

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS

**GERMINAÇÃO CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia
sclerotiorum* (Lib.) DE BARY SOB RESÍDUOS E
EXTRATOS AQUOSOS DE RESTOS VEGETAIS DE
CULTURAS DE INVERNO**

KEILA GARCIA FRANCO

**DOURADOS
MATO GROSSO DO SUL
2019**

**GERMINAÇÃO CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia sclerotiorum*
(Lib.) DE BARY SOB RESÍDUOS E EXTRATOS AQUOSOS DE
RESTOS VEGETAIS DE CULTURAS DE INVERNO**

KEILA GARCIA FRANCO

Orientadora: PROF. DR^a. LILIAN MARIA ARRUDA BACCHI

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado à Universidade Federal da
Grande Dourados, como parte das
exigências do Curso de Graduação em
Agronomia, para obtenção do título de
Engenheiro Agrônomo.

DOURADOS
MATO GROSSO DO SUL
2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP).

F825g Franco, Keila Garcia
Germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary sob resíduos e extratos aquosos de restos vegetais de culturas de inverno [recurso eletrônico] / Keila Garcia Franco. -- 2019.

Arquivo em formato pdf.

Orientadora: Lilian Maria Arruda Bacchi.

TCC (Graduação em Agronomia)-Universidade Federal da Grande Dourados, 2019.

Disponível no Repositório Institucional da UFGD em:

<https://portal.ufgd.edu.br/setor/biblioteca/repositorio>

1. *Crotalaria* sp.. 2. *Guizotia abyssinica* Cass.. 3. *Pennisetum glaucum*. 4. *Vicia sativa* L.. 5. *Zea mays*. I. Bacchi, Lilian Maria Arruda. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

©Direitos reservados. Permitido a reprodução parcial desde que citada a fonte.

**GERMINAÇÃO CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) DE BARY
SOB RESÍDUOS E EXTRATOS AQUOSOS DE RESTOS VEGETAIS DE
CULTURAS DE INVERNO**

por

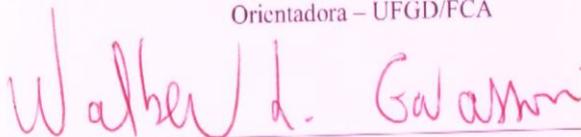
Kcila Garcia Franco

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) apresentado como parte dos requisitos exigidos
para obtenção do título de ENGENHEIRA AGRÔNOMA

Aprovada em: 25/06/19



Prof. Dr^a. Lilian Maria Arruda Bacchi
Orientadora – UFGD/FCA



Prof. Dr. Walber Luiz Gavassoni
UFGD/FCA



Eng. Agr. Dr. Bruno Cezar Alvaro Pontim
UFGD/FCA

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, pela força, saúde e proteção durante todos os momentos.

A minha família, em especial minha mãe Cleuza Macedo Garcia, que se doou em amor, apoio, incentivo e confiança.

A meu namorado Mateus Roberto Gualdi, pela paciência, compreensão e confiança.

A Professora Lilian Maria Arruda Bacchi, pela orientação e conhecimento admiráveis.

Aos membros da banca de avaliação, pela disponibilidade e contribuição no trabalho.

A Universidade Federal da Grande Dourados, pelo suporte e incentivo à pesquisa.

A todos que de alguma forma colaboraram para a realização deste trabalho.

Muito Obrigada!

