

**INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA  
E TECNOLOGIA DO RIO GRANDE DO SUL  
Campus Ibirubá**

**CONTROLE BIOLÓGICO DE *SCLEROTINIA SCLEROTIORIUM IN VITRO*  
(Trabalho de Conclusão de Curso)**

**Bruna Regina Franz**

**Ibirubá, Janeiro de 2025.**

**Bruna Regina Franz**

**CONTROLE BIOLÓGICO DE *SCLEROTINIA SCLEROTIORIUM IN VITRO***  
**(Trabalho de Conclusão de Curso)**

Trabalho de conclusão de curso apresentado junto ao curso de Bacharelado em Agronomia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul, como requisito parcial à obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Orientadora: Daniela Batista dos Santos

**Ibirubá, janeiro de 2025.**

**Bruna Regina Franz**

**CONTROLE BIOLÓGICO DE *SCLEROTINIA SCLEROTIORIUM IN VITRO***

Trabalho de conclusão de curso apresentado junto ao curso de Bacharelado em Agronomia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul, como requisito parcial à obtenção do título de Engenheira Agrônoma.

Orientadora: Daniela Batista dos Santos

Aprovado em 15 de Janeiro, 2025.

Daniela Santos

Prof. Daniela Batista dos Santos – Orientadora

Rodrigo Luiz Ludwig

Prof. Rodrigo Luiz Ludwig

Pâmela Oruoski

Eng. Agrônoma Pâmela Oruoski

Daniela Santos

Prof. Daniela Batista dos Santos – Coordenadora do

Curso de Agronomia do IFRS – Campus Ibirubá

*“Não se preocupe com a distância entre seus sonhos e a realidade. Se você pode sonhá-los, você pode realizá-los” .*

**Belva Davis**

## RESUMO

### CONTROLE BIOLÓGICO DE *SCLEROTINIA SCLEROTIURIUM* IN VITRO

Bruna Regina Franz

Orientadora: Daniela Batista dos Santos

O mofo-branco, causado pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum*, é uma doença com crescente impacto em grandes culturas. O manejo dessa doença envolve estratégias como rotação de culturas, controle de plantas hospedeiras e uso de produtos químicos (fungicidas) e biológicos. O controle biológico tem sido recomendado por ser uma alternativa sustentável e eficaz. Ênfase tem sido dada aos agentes biológicos *Trichoderma spp.* e *Bacillus amyloliquefaciens* dado seus efeitos antagonistas sobre o fitopatógeno. Assim, o presente estudo objetivou avaliar o potencial de diferentes produtos biológicos disponíveis no mercado sobre o controle in vitro de *Sclerotinia sclerotiorum*. O estudo foi composto por cinco tratamentos, sendo eles uma testemunha (sem aplicação) e quatro produtos biológicos, a saber: Trichotrop® (*Trichoderma asperelloides*), Trincheira® (*Trichoderma harzianum*), Marechal® (*Trichoderma harzianum*) e Duobac® (*Bacillus amyloliquefaciens*). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com dez repetições, sendo desenvolvido em condições controladas, in vitro. O experimento foi conduzido entre os meses de agosto e novembro de 2024, no Laboratório de Fitossanidade do Instituto Federal de Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul, Campus Ibirubá. Para avaliar o antagonismo de *Trichoderma* e *Bacillus*, foi realizados os testes de confronto direto. Os resultados indicaram que nenhum dos tratamentos foi capaz de erradicar completamente o fungo, mas houve diferenças significativas entre os produtos. No teste de confronto direto, melhores controles sobre o patógeno foram obtidos com Marechal® e Trichotrop®, que não diferiram de Trincheira® apresentou maior eficácia dentre os produtos testados, diminuindo o crescimento micelial do patógeno após 14 dias. Já no teste de metabólitos voláteis, Duobac® e Marechal® foram os mais eficientes, demonstrando maior inibição do crescimento de *Sclerotinia sclerotiorum* por meio do uso de *Trichoderma spp.* e *Bacillus amyloliquefaciens*. Conclui-se que o controle biológico, aliado às estratégias integradas, é essencial para a gestão sustentável do mofo-branco. Essa abordagem não apenas reduz a dependência de fungicidas químicos, mas também favorece o equilíbrio ecológico, contribuindo para a sustentabilidade agrícola e a proteção dos recursos naturais. O avanço na pesquisa e no desenvolvimento de bioinsumos é fundamental para ampliar a adoção dessa prática.

**Palavras-chave:** Trichotrop®, Trincheira®, Duobac®, Marechal®.

## ABSTRACT

### CONTROLE BIOLÓGICO DE *SCLEROTINIA SCLEROTIORUM* IN VITRO

Bruna Regina Franz

Orientadora: Daniela Batista dos Santos

White mold, caused by *Sclerotinia sclerotiorum*, is a disease with a growing impact on soybean cultivation. Managing this disease involves strategies such as crop rotation, control of host plants, and the use of chemical (fungicides) and biological products. Biological control has been recommended as a sustainable and effective alternative. Emphasis has been placed on biological agents such as *Trichoderma spp.* and *Bacillus amyloliquefaciens* due to their antagonistic effects on the phytopathogen. This study aimed to evaluate the potential of different biological products available in the market for the in vitro control of *Sclerotinia sclerotiorum*. The study consisted of five treatments: one control and four biological products, namely Trichotrop®, Trincheira®, Marechal®, and Duobac®. The experimental design was completely randomized, with ten replicates, and conducted under controlled in vitro conditions. The experiment was carried out between August and November 2024 at the Plant Health Laboratory of the Federal Institute of Science and Technology of Rio Grande do Sul, Ibirubá Campus. Direct confrontation and volatile metabolite tests were performed. The results indicated that none of the treatments were able to completely eradicate the fungus, but significant differences were observed among the products. In the direct confrontation test, Trincheira® showed the highest efficacy, reducing the pathogen's mycelial growth after 14 days. In the volatile metabolite test, Duobac® and Marechal® were the most effective, demonstrating greater inhibition of *Sclerotinia sclerotiorum* growth through the use of *Trichoderma spp.* and *Bacillus amyloliquefaciens*. It can be concluded that biological control, combined with integrated strategies, is essential for the sustainable management of white mold. This approach not only reduces dependence on chemical fungicides but also promotes ecological balance, contributing to agricultural sustainability and the protection of natural resources. Advancing research and development in bio-inputs is crucial to expanding the adoption of this practice.

**Keywords:** Trichotrop®, Trincheira®, Duobac®, Marechal®.

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

**BDA** – Batata, dextrose e àgar.

**BOD** - Biochemical Oxygen Demand.

***S. sclerotiorum*** - *Sclerotinia sclerotiorum*

**MAPA** - Ministério da Agricultura e Abastecimento

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	9
2 DESENVOLVIMENTO.....	11
2.1 Mofo branco ( <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) De Bary).....	11
2.2 Estratégias de controle .....	13
2.3 Uso de biofungicidas.....	14
2.3.1 <i>Trichoderma</i> .....	15
2.3.2 <i>Baccilus amyloliquefaciens</i> .....	16
2.4 Matérias e métodos.....	17
2.4.1 Preparo de vidrarias e meio de cultura .....	18
2.4.2 Isolamentos do patógeno e do antagonista.....	19
2.4.3 Confecção das placas de Petri de confronto direto patógeno x pareamento de culturas .....	21
2.4.4 Teste de confronto direto patógeno x antagonista.....	22
2.4.5 Teste de confrontação direta por notas patógeno x antagonista.....	23
2.5 Resultados e discussões.....	24
CONCLUSÃO.....	29
REFERÊNCIAS .....	30

## 1 INTRODUÇÃO

O mofo branco, causado pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum*, é uma doença que tem se expandido em diversas culturas agrícolas no Brasil e no mundo (CARDOSO, 2014). Isso por que, taxonomicamente, esse patógeno pertence ao filo dos ascomicetos e possui uma ampla gama de hospedeiros, incluindo culturas economicamente importantes como a soja (BOLAND & HALL, 1994; EMBRAPA SOJA, 2023). Na cultura da soja, Mayer (2014) cita que a infecção pode causar reduções na produtividade de grãos em até 70%. Além das culturas agrícolas, o fungo também se hospeda em plantas daninhas, como amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla*), caruru (*Amaranthus deflexus*), corda-de-viola (*Ipomoea nil*) e picão-preto (*Bidens pilosa*). O que acarreta aumento da dificuldade de controle da doença (AGRIOS, 2005).

