168–178.

APÊNDICES - QUADROS DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA DOS TRICHODERMAS

Quadro de análise de variância [*T. asperellum*]

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
TRATAMENTO	1	3967491.923281	3967491.923281	5.816	0.0424
erro	8	5456995.138460	682124.392308		
Total corrigido	9	9424487.061741			
CV (%) =	12.15				
Média geral:	6800.1363000	Número de observações:	10		

Quadro de análise de variância [Voláteis]

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
TRATAMENTO	2	1590251.436839	795125.718420	1.290	0.3109
erro	12	7397277.032746	616439.752729		
Total corrigido	14	8987528.469586			
CV (%) =	11.25				
Média geral:	6981.7817808	Número de observações:	15		

Quadro de análise de variância [*T. harzianum*]

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
TRATAMENTO	1	1457987.376163	1457987.376163	2.435	0.1573
erro	8	4790927.319813	598865.914977		
Total corrigido	9	6248914.695976			
CV (%) =	10.98				
Média geral:	7048.1805912	Número de observações:	10		

Quadro de análise de variância [Fungicidas]

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
TRATAMENTO	4	3671.337600	917.834400	840.046	0.0000
erro	20	21.852000	1.092600		
Total corrigido	24	3693.189600			
CV (%) =	7.36				
Média geral:	14.1960000	Número de observações:	25		

Quadro de análise de variância Diferentes Doses de Fungicidas

Variável analisada: AACP FLUAZINAN T. HARZIANUM

Opção de transformação: Variável sem transformação (Y)

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	<u>Fc</u>	<u>Pr>Fc</u>
DOSE_REC	4	525530.761096	131382.690274	28.989	0.0000
erro	20	90642.446320	4532.122316		
Total corrigido	24	616173.207416			
CV (%) =	33.69				
Média geral:	199.8356000	Número de observações:	25		

Variável analisada: AACP PROCIMIDONA T. HARZIANUM

Opção de transformação: Variável sem transformação (Y)

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	<u>Fc</u>	<u>Pr>Fc</u>
DOSE_REC	4	325670.006496	81417.501624	13.274	0.0000
erro	20	122675.253040	6133.762652		
Total corrigido	24	448345.259536			
CV (%) =	20.76				
Média geral:	377.2584000	Número de observações:		25	

Variável analisada: AACP FLUAZINAN T. ASPERELUM

Opção de transformação: Variável sem transformação (Y)

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	<u>Fc</u>	<u>Pr>Fc</u>
DOSE_REC	4	168155.021536	42038.755384	24.815	0.0000
erro	20	33881.252960	1694.062648		
Total corrigido	24	202036.274496			
CV (%) =	12.21				
Média geral:	337.0396000	Número de observações:		25	

Variável analisada: AACP PROCIMIDONA T. ASPERELLUM

Opção de transformação: Variável sem transformação (Y)

TABELA DE ANÁLISE DE VARIÂNCIA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
DOSE_REC	4	481782.679120	120445.669780	223.916	0.0000
erro	20	10758.117680	537.905884		
Total corrigido	24	492540.796800			
CV (%) =	10.11				
Média geral:	229.4080000	Número de observações:	25		

DADOS

Tabela 1 - Dados Análise *T. asperellum*

Tratamentos	AACP
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
<i>T. asperellum</i>	7430,0166
<i>T. asperellum</i>	5578,9398
<i>T. asperellum</i>	7430,0166
<i>T. asperellum</i>	5013,333

<i>T. asperellum</i>	5398,974
----------------------	----------

Tabela 2 - Dados Análise *T. harzianum*

Tratamentos	AACP
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
Controle	7430,0166
<i>T. harzianum</i>	7430,0166
<i>T. harzianum</i>	7430,0166
<i>T. harzianum</i>	5977,4355
<i>T. harzianum</i>	5064,237612
<i>T. harzianum</i>	7430,0166

Tabela 3 - Dados ensaios Voláteis Análise *T. harzianum* x *T. asperellum*

Tratamento	AACP
Controle	7430,017
Controle	7430,017
Controle	7430,018
Controle	7430,017
Controle	7430,017
<i>T. harzianum</i>	7430,017

<i>T. harzianum</i>	7430,017
<i>T. harzianum</i>	5977,436
<i>T. harzianum</i>	5064,238
<i>T. harzianum</i>	7430,017
<i>T. asperellum</i>	7430,017
<i>T. asperellum</i>	5784,615
<i>T. asperellum</i>	7430,017
<i>T. asperellum</i>	7430,017
<i>T. asperellum</i>	6170,256

2 Tabela 4 - Dados Tratamentos com fungicida

Tratamento	AACP
Controle	33,75
Controle	33,75
Controle	33,75
Controle	33,75
Controle	33,75
Fluazinam	0
Fluazinam	0
Fluazinam	0
Fluazinam	0
Fluazinam	0

Procimidona	0,75
Procimidona	2,4
Procimidona	2,55
Procimidona	2,85
Procimidona	5,1
<i>Trichoderma asperellum</i>	18
<i>Trichoderma asperellum</i>	17,25
<i>Trichoderma asperellum</i>	17,55
<i>Trichoderma asperellum</i>	17,55
<i>Trichoderma asperellum</i>	17,7
<i>Trichodermaharzianum</i>	16,65
<i>Trichodermaharzianum</i>	18,3
<i>Trichodermaharzianum</i>	15,9
<i>Trichodermaharzianum</i>	14,7
<i>Trichodermaharzianum</i>	18,9

3 Tabela 5 - Crescimento de *Trichoderma* em diferentes doses de fungicidas.

Dose Rec	Rep	AACP FLU HARZ	AACP PRO HARZ	AACP FLU ASPER	AACP PRO ASPER
0	1	484,1488	595,815	467,075	502,4
0	2	467,075	595,815	502,4	502,4
0	3	439,3096	595,815	502,4	502,4
0	4	454,2638	595,815	502,4	502,4
0	5	470,3956	595,815	494,9582	502,4
1	1	20,1588	382,2008	293,3702	149,833
1	2	42,8453	331,7253	239,2916	146,6537
1	3	99,3182	416,2306	232,4228	150,9398
1	4	41,97395	301,2045	261,9938	171,6324
1	5	34,226	0	326,8348	163,3036
0,5	1	138,4976	251,9693	286,3288	107,3174
0,5	2	21,195	334,3708	299,7758	122,672
0,5	3	58,875	261,0125	343,1	97,34
0,5	4	155,8382	298,1038	388,575	109,3898
0,5	5	71,1524	289,9084	324,4484	153,2948

0,25	1	298,1038	346,7738	306,0558	180,0398
0,25	2	238,4516	380,5288	371,7917	184,687
0,25	3	270,7858	385,6862	249,1904	204,6574
0,25	4	26,5958	346,7738	410,555	184,687
0,25	5	91,3112	389,3757	266,17	217,6256
0,125	1	185,8802	331,7253	257,8097	143,3332
0,125	2	268,211	328,13	261,0125	152,0938
0,125	3	115,395	299,7758	275,5193	185,888
0,125	4	254,7953	389,36	301,495	246,8825
0,125	5	247,0474	387,4996	261,0125	150,9398