A principal fonte de inóculo da doença são os escleródios (uma modificação de hifas) que, normalmente, são disseminados junto às sementes e podem se multiplicar no solo (BOLAND & HALL, 1994). Esses escleródios podem realizar germinação miceliogênica, quando o micélio se alastra pelo solo podendo formar novos escleródios; ou germinação carpogênica, quando um apotécio é formado a partir do escleródio, neles encontram-se dispostos os ascósporos que infectarão a parte aérea vegetal. Logo, entre as estratégias de manejo da *Sclerotinia sclerotiorum*, citam-se a utilização de sementes saudas com garantia de qualidade; realização de tratamento de sementes com fungicidas; manutenção de cobertura vegetal uniforme; prática de rotação de culturas com plantas não hospedeiras; e realização de controle químico e biológico. Tais ações estão focadas em reduzir a fonte de inóculo (escleródios) em infecção inicial e diminuir a taxa de progresso da doença no campo.

A aplicação de fungicidas via parte aérea é uma das principais medidas de controle da doença, e deve ser adotada para proteger as plantas da infecção pelo patógeno no período de maior vulnerabilidade da soja, que compreende o início da floração ou fechamento das entrelinhas até o início de formação de vagens (MEYER et al., 2016). O carbendazim é um fungicida pertencente à classe dos benzimidazóis, amplamente utilizado no controle de diversas doenças fúngicas, incluindo aquelas causadas por *Sclerotinia sclerotiorum* (DING et al., 2017). Contudo, o uso contínuo e indiscriminado do carbendazim, fez com que o mesmo fosse proibido no ano de 2022, assim a busca por produtos alternativos capazes de realizar controle da doença é crescente.

Entre as alternativas de controle, o controle biológico está se consolidando como uma importante ferramenta no manejo integrado de doenças em diversas culturas agrícolas. Seu avanço é impulsionado pela melhoria contínua na qualidade dos produtos disponíveis e pelo aumento da oferta de bioinsumos no mercado (MEDEIROS, SILVA & PASCHOLATI, 2018). Ainda, quanto à aplicação de produtos biológicos, esses além de serem eficazes no controle de patógenos, apresenta vantagens ambientais significativas. A redução do uso de produtos químicos convencionais minimiza os impactos negativos ao meio ambiente, promovendo a conservação dos recursos naturais e o equilíbrio ecológico (JÚNIOR, SANTOS & AUER, 2000; SILVA & MELLO, 2007). Essa abordagem favorece sistemas agrícolas mais sustentáveis, atendendo à demanda crescente por práticas que combinam produtividade e responsabilidade ambiental.

Dessa forma, o controle biológico tem se destacado como uma estratégia essencial no manejo integrado de doenças agrícolas, incluindo o mofo-branco. Ele se baseia na utilização de organismos vivos para reduzir a densidade do inóculo ou a atividade dos patógenos. Entre os agentes biológicos mais estudados e utilizados encontram-se os fungos do gênero *Trichoderma*, que se destacam por sua ampla aplicabilidade e eficácia (ZENG, 2012; CARVALHO, 2015).

Em nível mundial tem sido frequente as pesquisas, regulamentações, comercialização e uso de bioinsumos. No Brasil, desde 2020 é crescente o número de registros de produtos biológicos pelo MAPA (atualmente passam de 100 registros). No País, os bioinsumos utilizados para controle de pragas foram regulamentados pela Lei 14.785 de 2023 e nos últimos três anos, o mercado de bioinsumos agrícolas cresceu a uma taxa média anual de **21%**, percentual quatro vezes acima da média global (CROPLIFE, 2024). Os biofungicidas respondem a 22% do segmento dos bioinsumos e a cultura da soja é alvo de 55% dos produtos. Os bioinsumos registrados para o controle de mofo branco somam 24 produtos.

O presente trabalho objetivou avaliar o efeito de quatro produtos comerciais, visando avaliar o efeito de *Trichoderma spp.* e *Bacillus amyloliquifaciens* quanto à eficiência na inibição do crescimento *Sclerotinia sclerotiorum*, em ambiente controlado.

## 2 DESENVOLVIMENTO

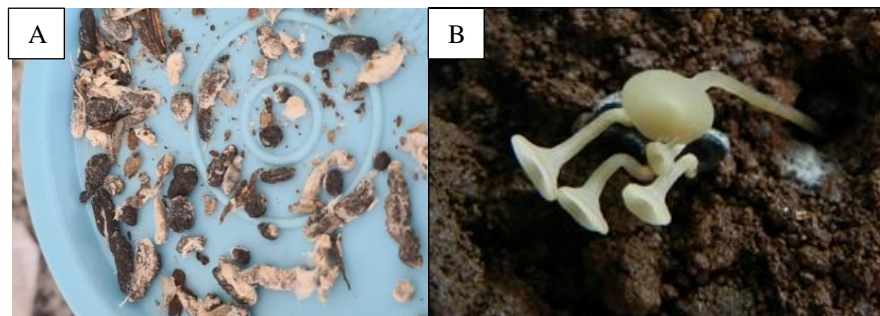
### 2.1 Mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) De Bary)

O mofo-branco é uma doença causada por um fungo do filo dos Ascomicetos, ordem *Helotiales*, pertencente à família *Sclerotiniaceae* e identificado como *S. sclerotiorum* (Lib.) De Bary. Esse fungo foi descrito pela primeira vez por Libert em 1837. O filo *Ascomycota*, ao qual o fungo pertence, é caracterizado pela formação de esporos sexuais denominados ascósporos, produzidos dentro de estruturas especializadas chamadas ascas (ALEXOPOULOS, 1996).

É um fungo necrotrófico, o que significa que ele mata os tecidos da planta hospedeira e, em seguida, os coloniza para obter nutrientes (LEITE, 2005). Este patógeno tem uma ampla gama de hospedeiros, infectando cerca de 400 espécies de plantas, incluindo muitas culturas agrícolas economicamente importantes (PURDY, 1979).

O fungo possui estruturas adaptativas específicas que desempenham papéis vitais em seu ciclo de vida, dividido em assimilativo e reprodutivo: i) O talo assimilativo consiste em hifas que formam um micélio, este é responsável por extrair nutrientes dos tecidos da planta hospedeira, promovendo sua colonização; ii) já o talo reprodutivo inclui estruturas especializadas como ascósporos, que permitem a disseminação do patógeno. Os escleródios (Figura 1A) são as hifas compactadas e modificadas, com função dupla, uma para sobrevivência, permitem que o fungo resista a condições ambientais adversas, permanecendo viável no solo por anos, e outra para disseminação, onde os escleródios germinam sob condições favoráveis, produzindo apotécios (Figura 1B) que liberam ascósporos responsáveis pela infecção inicial nas plantas hospedeiras.

Figura 1 – Escleródios (A) e apotécios (B) de *Sclerotinia sclerotiorum*.



Fonte: Elaborado pelo autor (2024) (A), Revista 3tento (B).

De acordo com Rocha (2010), os escleródios são fundamentais para a sobrevivência do fungo, permitindo que ele resista em condições adversas no solo por até oito anos. Quando germinam sob condições favoráveis, como alta umidade e temperaturas amenas, reiniciam o ciclo de infecção. Essa habilidade prolonga sua viabilidade e amplia o impacto em áreas agrícolas, especialmente onde não há rotação de culturas com espécies não hospedeiras como gramíneas. Tal característica faz com que o patógeno seja considerado um dos mais desafiadores no manejo agrícola, devido à sua ampla gama de hospedeiros e à presença de estruturas de resistência.

O mofo branco é uma doença que causa impactos significativos na agricultura brasileira, especialmente em regiões de alta produtividade. Cardoso (2014) ressalta que, em estados como São Paulo, Minas Gerais e Goiás, as perdas no rendimento de culturas agrícolas podem alcançar até 70%, sem considerar a redução na qualidade dos produtos colhidos. Segundo o relatório anual da CONAB (2024), a safra 2024/25 tem sua área estimada em 47,36 milhões, sendo 12,5% no aumento da safra passada. Mayer (2019) estimava que cerca de 28% das áreas estavam infectadas pelo patógeno. Baseado nesse autor e na área semeada com soja nesta safra, atualmente estima-se que, no mínimo, 13,26 milhões de hectares estão infectados.

Esses dados evidenciam que a doença é mais severa em áreas de alta fertilidade, onde o potencial de produção é maior. Essa alta incidência está relacionada, entre outros fatores, à falta de rotação de culturas, uma prática cada vez menos utilizada devido à expansão do cultivo de soja, impulsionada pela atratividade do mercado. Além disso, Almeida (2010) aponta que o uso de máquinas de colheita contratadas, que frequentemente circulam por diferentes áreas sem limpeza adequada, contribui para a disseminação do patógeno.

Ainda, o fungo apresenta uma capacidade de adaptação às condições ambientais, especialmente relacionadas à umidade. Sob alta umidade, ele pode colonizar tecidos saudáveis entre 16 e 24 horas após infectar tecidos senescentes, como flores. Por outro lado, em períodos de baixa umidade, o progresso da doença pode ser significativamente retardado ou até mesmo interrompido. No entanto, o fungo tem a capacidade de reativar seu desenvolvimento assim que as condições de alta umidade retornam, o micélio do fungo pode permanecer viável em flores infectadas por até 144 horas em condições desfavoráveis, demonstrando sua resiliência e habilidade de persistir no ambiente até que as condições ideais sejam restabelecidas. Essas características reforçam a importância de monitorar as condições climáticas no manejo do mofo-branco (HARIKRISHNAN & DEL RÍO, 2006).

## 2.2 Estratégias de controle

O controle de *Sclerotinia sclerotiorum*, é um desafio para a agricultura, devido à sua ampla gama de hospedeiros. O Manejo Integrado de Doenças (MID), que, combina métodos químicos, biológicos e culturais é importante para um manejo eficaz e sustentável.

Os fungicidas químicos devem ser aplicados de forma estratégica, com foco na prevenção, uma vez que o tratamento curativo é menos eficaz. A aplicação no início da infecção ou de forma preventiva é crucial para reduzir o impacto da doença nas culturas (DING et al., 2017). Além disso, a rotação de fungicidas de diferentes classes ajuda a reduzir o risco de resistência, melhorando o controle a longo prazo. No AGROFIT – consulta aberta do MAPA, constam 82 registros de fungicidas químicos para controle de *S. sclerotiorum*. Os ingredientes ativos mais comuns são: Fluazinam, Tiofanato Metílico, Cloreto de Benzalcônico, Ciprodinil, Bixafen, Iprodiona, Lufenurum, Mandestrobina, Fludioxonil, Picoxistrobina, Procimidona, Carboxina e Isofetamina. Na maioria dos produtos, o uso de Fluazinam é composto por mais um princípio ativo.

Os fungicidas químicos, como fluazinam, procimidona, tiofanato metílico e carbendazim são amplamente utilizados no controle de *Sclerotinia sclerotiorum*. Bontempo & Mendes (2024) avaliando os fungicidas Tiofanato Metílico, Fluazinam + Procimidona, Fluazinam e Procimidona, observaram que os tratamentos Tiofanato Metílico, Fluazinam + Procimidona e Fluazinam apresentaram resultados estatisticamente semelhantes, inibindo totalmente o crescimento micelial de *S. sclerotiorum*.

Um estudo da EMBRAPA (2022), realizou 12 ensaios em sete estados diferentes, incluído o Rio Grande do Sul, com o objetivo de avaliar a eficiência de fungicidas no controle de *S. sclerotiorum*, na cultura da soja, os resultados mostraram que o maior controle foi com aplicação de dimoxistrobina e boscalida, já na avaliação de produtividade, os tratamentos tiveram redução média de 21% em relação a testemunha.

Segundo Mayer (2014), os fungicidas químicos enfrentam limitações, como a necessidade de aplicação frequente e o risco de impacto ambiental, afetando microrganismos benéficos e contaminando o solo e a água. Assim a demanda crescente por biológicos, aumenta gradativamente.

O controle cultural desempenha um papel crucial no manejo de *S. sclerotiorum* e inclui várias práticas que visam reduzir a incidência do patógeno e melhorar a saúde das plantas. A rotação de culturas é uma das principais estratégias culturais, pois permite reduzir a

quantidade de inóculo no solo, interrompendo o ciclo de vida do fungo. Alternar culturas suscetíveis com aquelas que não são hospedeiras do patógeno ajuda a diminuir a sobrevivência dos esclerócios no solo (ZHANG et al., 2020).

O controle biológico tem se destacado como uma alternativa sustentável ao uso de fungicidas químicos. Organismos como *Trichoderma spp.*, e *Bacillus spp.* têm sido utilizados para controlar *S. sclerotiorum*, mostrando eficácia ao competir com o patógeno por nutrientes, produzir substâncias antimicrobianas ou até parasitar os esporos do fungo (DING et al., 2017).

### 2.3 Uso de biofungicidas

Biofungicidas ou fungicidas biológicos, são definidos como agentes químicos que possuem a capacidade de matar ou inibir fungos, causadores de doenças. Existem os fungicidas biológicos que apresentam como ingrediente ativo algum agente biológico com a capacidade de “reduzir a densidade de inóculo ou das atividades determinantes da doença, através de um ou mais organismos”. Os fungicidas biológicos são importantes, pois além de controlar as doenças, também auxiliam na manutenção de tecnologias, evitando resistência dos fungos à diferentes moléculas químicas. (REVISTA, 3TENTOS, 2020)

O uso de biofungicidas para o controle de *S.sclerotiorum* apresenta várias vantagens em relação aos métodos tradicionais de controle químico. Primeiramente, eles são, em sua maioria, mais sustentáveis e menos prejudiciais ao meio ambiente, não deixam resíduos tóxicos no solo ou nas plantas, o que contribui para a saúde do ecossistema (BORGES et al., 2015).

A indução de resistência sistêmica ocorre quando a planta, após a aplicação do bioestimulante, ativa suas vias de defesa e torna-se mais resistente a infecções. Isso pode ser especialmente útil em condições de alta pressão de infecção, onde os fungicidas não são suficientemente eficazes. O uso de quitosana, por exemplo, tem mostrado eficácia em induzir a produção de fitoalexinas nas plantas, que são compostos antimicrobianos que ajudam a combater o patógeno (CHAVES, 2020).

O uso de extratos naturais de plantas tem mostrado resultados satisfatórios no controle de *S. sclerotiorum* em estudos brasileiros. Silva et al. (2019), investigaram a eficácia de extratos de alho (*Allium sativum*) e cebola (*Allium cepa*) contra *S. sclerotiorum* e observaram que ambos os extratos apresentaram forte atividade antifúngica, reduzindo significativamente

a colonização do patógeno nas plantas de tomate. De forma semelhante, Oliveira et al. (2020), testaram óleos essenciais de plantas como orégano (*Origanum vulgare*) e canela (*Cinnamomum verum*) e encontraram uma significativa inibição da germinação de esporos de *S. sclerotiorum*, sugerindo que esses produtos podem ser usados como parte de um controle biológico sustentável.

Estudos realizados por Lima et al. (2015) indicam que o fungo *Trichoderma harzianum* demonstrou grande potencial no controle de *S. sclerotiorum* em condições de campo. O autor encontrou uma redução significativa na severidade da doença em culturas de soja, evidenciando que o uso de *T. harzianum* pode ser uma estratégia eficaz para o controle biológico de *S. sclerotiorum*, além de ser uma alternativa mais ecológica e de menor impacto ambiental quando comparado aos fungicidas tradicionais. Outros microrganismos, como as espécies de *Bacillus*, também têm sido eficazes no controle de *S. sclerotiorum*. Nascimento et al. (2016), observaram que cepas de *Bacillus subtilis* e *Bacillus amyloliquefaciens* inibem a germinação de esporos do patógeno, promovendo a proteção das plantas contra infecções.

Os resultados de campo também têm demonstrado a viabilidade do uso de bioinsumos no manejo de *S. sclerotiorum*. Araújo et al. (2017), realizaram um estudo com diferentes tratamentos biológicos em culturas de soja e verificaram que a aplicação de *Trichoderma spp.* e *Bacillus spp.* proporcionou uma redução significativa na severidade da doença e aumentou a produtividade das culturas. O uso se mostrou eficaz no controle de *S. sclerotiorum* em condições de campo, com benefícios adicionais, como a melhora da qualidade do solo e a diminuição da dependência de produtos químicos.

### 2.3.1 *Trichoderma*

Dentre as estratégias de controle de doenças, destaca-se o uso de fungos antagonistas como *Trichoderma spp.*, que atuam como agentes de controle biológico de diversos patógenos, estes apresentam múltiplos mecanismos de ação que o tornam uma ferramenta promissora no manejo do mofo branco. Dentre esses mecanismos, estão o i) micoparasitismo, que consiste na capacidade de *Trichoderma* em penetrar e destruir o micélio do patógeno; e ii) a antibiose, por meio da produção de compostos metabólicos que inibem o crescimento de *S. sclerotiorum* (MEDEIROS, 2020).

Outro aspecto relevante é a facilidade de aplicação de *Trichoderma*. O fungo pode ser aplicado diretamente no solo, em formulações líquidas ou granuladas, ou através do tratamento de sementes. Essas formas de aplicação permitem que *Trichoderma* colonize

rapidamente a rizosfera, criando uma barreira protetora ao redor das raízes. Além disso, o uso de produtos comerciais contendo espécies como *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma asperellum* tem se tornado cada vez mais acessível e eficiente, ampliando as possibilidades de adoção do controle biológico pelos agricultores (SILVA et al., 2022).