Fotos dos experimentos

T1 - Controle *S. sclerotiorum*



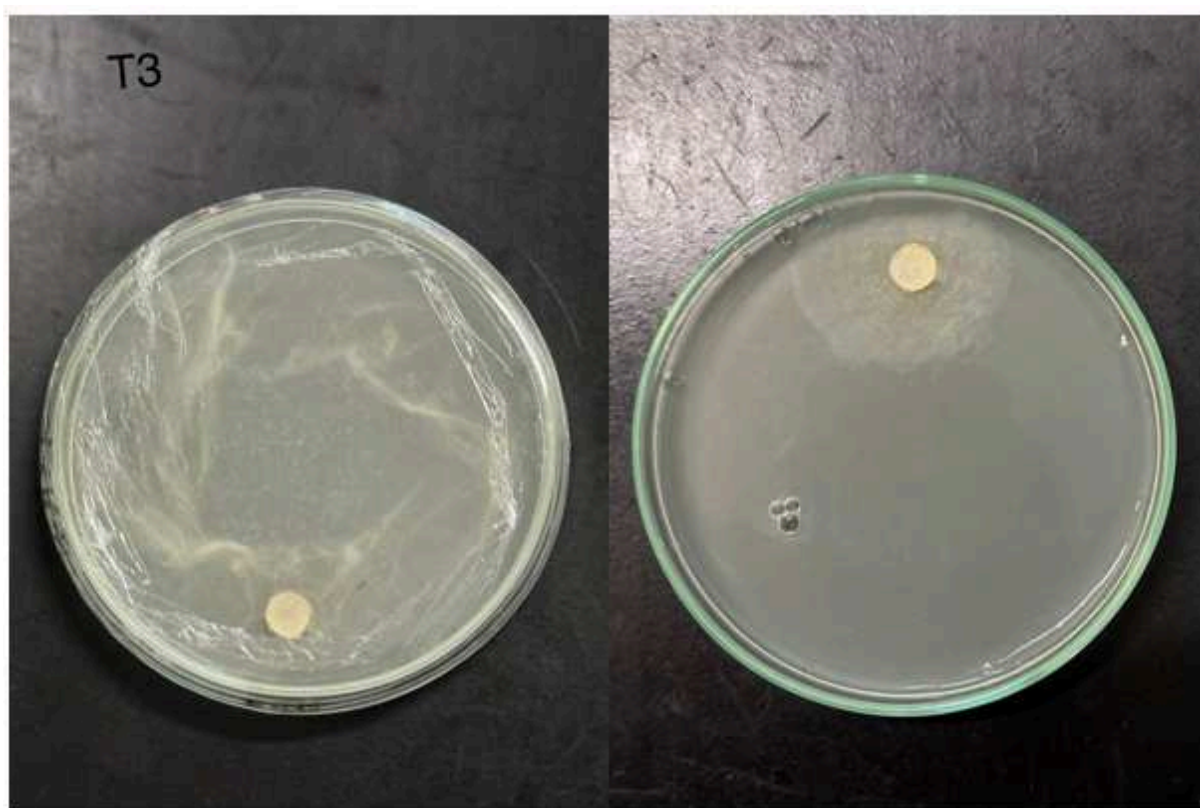
Avaliação 1 – 09/01/25

Avaliação 2 – 13/01/25

Figura 1 – Registro fotográfico comparativo dos testes de controle in vitro (Teste I – teste arena e Teste II – teste de mortalidade com fungicida), conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições. As imagens correspondem às avaliações realizadas em 09 de janeiro de 2025 (Avaliação 1) e 13 de janeiro de 2025 (Avaliação 2), demonstrando o efeito dos tratamentos: T1 – Controle de *S. sclerotiorum*; T2 – Fluazinam + *S. sclerotiorum*; T3 – Procimidona + *S. sclerotiorum*;

T4 – *T. asperellum* + *S. sclerotiorum*; T5 – *T. harzianum* + *S. sclerotiorum*, sobre o crescimento micelial do patógeno.

T. 2 – Fluazinam + Scl. Scl



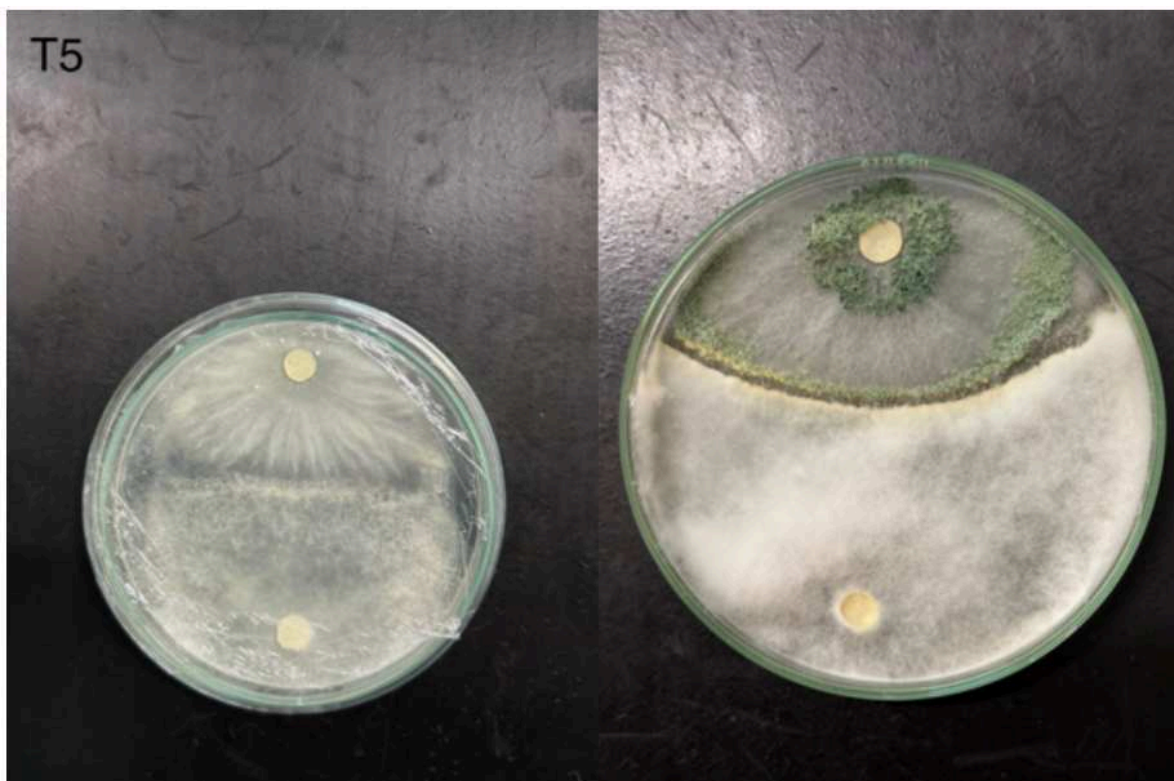
T3 – Scl. Scl + Procimidona



T4 – *Tric. Asp* + *Scl. scl*

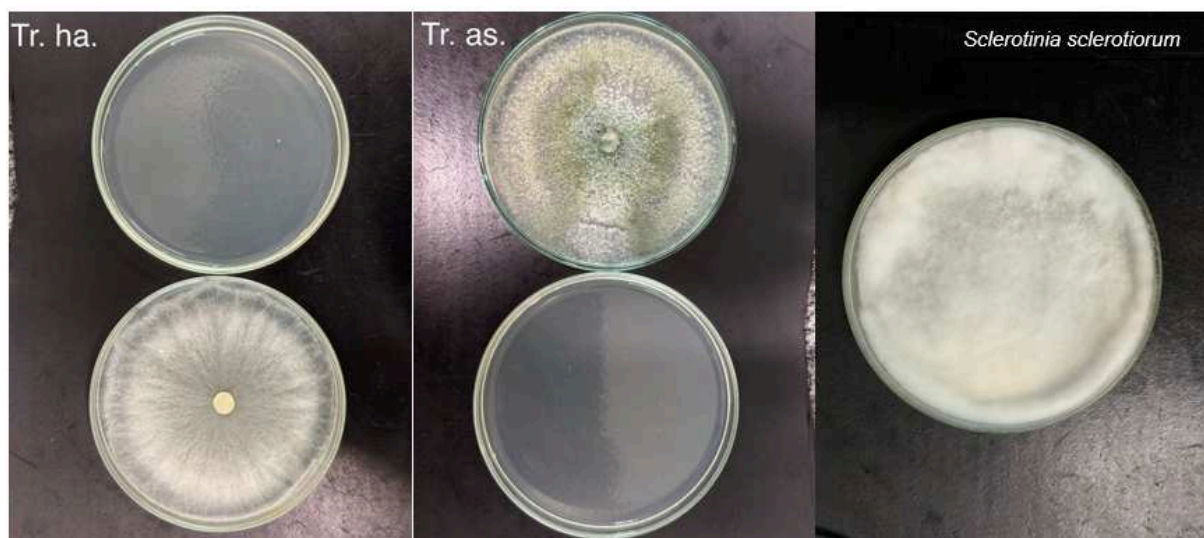


T5 – *Tric. Harz.* + *Scl. Scl*



Experimentos – Metabólitos Voláteis

Figura 2 – Registro fotográfico do ensaio de metabólitos voláteis, conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições, avaliando o efeito dos compostos orgânicos voláteis produzidos por *T. harzianum* e *T. asperellum* sobre o crescimento micelial de *S. sclerotiorum*. São apresentados os controles individuais dos antagonistas e do patógeno, bem como os tratamentos combinados (*S. sclerotiorum* + *T. harzianum* e *S. sclerotiorum* + *T. asperellum*), evidenciando a influência dos metabólitos voláteis no desenvolvimento micelial.