Estudos reforçam a eficácia do uso de *Trichoderma* no manejo de mofo branco. Medeiros et al. (2020), demonstraram que a aplicação de *Trichoderma harzianum* em áreas de soja reduziu a incidência da doença em 60%. De forma semelhante, Silva et al. (2022) relataram que o tratamento de sementes com *Trichoderma asperellum* proporcionou não apenas a redução de escleródios viáveis no solo, mas também aumento no vigor e emergência das plantas de soja.

### 2.3.2 *Bacillus amyloliquefaciens*

*Bacillus amyloliquefaciens* é uma bactéria gram-positiva que faz parte do grupo das bactérias do solo, com ampla distribuição em diversos ambientes agrícolas. Esta espécie é reconhecida por sua capacidade de produzir uma série de substâncias bioativas, como bacilosinas, peptídeos antimicrobianos e enzimas hidrolíticas, que têm mostrado eficácia no controle de uma variedade de patógenos, incluindo fungos, bactérias e nematoides (SOARES, 2015; SILVA, 2020). A capacidade de formar esporos torna *Bacillus amyloliquefaciens* uma excelente espécie para o biocontrole, uma vez que os esporos são resistentes às condições ambientais adversas, como variações de temperatura e umidade.

No contexto do controle do mofo branco, as substâncias antimicrobianas produzidas por *Bacillus* inibem diretamente o crescimento de *S. sclerotiorum* e outras espécies patogênicas, dificultando a colonização e a infecção das plantas (COSTA, 2019).

Outro mecanismo importante de *Bacillus amyloliquefaciens* no controle de *S. sclerotiorum* é a produção de compostos voláteis. Essas substâncias voláteis têm sido estudadas devido à sua capacidade de inibir a germinação dos esporos de fungos e de afetar negativamente o crescimento de várias espécies patogênicas. A emissão desses compostos voláteis por *Bacillus amyloliquefaciens* cria um ambiente hostil para o patógeno, reduzindo a incidência e a severidade da infecção em plantas (MEDEIROS, 2022).

Além disso, *Bacillus amyloliquefaciens* pode melhorar a saúde geral das plantas ao promover a resistência sistêmica induzida, um fenômeno no qual as plantas tratadas com a bactéria aumentam suas defesas naturais contra futuras infecções de patógenos. A presença de *Bacillus* nas raízes pode estimular a produção de compostos de defesa nas partes aéreas da

planta, o que ajuda na proteção contra *S. sclerotiorum* e outros patógenos (ARAÚJO, et al., 2018).

O uso de *Bacillus amyloliquefaciens* no manejo de *S. sclerotiorum* representa uma estratégia eficaz e sustentável para o controle do mofo branco, oferecendo benefícios tanto para os agricultores quanto para o meio ambiente. (NASCIMENTO et al., 2016). Embora existam desafios relacionados à formulação e aplicação, as perspectivas para o uso de *Bacillus* no biocontrole são positivas, com avanços na pesquisa e na adaptação das tecnologias de aplicação. A integração dessa abordagem com outras práticas de manejo integrado de doenças pode resultar em um controle mais eficiente e sustentável, contribuindo para a produção agrícola de forma mais equilibrada e ambientalmente amigável no Brasil. (Lima et al., 2015).

#### 2.4 Matérias e métodos

O experimento foi realizado entre os meses de agosto e novembro de 2024 e foi conduzido *in vitro* no Laboratório de Fitossanidade do Instituto Federal de Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul, Campus Ibirubá. O estudo foi composto por cinco tratamentos, uma testemunha e quatro produtos biológicos comerciais, com indicação para controle de mofo branco em soja, sendo eles: Trichotrop®, Trincheira®, Marechal® e Duobac®. Os três primeiros são produtos à base de *Trichoderma*, e o quarto de, *Bacillus*. A descrição detalhada dos produtos encontra-se na tabela 1.

**Tabela 1** – Descrição de produtos usados no experimento, bem como as doses, recomendação e microrganismos presentes.

Produto	Empresa	Dose	Formulação	Recomendação	Microrganismos presente
Duobac®	Bioagreen	0,75 L p.c./ha	Suspensão Concentrada	Qualquer cultura  Aplicação aérea ou terrestre  Realizar 2 a 4 aplicações.  Dependendo da incidência da doença, aplicar semanalmente a partir do aparecimento dos sintomas.	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>
Marechal®	Bioagreen	1 kg p.c./ha	Pó molhável (WP)	Controle de Mofo Branco em soja  Aplicação aérea ou terrestre, sendo a primeira em V3 e a segunda em R1.	<i>Trichoderma harzianum</i>
Trincheira®	Bioagreen	1 kg p.c./ha	Pó molhável (WP)	Controle de Mofo Branco em soja  Aplicação aérea ou terrestre, sendo a primeira em V3 e a segunda em R1.	<i>Trichoderma harzianum</i>
Trichotrop®	Biotrop	50 g p.c./ha	Pó molhável WP	Inoculante promotor de crescimento	<i>Trichoderma asperelloides</i>

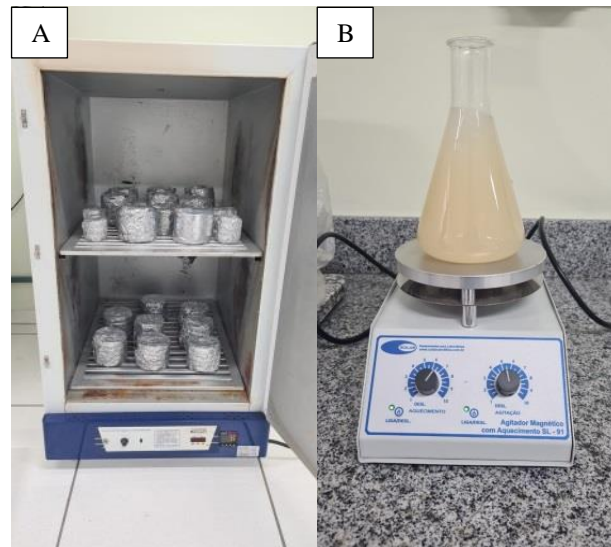
Fonte: Elaborada pelo autor, (2024).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com 10 repetições. O estudo foi desenvolvido em condições controladas, em BOD (Biochemical Oxygen Demand). in vitro.

#### 2.4.1 Preparo de vidrarias e meio de cultura

O trabalho iniciou-se com a organização das vidrarias e do meio de cultura que foram utilizadas. Procedeu-se a autoclavagem das placas de Petri, as mesmas colocadas em estufa esterilizadora para secagem (Figura 2A). Neste mesmo dia, foi dissolvido o meio de cultura batata-dextrose-ágar (BDA) (Figura 2B), o qual depois de pronto também foi autoclavado.

**Figura 2:** Placas de Petri em estufa para secagem (A), meio de cultura (B)



Fonte: Elaborado pelo autor, ( 2024).

Após a secagem das placas, essas foram manipuladas na câmara de fluxo laminar, e cerca de 15 a 20mL do meio em cultura BDA, foi vertido nas placas.