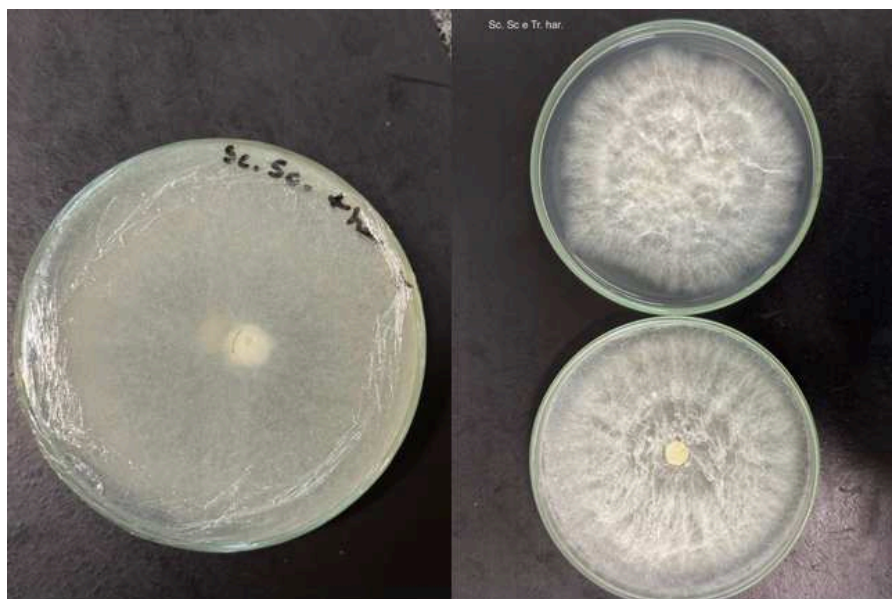


Controle *Tr. Harzianum*

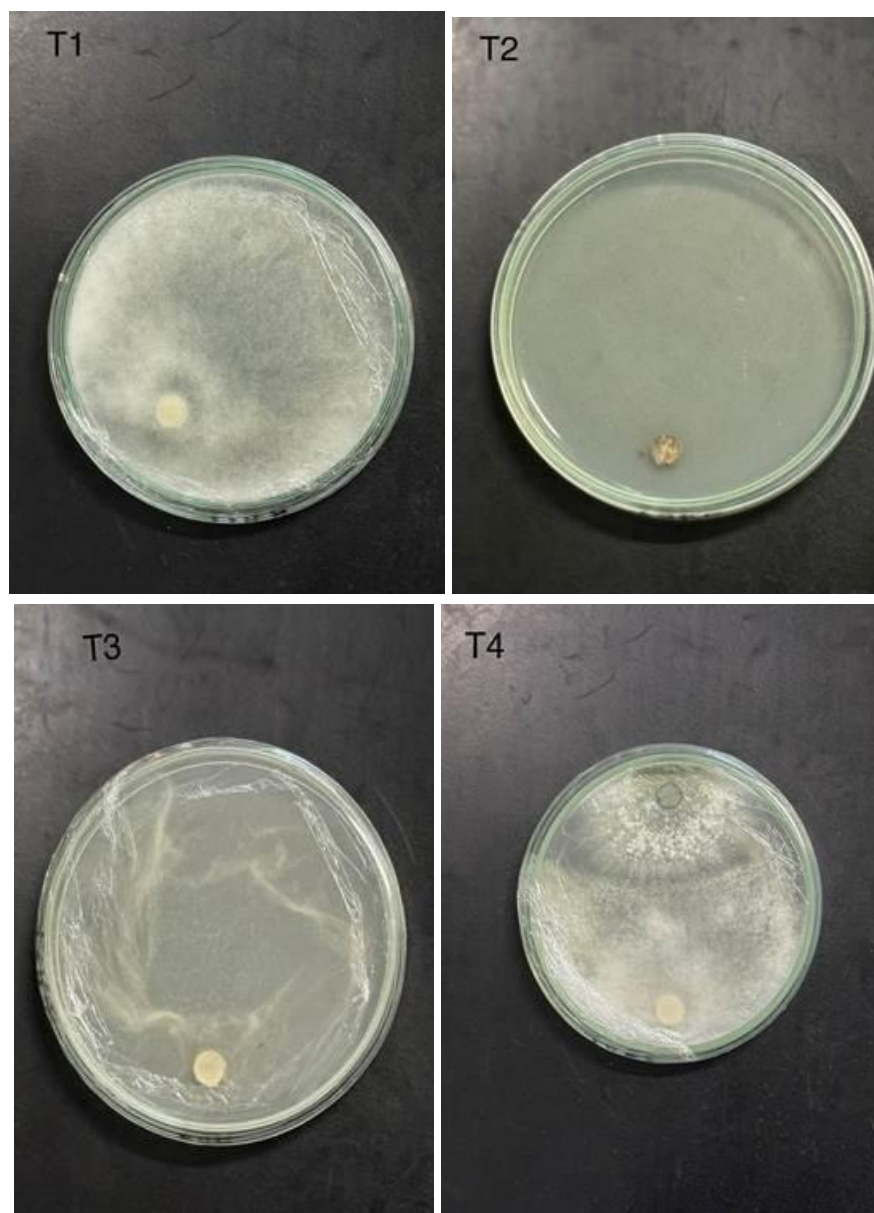
Controle *Tr. Asperellum*

Controle – *Scl. Sclerotiorum*

T - *Scl. Scl.* + *Tr. Harzianum*



T- *Scl. Scl.* + *Tr. Asperellum*



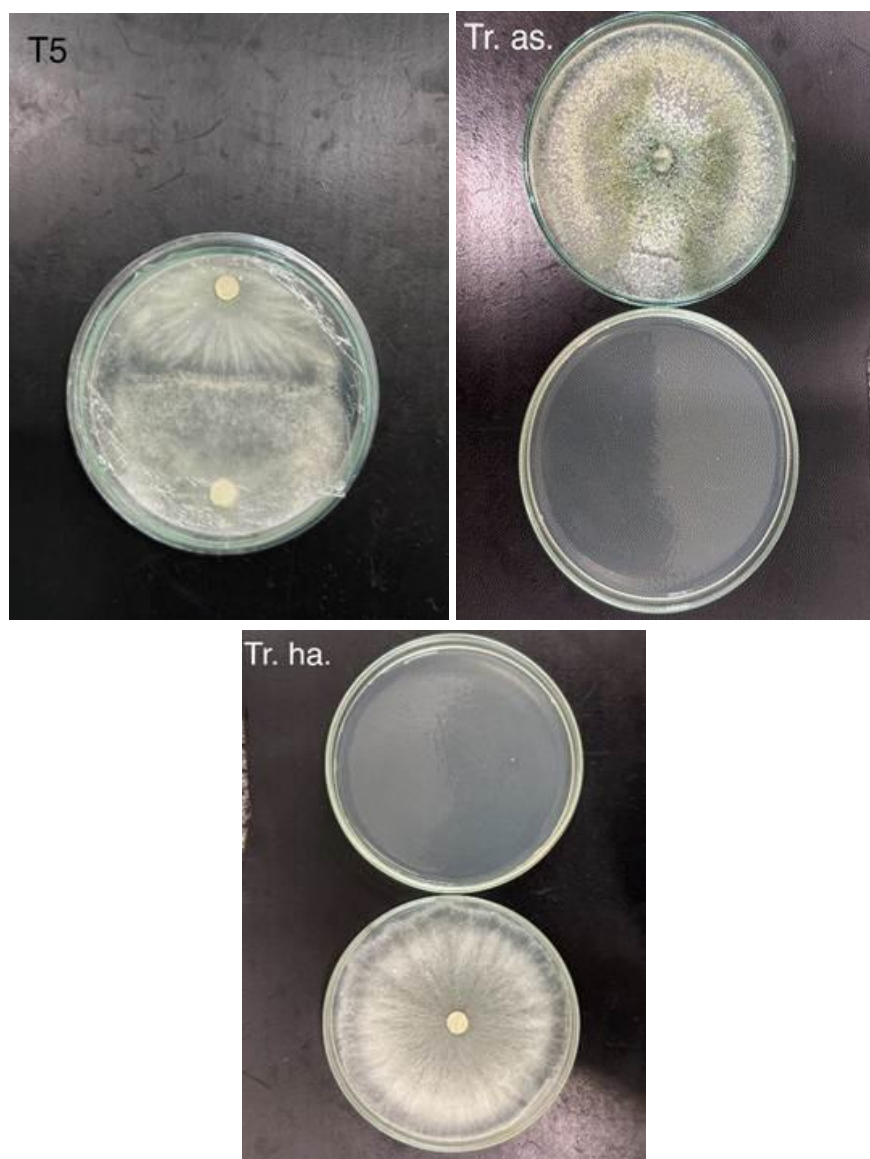


Figura 1. Testes de controle in vitro, compreendendo o Teste I (teste arena) e o Teste II (teste de mortalidade com fungicida), conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com sete tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos consistiram em: T1 – Controle de *Sclerotinia sclerotiorum*; T2 – *Trichoderma asperellum*; T3 – *Trichoderma harzianum*; T4 – Fluazinam; T5 – Procimidona; T6 – Controle de *Trichoderma asperellum*; T7 – Controle de *Trichoderma harzianum*. O ensaio foi realizado sob condições controladas de laboratório, visando à avaliação da eficiência de controle e do efeito fungitóxico dos tratamentos sobre o crescimento micelial do patógeno.

Experimentos – Metabólitos Voláteis - Scl. Scl + Tr. *Harzianum*

Figura 2. Ensaio de metabólitos voláteis conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições, destinado à avaliação do efeito dos compostos orgânicos voláteis produzidos por *Trichoderma harzianum* sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*. O experimento foi realizado pelo método de placas pareadas (sistema de placas sobrepostas), sem contato físico entre os microrganismos, permitindo exclusivamente a ação dos metabólitos voláteis. As avaliações foram realizadas aos 3 dias e 7 dias de incubação, por meio da mensuração do diâmetro micelial.

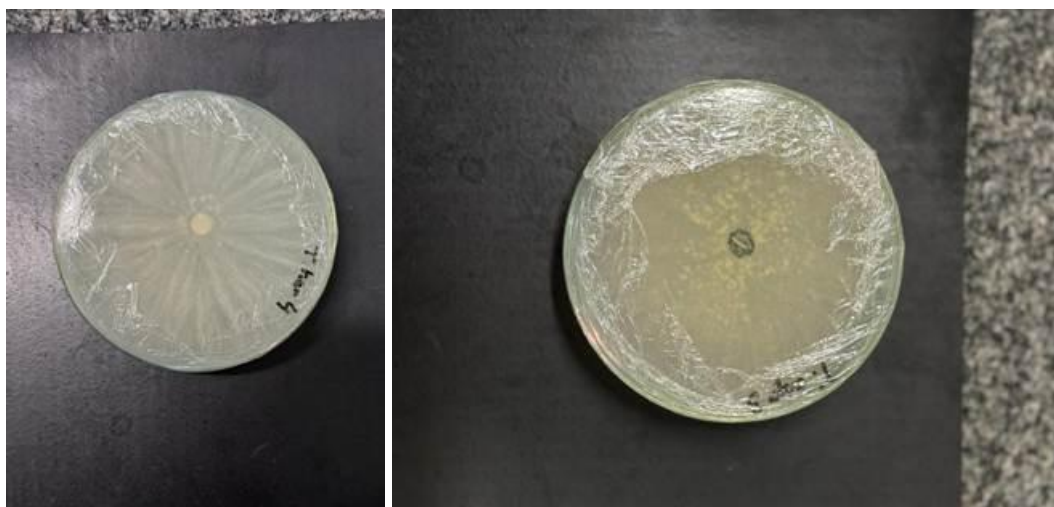
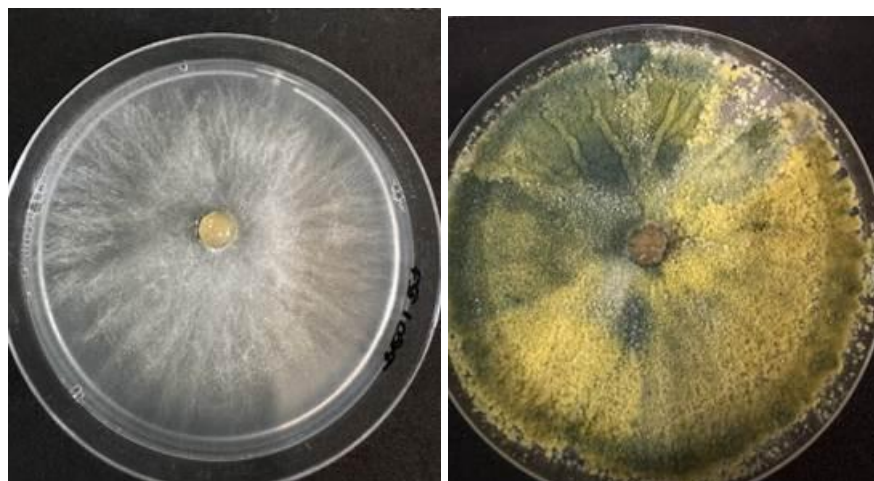
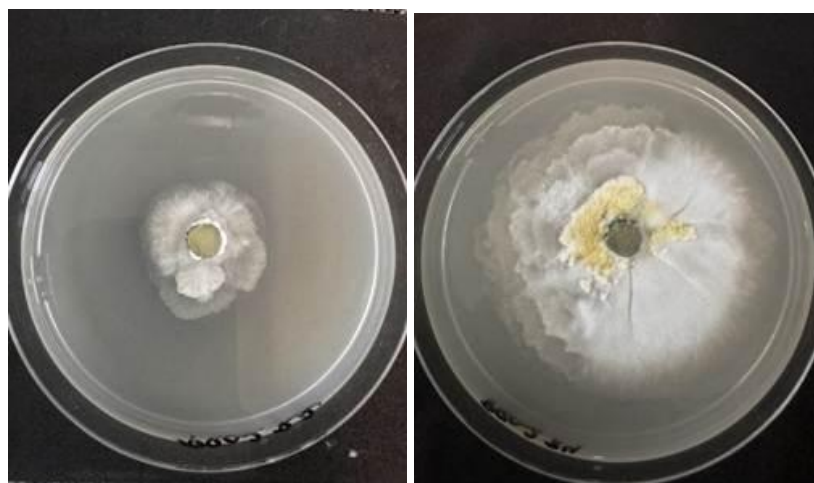


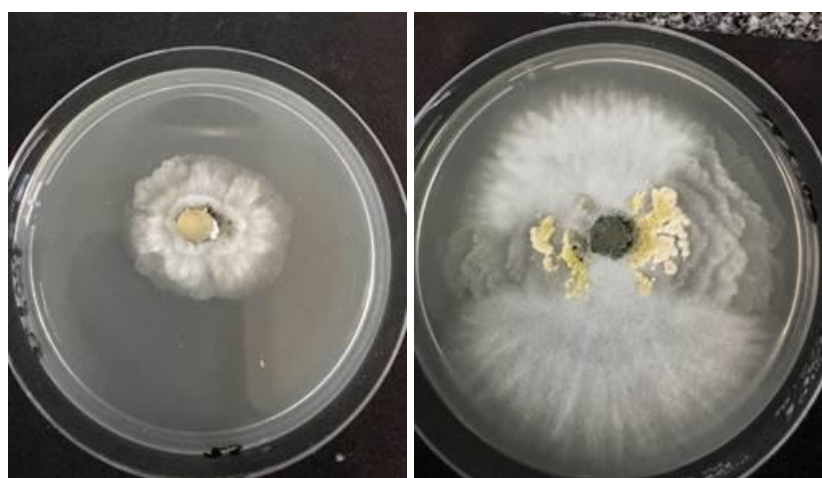
Figura 3. Ensaio de metabólitos voláteis conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições, destinado à avaliação do efeito dos compostos orgânicos voláteis produzidos por *Trichoderma asperellum* sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*. O experimento foi realizado pelo método de placas pareadas (sistema de placas sobrepostas), sem contato físico entre os microrganismos, permitindo exclusivamente a ação dos metabólitos voláteis. As avaliações foram realizadas aos 3 dias e 7 dias de incubação, por meio da mensuração do diâmetro micelial.



Pro 1 + Tr. Asp R6



Pro 2 + Tr. Asp R2

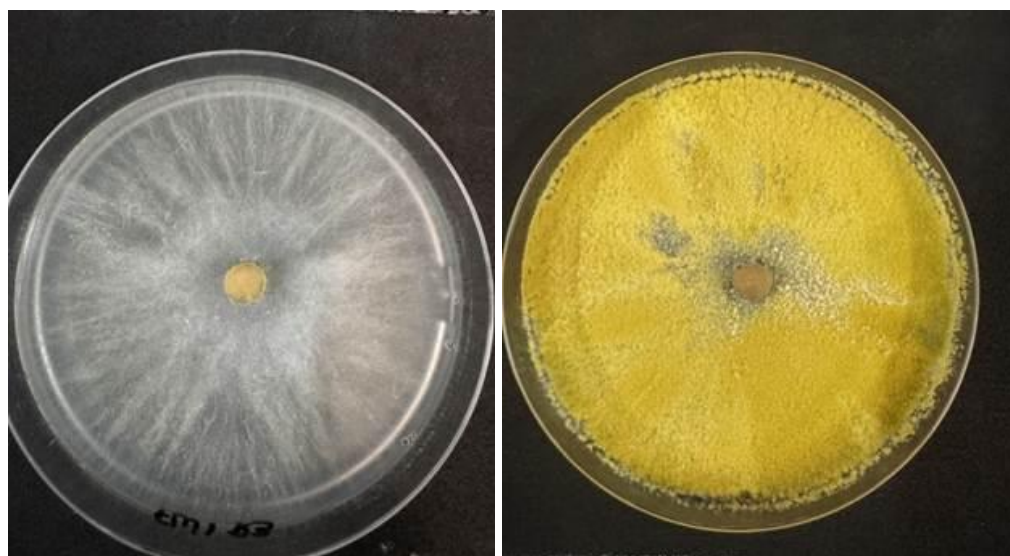


Pro 3 + Tr. Asp R6



Pro 4 +Tr. Asp R6

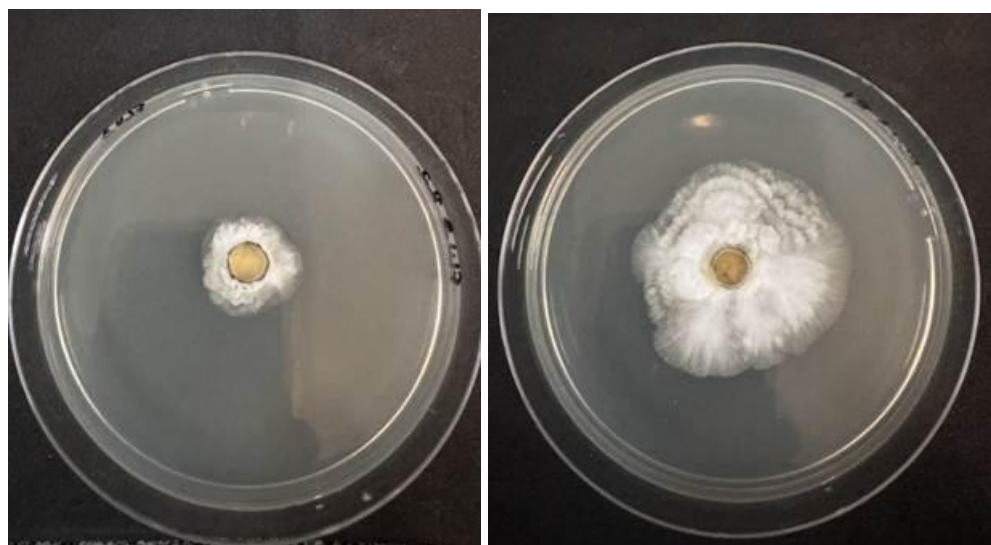
Figura 4 – Registro fotográfico dos tratamentos contendo o fungicida Procimidona em diferentes dosagens (dose recomendada, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose recomendada), associados a *Trichoderma asperellum*, conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições. As imagens evidenciam o efeito das concentrações do fungicida, isoladas ou em associação com o agente biológico, sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*.