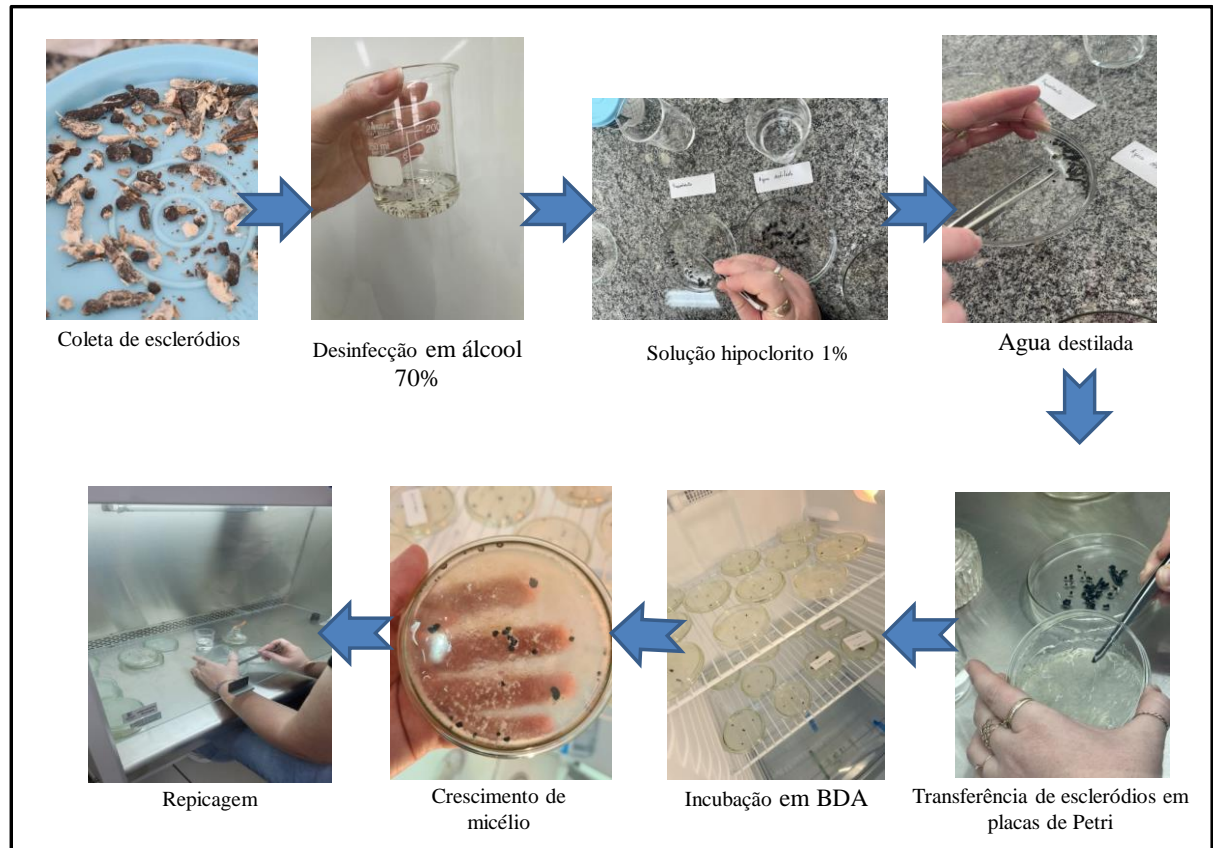
#### 2.4.2 Isolamentos do patógeno e do antagonista.

Os escleródios de *S. sclerotiorum*, foram coletados na área agrícola do Campus Ibirubá, no mês de agosto de 2024, na cultura do girrasol. Eles foram desinfestados em álcool 70% por 1 minuto, em seguida imersos em solução de hipoclorito de sódio a 1% durante 1 minuto e, após, lavados 3 vezes com água destilada (Figuras 3). Em condições assépticas da câmara de fluxo laminar, os escleródios foram transferidos para as placas de Petri contendo entre 4 a 5 escleródios por placa e cerca de 15 a 20 mL de meio de cultura BDA (Figura 3).

As placas de Petri que abrigavam os escleródios foram incubadas em BOD, em temperatura de 21°C e fotoperíodo de 12 h. Para manutenção do inóculo, fez-se o acompanhamento do seu crescimento. Após sete dias, as placas foram avaliadas e as contaminadas retiradas. Nas placas que apresentaram micélio isolado de mofo branco e que o crescimento micelial era perceptível em toda área placa, realizou-se a repicagem do fungo para novas placas de Petri com meio BDA, visando aumentar o número de placas contendo os isolados de mofo branco. Depois das repicagens, houve a identificação (Figura 3) e o

armazenamento em BOD a 25°C com 60% de umidade relativa e fotoperíodo de 12 h até que houvesse a germinação miceliogênica novamente (Figura 3).

**Figura 3** – Fluxograma resumo da metodologia adotada para o isolamento do fitopatógeno.



*Fonte: Elaborado pelo autor,( 2024).*

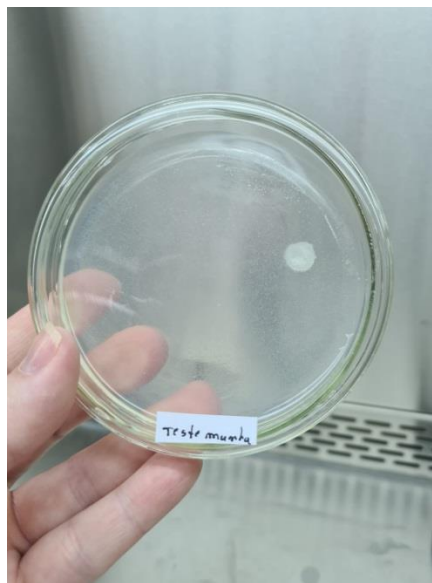
Para obtenção das colônias puras dos antagonistas (produtos biológicos comerciais usados como tratamentos nesse estudo), esses foram plaqueados, em condições assépticas, nas placas de Petri na câmara de fluxo laminar. Os produtos não foram aplicados, nas placas de petri, de acordo com a dose recomendada, pois o objetivo era a obtenção de colônia pura dos microrganismos, e isso aconteceria em qualquer dose, dado o crescimento microbiano.

Cada produto foi colocado em 10 placas preparadas, para assim, caso alguma contaminasse teria outra para substituir. As mesmas foram etiquetadas e colocadas em câmara BOD para crescimento.

#### 2.4.3 Confeção das placas de Petri de confronto direto patógeno x pareamento de culturas

A partir das placas de Petri em colônias puras do patógeno (*S. sclerotiorum*) e dos antagonistas (produtos biológicos), se fez o preparo de novas placas de Petri com meio de cultura BDA em câmara de fluxo laminar, para iniciar o teste de confronto direto. Para isso, em cada placa de Petri contendo meio BDA, o isolado do patógeno com diâmetro de 8mm foi depositado a 0,5cm da borda da placa (Figura 4), este disco, foi feito com um arrame improvisado para que todos os demais discos tivessem o mesmo tamanho, ficando por um período de 24 horas em BOD no escuro. Essa metodologia foi de acordo com Bell (1982) e Delgado et al. (2007) e tem por objetivo o reconhecimento do meio de cultura pelo patógeno, uma vez que o crescimento dos antagonistas é mais rápido.

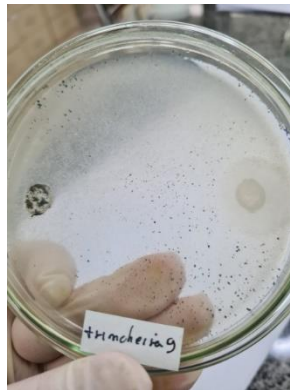
**Figura 4-** Isolado de patógeno



Fonte: Elaborado pelo autor,( 2024).

Após 24 horas, cada placa de Petri contendo um disco de isolado do patógeno recebeu, no lado oposto da placa, um disco do mesmo diâmetro (8mm) do isolado do antagonista (Figura 5). As placas de Petri foram fechadas e incubadas em câmara de crescimento BOD, 12horas no escuro, 12 horas com luminosidade, a uma temperatura de 25°C por um período de quinze dias.

**Figura 5** –Antagonista e patógeno nas placas de petri, no decimo quarto dia de incubação..



*Fonte: Elaborado pelo autor, (2024).*

#### 2.4.4 Teste de confronto direto patógeno x antagonista

De acordo com a metodologia de Ethur (2006), nos 15 dias que sucederam o confronto dos isolados do patógeno x antagonista, realizou-se a medida do crescimento do micélio/colônia do patógeno e do antagonista. Para isso, em intervalo de 24 horas, utilizou-se um paquímetro digital, onde foi medido o crescimento dos isolados, em mm, como ilustrado na Figura 6. Para a condição de testemunha, utilizou-se dois discos de isolado de patógeno na mesma placa de Petri.

**Figura 6** – Medida de diâmetro do disco dos isolados (mm) no teste de confronto direto.

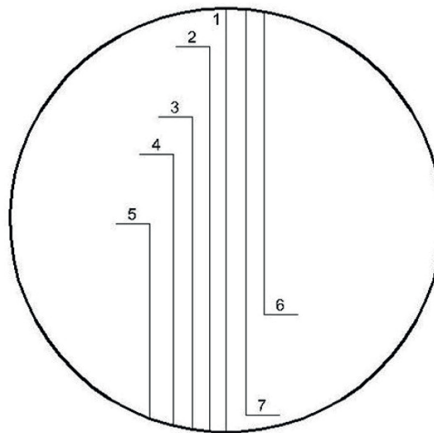


*Fonte: Elaborado pelo autor (2024).*

#### 2.4.5 Teste de confrontação direta por notas patógeno x antagonista

A partir das placas de Petri contendo os discos isolados do patógeno x antagonista, procedeu-se o teste de confrontação direta, aos sete e décimo quarto dia (quando os micélios já estavam bem desenvolvidos e recobrimo a área da placa de Petri). A técnica de confrontação foi baseada no modelo de notas proposto por Bell *et al.* (1982), modificada por Rodrigues (2010), na qual é atribuído notas que variam de um a sete. De acordo com a escala (Figura 7), os isolados foram classificados como: nota 1, antagonista cresce por toda a placa de Petri e sobre o disco do patógeno; nota 2, antagonista cresce por toda a placa de Petri, porém não se sobrepõe ao disco do patógeno; nota 3, antagonista cresce sobre 3/4 da placa de Petri; nota 4, antagonista cresce sobre 2/3 da placa de Petri; nota 5, antagonista e patógeno crescem até a metade da placa de Petri; nota 6, patógeno cresce sobre 2/3 da placa de Petri; nota 7, patógeno cresce por toda a placa de Petri.

**Figura 7** – Escala para teste de confrontação direta, proposta por Bell (1982) modificada por Rodrigues (2010).



*Fonte: Rodrigues, (2010).*

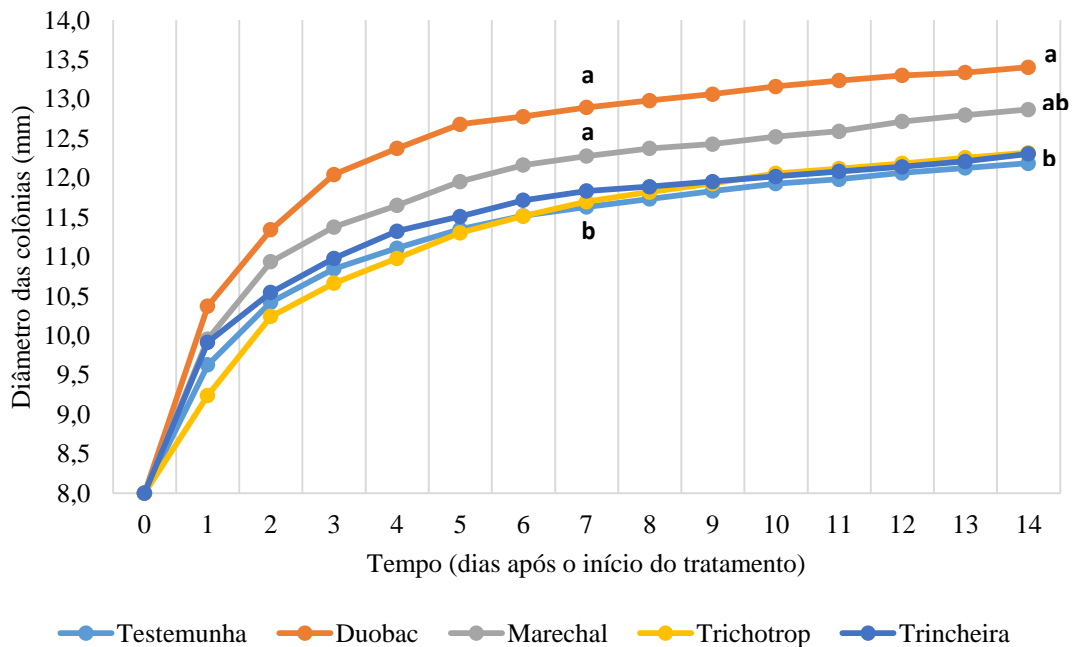
#### 3.6 Análise estatística dos dados

Procedeu-se a análise de variância dos dados (ANOVA) e quando o teste F mostrou-se significativo a 5% de probabilidade de erro, procedeu-se teste de Tukey, a 5% de probabilidade de erro, para comparação de médias. Para estas análises utilizou-se o programa estatístico SISVAR (Ferreira 2010).

## 2.5 Resultados e discussões

A avaliação de detecção de metabólicos voláteis, na qual discos (8 mm) de isolados dos agentes biológicos foram dispostos em confronto numa placa de Petri contendo meio BDA e tiveram seu diâmetro quantificado diariamente por um período de 15 dias, pode ser visualizado no gráfico 1.

**Gráfico 1** - Diâmetro dos isolados dos agentes biológicos durante o período de avaliação. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).



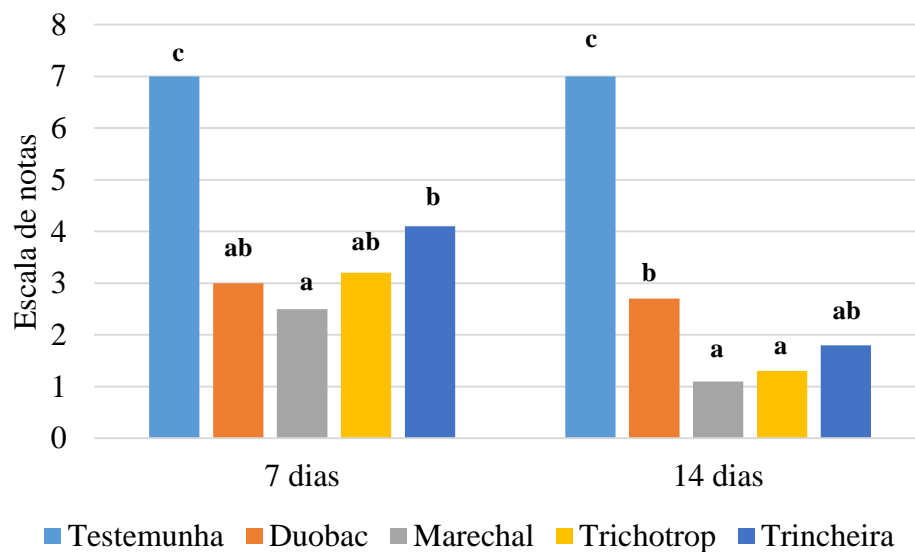
Fonte: Elaborado pelo autor, (2024).

Pode-se perceber, no gráfico 1, que aos sete dias após o início do teste, Duobac® e Marechal®, sem diferirem, apresentaram diâmetro da colônia maior que demais produtos. Aos 14 dias, Duobac®, sem diferir de Marechal®, apresentou maior diâmetro do que os tratamentos Trichotrop®, Trincheira® e testemunha. O maior diâmetro do disco de isolado de Duobac® é justificado pelo microrganismo em questão (*Bacillus*). Esse resultado era esperado, já que Duobac® é o único tratamento que possui bactéria em sua formulação. Bactérias são seres procarióticos, unicelulares e que crescem em colônias circulares

(aumentam diâmetro); enquanto os fungos (*Trichoderma*) são multicelulares, eucarióticos e que possuem crescimento micelial, ramificando-se a partir do disco isolado.

Para quantificar o efeito do crescimento micelial microbiano sobre a placa de Petri e seu possível efeito antagônico sobre o crescimento micelial do patógeno, procedeu-se o teste de confrontação direta. Nesse, utiliza-se uma metodologia na qual adota-se uma escala para expressar qual dos micélios, quando em confronto, cresceu mais (um em direção ao outro). Essa escala adota notas de 1 a 7, sendo que na menor nota (1) evidencia que o antagonista cresceu por toda a placa de Petri e sobre o disco do patógeno; à medida em que o número da nota avança, significa dizer que o patógeno se sobressaiu sobre o antagonista. As notas de confronto direto aos 7 e 14 dias após o início do experimento, podem ser visualizadas no gráfico 2.

**Gráfico 2** – Notas atribuídas ao teste de confronto direto entre antagonista e patógeno aos sete e quatorze dias após início do confronto. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).



Fonte: Elaborado pelo autor, (2024).

De acordo com gráfico 2, observa-se que aos sete dias após o pareamento o crescimento micelial da testemunha havia sido máximo e a placa estava recoberta por micélio de *S. sclerotiorum* (mofo branco). Nota-se que, aos 7 dias, os antagonistas estavam estabelecendo-se e mostrando-se supressores ao crescimento micelial do patógeno, no entanto nenhum dos tratamentos foi capaz de parasitar o disco do isolado puro do patógeno. O produto que mais conseguiu suprir o crescimento crescer do patógeno foi Marechal®, sem diferir de Duobac® e

Tricotrop®. Tal avaliação foi de acordo com o resultado da avaliação de teste de confronto direto (gráfico 1).