Flu 1 = Tr. Asp. R3



Flu 2 + Tr. Asp. R6



Flu 3 + Tr. Asp R1

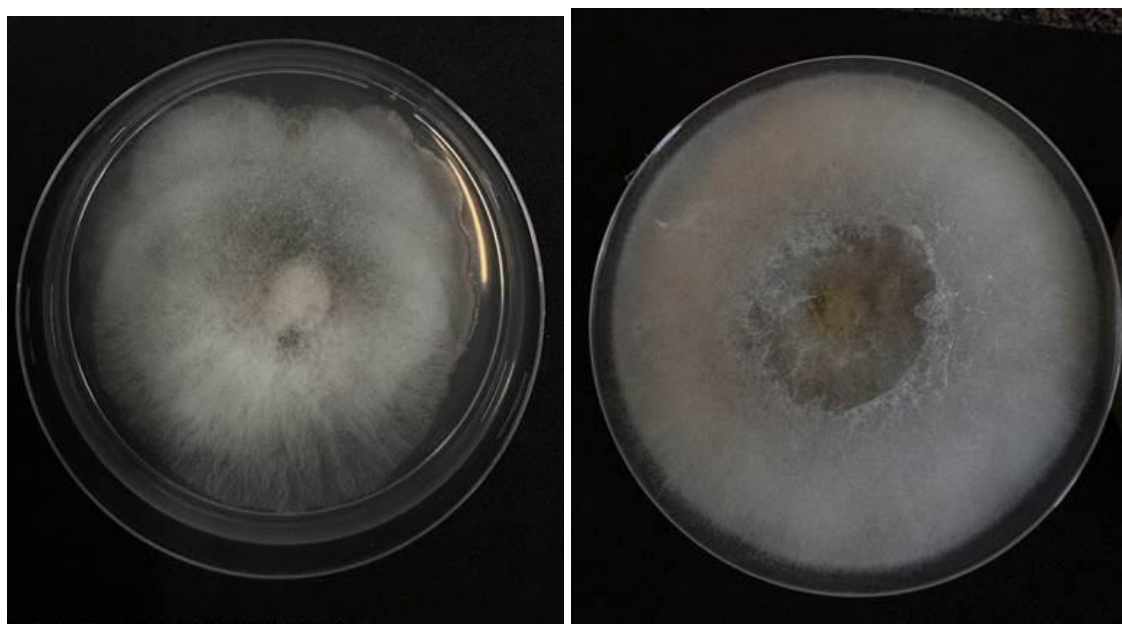


Flu 4 + Tr. Asp. R7

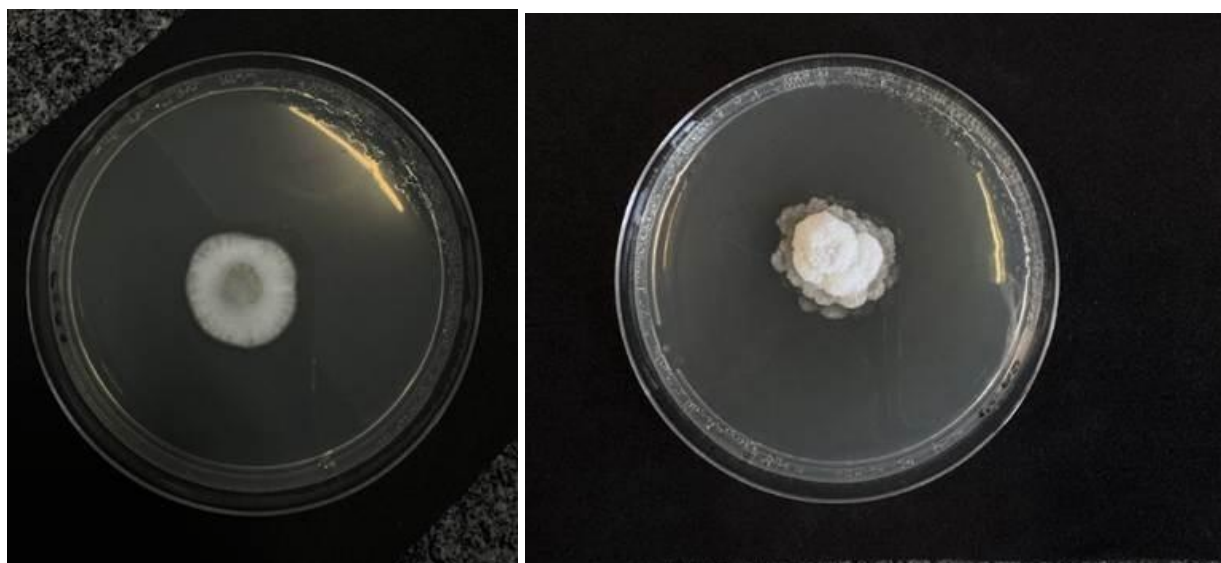


Flu + Tr. Asp. R4

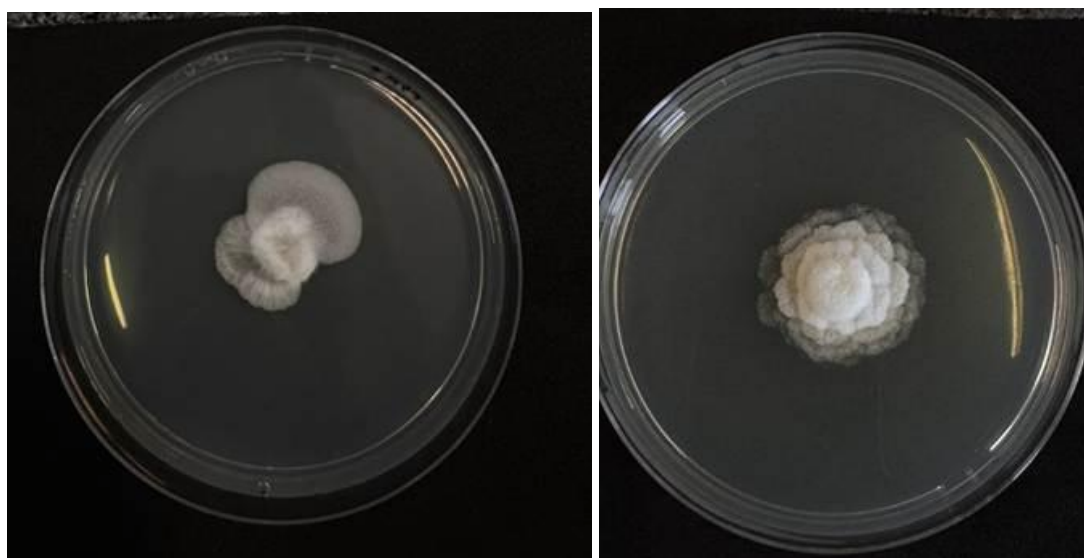
Figura 5 – Registro fotográfico dos tratamentos contendo o fungicida Fluazinam em diferentes dosagens (dose recomendada, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose recomendada), associados a *Trichoderma asperellum*, conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições. As imagens evidenciam o efeito das concentrações do fungicida, isoladas ou em associação com o agente biológico, sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*.