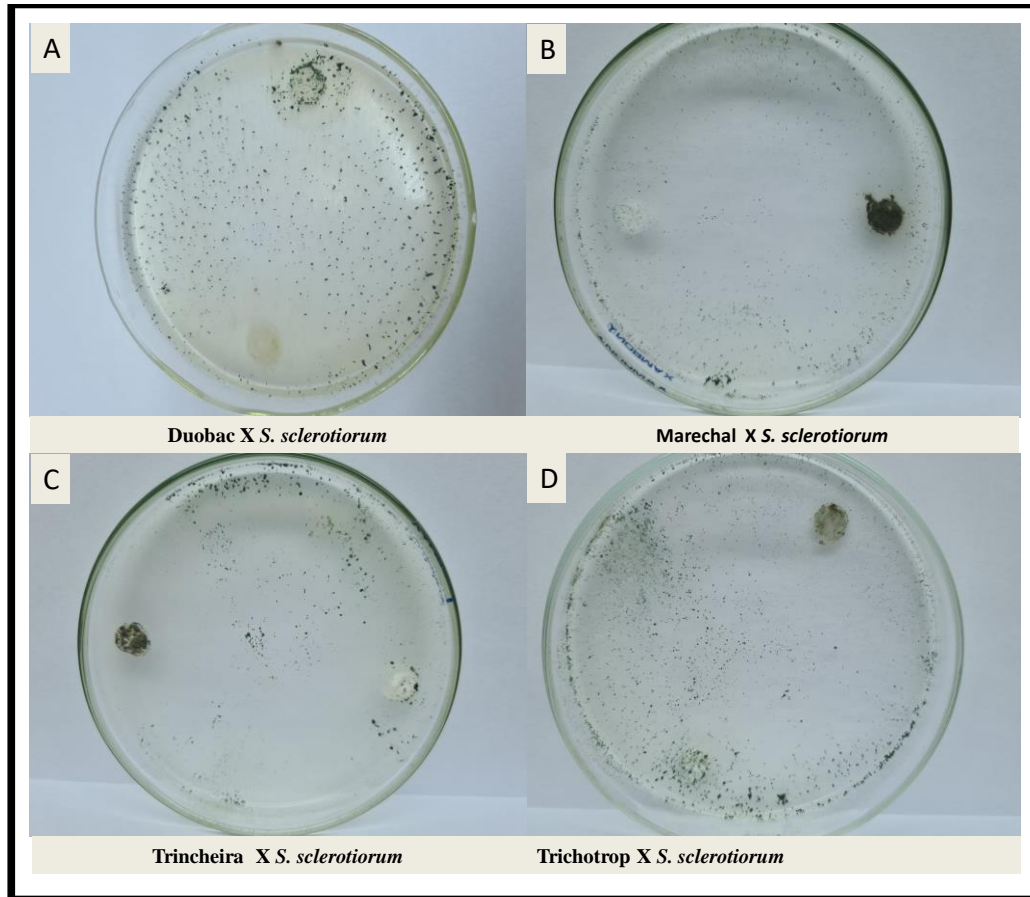
Ao longo do teste de confronto direto, aos 14 dias, foi possível perceber que os produtos biológicos a base do fungo *Trichoderma* apresentaram nota menor, ou seja, estabeleceram-se na placa de petri e se aproximaram do patógeno. Melhores controles sobre o patógeno foram obtidos com Marechal® e Trichotrop®, que não diferiram de Trincheira® (gráfico 2). Marechal® e Trincheira® são produtos que contém *Trichoderma harzianum*, enquanto Trichotrop® contém *Trichoderma asperelloides*. Barbian et al. (2014) mencionam que os isolados de *Trichoderma* apresentam variabilidade na produção de compostos voláteis.

Dildey et al. (2014) estudaram a capacidade de isolados de *Trichoderma* quanto à eficiência na inibição do crescimento de *S. sclerotiorum* e concluíram que todos os isolados de *Trichoderma* spp. mostraram relativa eficiência na inibição do crescimento de *S. sclerotiorum*. Dois dos isolados testados (autores não nomeiam, apenas usam siglas) foram os que tiveram maior agressividade considerando a confrontação direta e a produção de metabólitos voláteis. Aguiar et al. (2012), demonstrou que isolados de *Trichoderma viride* foram eficientes no controle de mofo branco na cultura de feijão.

O produto Marechal®, composto por *Trichoderma harzianum*, pelos dados obtidos no presente estudo, apresentou crescimento inicial da colônia mais rápido comparado aos demais produtos, o que pode ser observado no diâmetro do disco de isolado (Gráfico 1) e nas notas de confronto direto (Gráfico 2).

Bontempo e Mendes (2024) avaliando *Trichoderma harzianum* e fungicidas (Fluazinam; Tiofanato Metílico; Procimidona; Procimidona + Fluazinam) sobre o crescimento micelial de *S. sclerotiorum* observaram que na primeira avaliação (4 dias) os fungicidas apresentam controle superior. No entanto, ao longo do tempo, na segunda avaliação (7 dias), o tratamento com *Trichoderma harzianum* mostrou-se estatisticamente igual aos demais. Esses dados demonstram o potencial do fungo em suprimir o patógeno à medida em que seu crescimento avança. Isso também foi observado no presente estudo. Nota-se de acordo com o teste de confronto direto aos 7 e aos 14 dias, que parece haver uma tendência dos antagonistas crescerem e suprimirem/reduzirem o crescimento do patógeno. A Figura 8 é um registro do crescimento micelial, aos 14 dias após início do teste de confrontação direta. Nela percebe-se que houve crescimento dos antagonistas em direção ao patógeno, destacando quais tiveram mais interação na placa.

**Figura 8** – Interação patógeno (disco de isolado posicionado direita) e antagonistas (disco de isolado posicionado à esquerda) em confronto direto. Em A, B, C e D, tem-se os antagonistas Duobac®, Marechal®, Trincheira® e Trichotrop®, respectivamente.



*Fonte: Elabora pelo autor (2024).*

Os presentes resultados indicam que *Trichoderma spp.* e *Bacillus amyloliquefaciens* possuem mecanismos promissores para o controle de *S. sclerotiorum*. Essa abordagem não apenas reduz a dependência de fungicidas químicos, mas também favorece o equilíbrio ecológico, contribuindo para a sustentabilidade agrícola e a proteção dos recursos naturais. O avanço na pesquisa e no desenvolvimento de bioinsumos é fundamental para ampliar a adoção dessa prática.

Ainda, como concluiu Kraemer (2022), ao avaliar o potencial de isolados de *Trichoderma spp.* no biocontrole de doenças da soja e no tratamento de sementes, a aplicação de *Trichoderma spp.* favorece variáveis agrônomicas, influenciando no tamanho de plântulas, aumento de raiz primária e raízes laterais e precocidade na germinação.

No entanto, o uso exclusivo desses agentes a base de *Trichoderma* e *Bacillus* não elimina o fungo, sendo fundamental a adoção de estratégias integradas, incluindo manejo cultural, tratamento de sementes e direções de culturas. Essa abordagem combinada contribui para uma produção agrícola mais sustentável e eficiente.

## CONCLUSÃO

Os resultados mostraram que nenhum dos tratamentos erradicou completamente o fungo, mas houve variações de eficácia entre eles. No teste de confronto direto com notas, melhores controles sobre o patógeno foram obtidos com Marechal® e Trichotrop®, que não diferiram de Trincheira®, enquanto no teste de confronto direto, Duobac® e Marechal® apresentaram maior inibição do fungo. Contudo, em todos os tratamentos houve formação de escleródios no meio de cultura, demonstrando a persistência de *S. sclerotiorum*.

## REFERÊNCIAS

- ABREU, L. de P. S. et al. **Alternativa sustentável de uso da *Bacillus amyloliquefaciens* no biocontrole de fungos fitopatogênicos: uma revisão.** Revista de Ciências Ambientais, v. 16, n. 1, 2022.
- AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by parasitic higher plants, invasive climbing plants, and parasitic green algae. Plant Pathology.(5ª Ed.), San Diego, California, USA, Elsevier Academic Press, p. 705-722, 2005.
- AGUIAR, A. R. et al. **Seleção de isolados de *Trichoderma spp.* na promoção de crescimento de mudas do feijoeiro cv. Carioca e controle de *Sclerotinia sclerotiorum*.** Ciência e Natura, v. 34, n. 2\*, p. 47-58, 2012.
- ARAUJO, Fabio Fernando de; MENEZES, Danilo. **Indução de resistência a doenças foliares em tomateiro por indutores biótico (*Bacillus subtilis*) e abiótico (*Acibenzolar-S-Metil*).** Summa phytopathologica, v. 35, p. 169-172, 2009.
- BELL, D. K.; WELLS, H. D.; MARKHAM, C. R. ***In vitro* antagonism of *Trichoderma species* against six fungal plant pathogens.** 1982.
- BOECHAT, Lorena Temponi et al. **Detecção do mofo-branco no feijoeiro, utilizando características espectrais.** Revista Ceres, v. 61, p. 907-915, 2014.
- BOLAND, G. J.; HALL, R. **Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*.** Canadian Journal of Plant Pathology, v. 16, n. 2, p. 93-108, 1994.
- BOLTON, Melvin D.; THOMMA, Bart PHJ; NELSON, Berlin D. ***Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary: biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen.** Molecular plant pathology, v. 7, n. 1, p. 1-16, 2006.
- BONTEMPO, C. R. E MENDES, L.S. **Controle químico e biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* in vitro.** 2024
- BORGES, D. I. et al. **Effect of plant extracts and essential oils on the germination of urediniospores of *Phakopsora pachyrhizi*.** Revista Brasileira de Plantas Mediciniais, v. 15, p. 325-331, 2013.
- CAMPOS, H. D. et al. **Mofo-branco na cultura da soja e os desafios da pesquisa no Brasil.** Tropical Plant Pathology, v. 35, p. 100-101, 2010.
- CAMPOS, H. D.; SILVA, L. H. C. P.; MEYER, M. C.; SILVA, J. R. C.; NUNES JUNIOR, J. **Mofo-branco na cultura da soja e os desafios da pesquisa no Brasil.** Tropical Plant Pathology, v. 35, p. C-CI, 2010. Suplemento.
- CARDOSO, Aline Figueiredo et al. **Eficiência de *Bacillus cereus* na promoção de crescimento e proteção do aparato fotossintético à infecção de *Pestalotiopsis sp.* em mudas de Coqueiro anão-verde-do-brasil.** 2021. Tese de Doutorado. UFRA/Campus Belém.