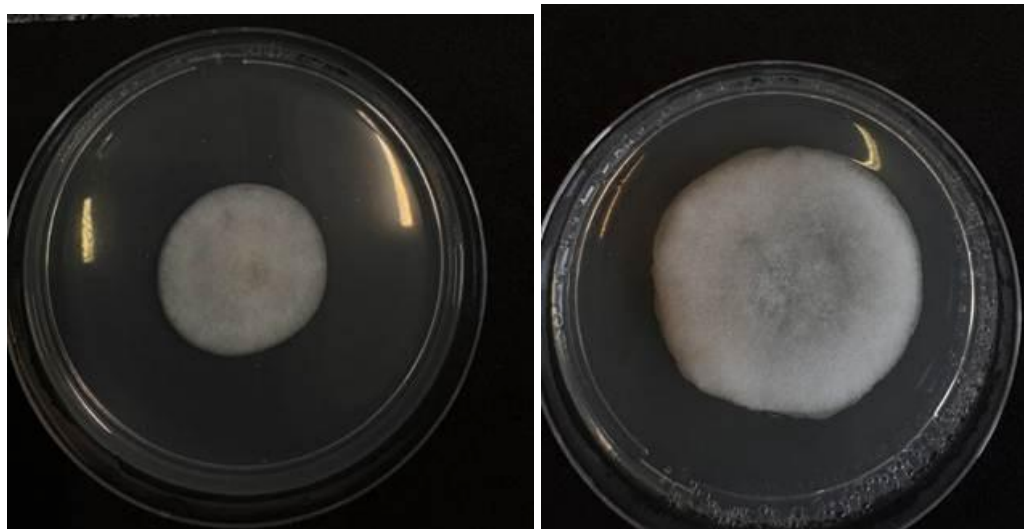
Flu 1 +Tr. Harz R1



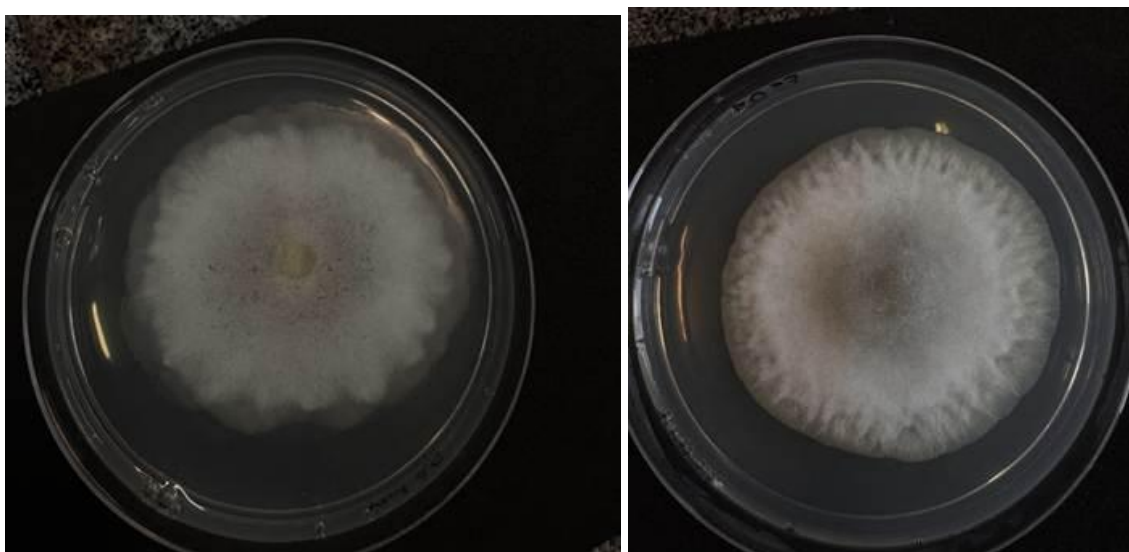
Flu 2 + Tr. Harz R2



Flu 3 + Tr. Harz R6

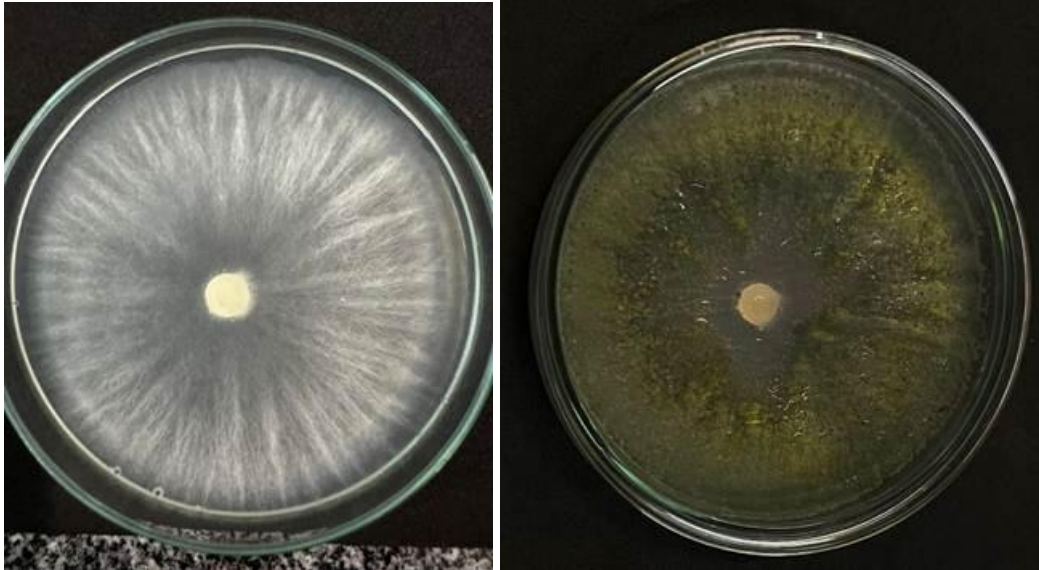


Flu 4 + Tr. Harz R6

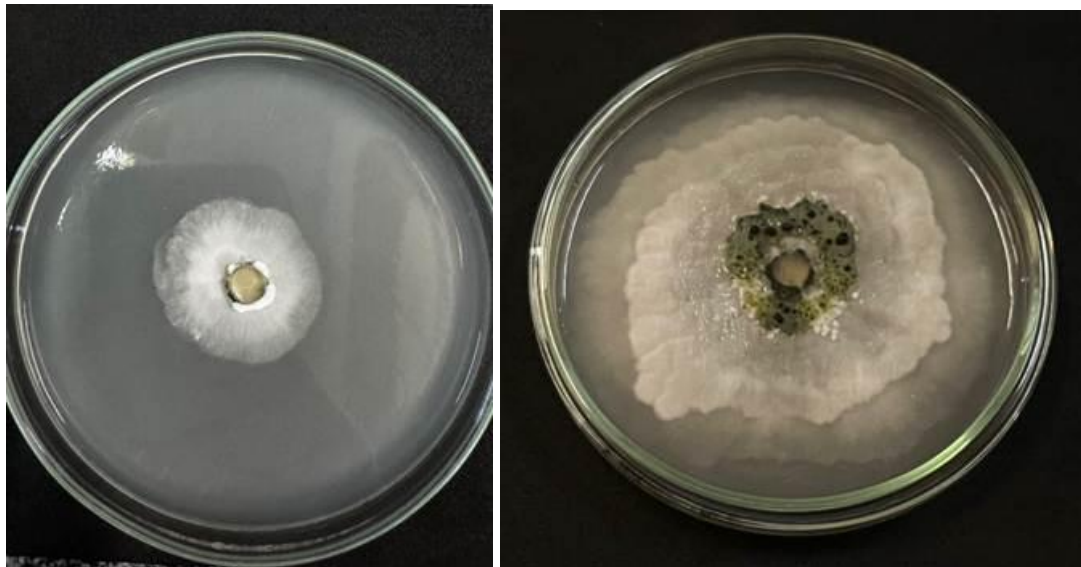


Flu 5+ Tr. Har R5

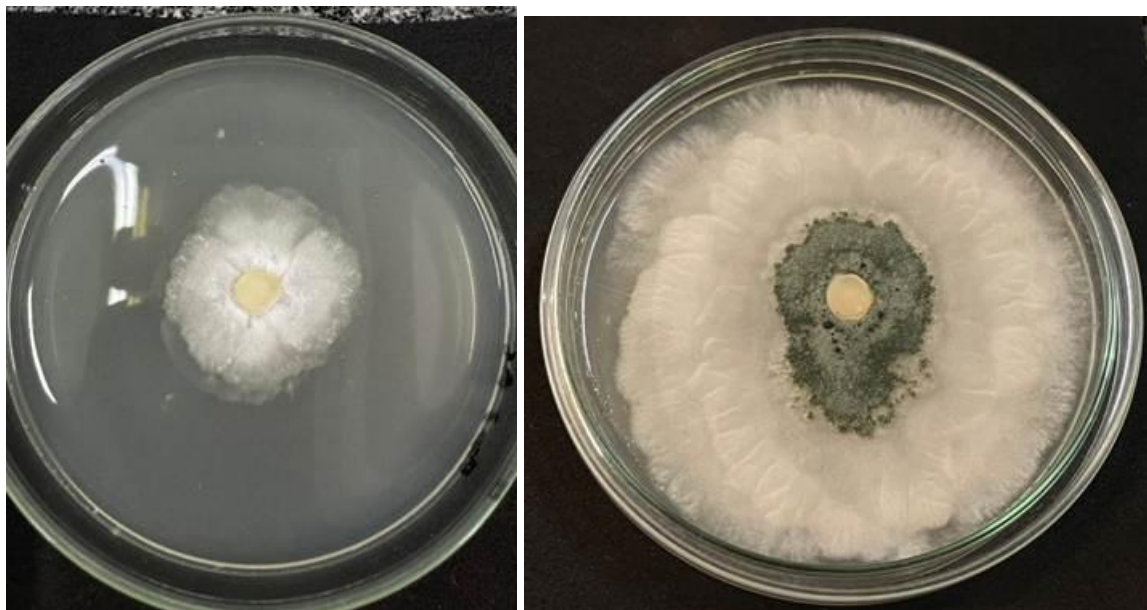
Figura 6 – Registro fotográfico dos tratamentos contendo o fungicida Fluazinam em diferentes dosagens (dose recomendada, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose recomendada), associados a *Trichoderma harzianum*, conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições. As imagens evidenciam o efeito das concentrações do fungicida, isoladas ou em associação com o agente biológico, sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*.