- CARVALHO, F. M. **Eficácia do *Trichoderma spp.* no Controle Biológico do Mofo Branco.** *Revista Brasileira de Fitopatologia*, v. 39, n. 5, p. 440–449, 2015b. Cerrado Agrociências. Disponível em: <https://revistas.unipam.edu.br/index.php/cerradoagrociencias>. Acesso em: 9 jan. 2025.
- CONAB. **Safra brasileira de grãos. Boletim da safra de grãos: décimo levantamento, safra 2021/22.** Brasília, DF, 2022. Disponível em: [https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos/item/download/55663\\_d80ed13b6613f4590f2916f2a7f40d7b](https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos/item/download/55663_d80ed13b6613f4590f2916f2a7f40d7b). Acesso em: 9 jan. 2025.
- DE MEDEIROS, Flávio Henrique Vasconcelos et al. ***Trichoderma: interações e estratégias.*** *Trichoderma*, p. 219, 2019.
- DELGADO, G. V. et al. **Inibição do crescimento de *Sclerotinia sclerotiorum* por *Trichoderma spp.* in vitro.** 2007.
- DILDEY, Omari Dangelo Forlin et al. **Inibição do crescimento in vitro de *Sclerotinia sclerotiorum*, causador de mofo branco, por isolados de *Trichoderma spp.*** *Revista Brasileira de Biociências*, v. 12, n. 3, 2014.
- DING, Li-Na et al. **Plant disease resistance-related signaling pathways: recent progress and future prospects.** *International Journal of Molecular Sciences*, v. 23, n. 24, p. 16200, 2022.
- ETHUR, Luciana Zago et al. **Dinâmica populacional e ação de *Trichoderma* no controle de fusariose em mudas de tomateiro e pepineiro. 2006.** Tese de Doutorado. Universidade Federal de Santa Maria.
- GÖRGEN, Claudia Adriana et al. **Controle do mofo-branco com palhada e *Trichoderma harzianum* 1306 em soja.** *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 44, p. 1583-1590, 2009.
- HARIKRISHNAN, R.; DEL RÍO, J. **Influence of Environmental Conditions on the Development of *Sclerotinia sclerotiorum*.** *Phytopathology*, v. 96, n. 10, p. 1101–1108, 2006.
- Harman, GE. (2011). **Multifunctional fungal plant symbionts: new tools to enhance plant growth and productivity.** *New Phytology*, 189, 647–649.
- Harman, GE., Howell, CR., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). ***Trichoderma species* – opportunistic, avirulent plant symbionts.** *Nature Reviews Microbiology*, 2, 43– 56.
- HEGEDUS, Dwayne D.; RIMMER, S. Roger. ***Sclerotinia sclerotiorum*: when “to be or not to be” a pathogen?.** *FEMS microbiology letters*, v. 251, n. 2, p. 177-184, 2005.
- JULIATTI, Fernando Cezar et al. **Escala diagramática para avaliação da severidade de mofo branco em soja.** *Bioscience Journal*, v. 29, n. 3, p. 676-680, 2013.
- JUNIOR, G A; DOS SANTOS, Á. F.; AUER, C G. **Perspectivas do uso do controle biológico contra doenças florestais.** 2000.
- KRAEMER, A. P. N. **Avaliação do potencial de isolados de *Trichoderma spp.* no biocontrole de doenças da soja e no tratamento de sementes.** 75f. (Dissertação de Mestrado) - Instituto Federal Goiano, Urutaí, Brasil, 2022.
- MATOS, V. A. C. L. de et al. **BIOINSUMO NA CULTURA DA SOJA.** 2023.

- MEDEIROS, F. H. V. de; SILVA, J. C. P. da; PASCHOLATI, S. F.. **Controle biológico de doenças de plantas. Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**, v. 1, 2018.
- MEDEIROS, F. H. V. et al. **Trichoderma: interações e estratégias**. *Trichoderma*, p. 219, 2019.
- MELO, Itamar Soares de. **Agentes microbianos de controle de fungos fitopatogênicos**. Controle biológico, v. 1, 1998.
- MENENDEZ, Ana B.; GODEAS, Alicia. **Biological control of *Sclerotinia sclerotiorum* attacking soybean plants. Degradation of the cell walls of this pathogen by *Trichoderma harzianum* (BAFC 742)**. *Mycopathologia*, v. 142, p. 153-160, 1998.
- MEYER, M. C. et al. **Eficiência de fungicidas para controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, na safra 2015/2016: resultados sumarizados dos ensaios cooperativos**. 2016.
- MEYER, M. C. et al. **Trichoderma: uso na agricultura**. 2019.
- MEYER, M. C.; MAZARO, S. M.; GODOY, C. V. **Controle biológico de mofo-branco na cultura da soja**. 2022.
- MIORINI, T. J. J.. **Métodos de aplicação e de avaliação do residual de fungicidas no controle de mofo-branco em soja e feijão**. 2015.
- PETAGRONOMIA **Como controlar a disseminação de Mofo branco na cultura da da soja. Disponível em:** <https://www.ufsm.br/pet/agronomia/2021/06/29/como-controlar-a-disseminacao-de-mofo-branco-na-cultura-da-da-soja>. Acesso em: 23 de novembro de 2024
- PURDY, L. H. ***Sclerotinia sclerotiorum*: A Review of its Biology, Ecology, and Control**. *Ecology, and Control. Plant Disease*, v. 63, n. 6, p. 364–373, 1979.
- Rocha, C. A da **Potencial de *Trichoderma harzianum* e *Bacillus subtilis* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary na cultura da soja (*Glycine L. max*) e interferência da cobertura vegetal**. 2020.
- RODRIGUES, L. C. F.; DA CUNHA, W. V. **Controle biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* e promoção de crescimento em feijoeiro**. *Cerrado Agrociências*, v. 12, p. 67-85, 2021.
- SALVADORI, C. N. et al. ***Bacillus Amyloliquefaciens* no biocontrole de fitopatógenos causadores de doenças foliares em soja**. *Cadernos de Agroecologia*, v. 19, n. 1, 2024.
- SILVA, E. A. J. da et al. **Composição química e atividade antifúngica do óleo essencial das folhas de *Psidium guajava* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum***. 2020.
- SILVA, G. B. P. DA et al. **Identificação e utilização de *Trichoderma spp.* armazenados e nativos no biocontrole de *Sclerotinia sclerotiorum***. *Revista Caatinga*, v. 28, p. 33-42, 2015.
- SILVA, G. B. P. da et al. **Utilização de *Trichoderma spp.* no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary e no crescimento de alface**. 2013.
- SILVA, L. G. et al. **Phytochemistry and antifungal activity of floral ethanolic extract of *Schultesia aptera* Cham.(Gentianaceae f.)**. *Brazilian Journal of Science*, v. 3, n. 7, p. 17-25, 2024.

SILVA, L. R. da. **Compostos orgânicos voláteis de *Trichoderma spp.* no controle de mofo-branco e promoção de crescimento em alface.** 2021.

SOARES, D. V. M.. **Uso de microrganismos no tratamento de sementes.** 2021.

TUPICH, F. L. B. et al. **Impacto do controle do mofo-branco com fluazinam na produtividade da soja no Sul do Paraná: metanálise.** Summa Phytopathologica, v. 43, n. 2, p. 145-150, 2017.

ZHANG, F et al. **Biocontrol potential of *Trichoderma harzianum* isolate T-aloe against *Sclerotinia sclerotiorum* in soybean.** Plant Physiology and Biochemistry, v. 100, p. 64-74, 2016.