Pro1 + Tr. harz1 R2



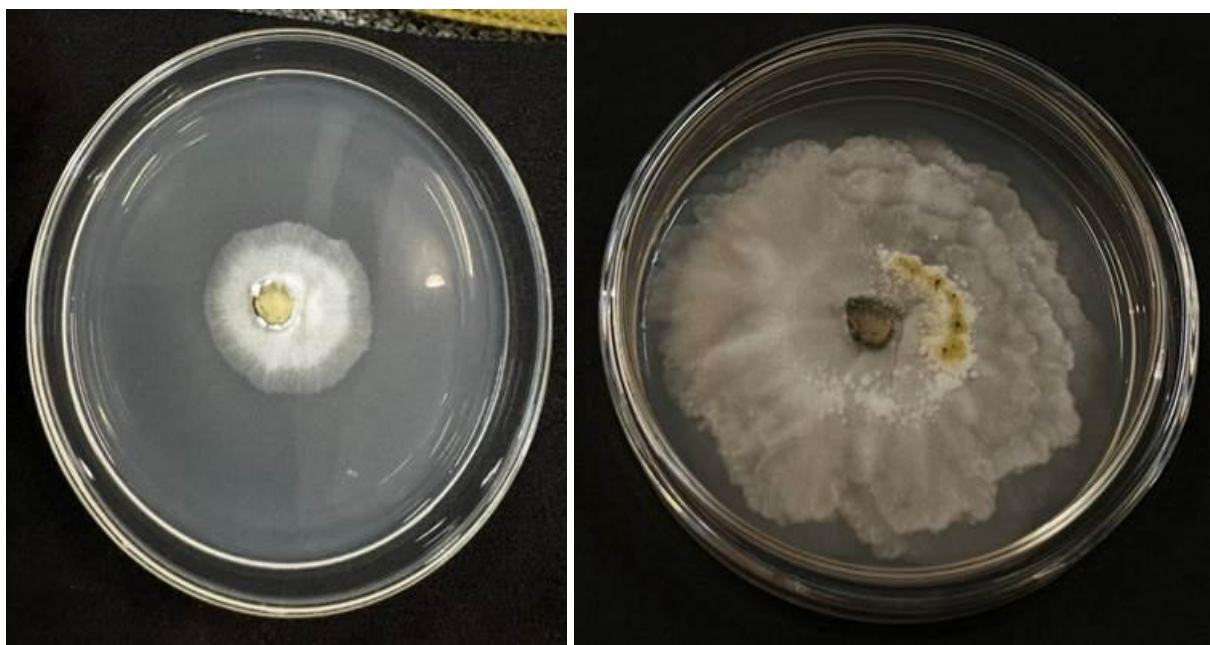
Pro + Tr. harz2 R1



Pro 3 + Tr. harz R6



Pro 4 + Tr. harz R2



Pro 5 + Tr. harz R3

Figura 7 – Registro fotográfico dos tratamentos contendo o fungicida Procimidona em diferentes dosagens (dose recomendada, 1/2, 1/4 e 1/8 da dose recomendada), associados a *Trichoderma harzianum*, conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições. As imagens evidenciam o efeito das concentrações do fungicida, isoladas ou em associação com o agente biológico, sobre o crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*.