SUMÁRIO

| | Páginas |
|---|----------------|
| RESUMO..... | vi |
| ABSTRACT..... | viii |
| 1. INTRODUÇÃO..... | 1 |
| 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 3 |
| 2.1 Importância de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> | 3 |
| 2.2 Formação e germinação do escleródio..... | 4 |
| 2.3 Fatores que afetam a germinação carpogênica..... | 5 |
| 2.4 Métodos de controle da doença..... | 6 |
| 2.5 Extratos e resíduos de plantas cultivadas no desenvolvimento de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> | 8 |
| 3. MATERIAL E MÉTODOS..... | 10 |
| 3.1 Produção de escleródios de <i>S. sclerotiorum</i> | 10 |
| 3.2 Obtenção do material vegetal..... | 10 |
| 3.3 Preparo dos resíduos vegetais..... | 10 |
| 3.4 Obtenção dos extratos vegetais..... | 11 |
| 3.5 Procedimentos padronizados..... | 11 |
| 3.5.1 Separação e desinfestação dos escleródios..... | 11 |
| 3.5.2 Substrato ágar-água..... | 11 |
| 3.5.3 Distribuição dos escleródios..... | 12 |
| 3.5.4 Incubação..... | 12 |
| 3.5.5 Delineamento experimental, avaliação e análise de dados..... | 12 |
| 3.6 Resíduos vegetais sobre os escleródios..... | 13 |
| 3.7 Extratos vegetais dissolvidos em água..... | 13 |
| 3.8 Influência da iluminação fluorescente e LED na germinação carpogênica de <i>S. sclerotiorum</i> | 13 |
| 4. RESULTADOS E DISCUSSÕES..... | 15 |
| 5. CONCLUSÃO..... | 27 |
| 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 28 |

FRANCO, K. G. **GERMINAÇÃO CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia sclerotiorum* (LIB.) DE BARY SOB RESÍDUOS E EXTRATOS AQUOSOS DE RESTOS VEGETAIS DE CULTURAS DE INVERNO.** 2019. 30f. Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso), Universidade Federal da Grande Dourados. Dourados, MS.

RESUMO

O fungo *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary, causador do mofo branco em diversas plantas de interesse econômico, é favorecido por condições de elevada umidade e clima ameno. O controle do patógeno é dificultado devido às suas estruturas de sobrevivência que podem permanecer viáveis por muitos anos. O objetivo deste trabalho foi avaliar o potencial inibitório e supressor de extratos e resíduos de plantas cultivadas de inverno sobre a germinação carpopogênica de *S. sclerotiorum*, em condições de laboratório e duas fontes de iluminação. Os ensaios foram desenvolvidos no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal da Grande Dourados, sendo o delineamento experimental inteiramente casualizado. Foram avaliados resíduos de crotalária, ervilhaca, milheto, milho e níger, em duas repetições com diferentes fontes de iluminação. Escleródios do fungo foram dispostos em caixas gerbox, sobre ágar-água e cobertos com os respectivos resíduos fragmentados. Em outro ensaio, extratos aquosos dos resíduos foram preparados e incorporados ao ágar-água. As avaliações tiveram início a partir da formação de estipes e apotécios no tratamento testemunha, verificando a porcentagem de escleródios apresentando estipes e a quantidade de estipes e apotécios emitidos por escleródio. Extratos de crotalária, ervilhaca, milheto, milho e níger apresentaram efeito supressor na germinação carpopogênica dos escleródios de *S. sclerotiorum*. Resíduos de crotalária, milheto, milho e níger não impediram a formação de estruturas reprodutivas pelos escleródios. Escleródios submetidos à cobertura com resíduos de ervilhaca tiveram a germinação suprimida em todas as repetições, independente do regime de iluminação empregado na incubação. Os resultados obtidos a partir dos ensaios avaliados indicam efeito da luz fluorescente como fator fundamental no processo de diferenciação das estipes em apotécios, devido a emissão de raios ultravioletas.

Palavras-chave: *Crotalaria sp.*, *Guizotia abyssinica* Cass., *Pennisetum glaucum*, *Vicia sativa* L., *Zea mays*.

FRANCO, K. G. **CARPOGENIC GERMINATION OF *Sclerotinia sclerotiorum* (LIB.) DE BARY UNDER WASTE RESIDUES AND AQUEOUS EXTRACTS OF VEGETABLE WINTER CROPS.** 2019. 30f. Monograph (Course Completion Work), Federal University of Grande Dourados. Dourados, MS.

ABSTRACT

The fungus *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) of Bary, which causes white mold in several plants of economic interest, is favored by conditions of high humidity and mild climate. Pathogen control is hampered by its survival structures that can remain viable for many years. The objective of this work was to evaluate the inhibitory and suppressive potential of extracts and residues of winter cultivated plants on the carpogenic germination of *S. sclerotiorum* under laboratory conditions and two sources of light. The trials were developed in the Phytopathology Laboratory of the Federal University of Grande Dourados, and the experimental design was completely randomized. Residues of crotalaria, vetch, millet, corn and niger were evaluated in two replicates with different light sources. Sclerodes of the fungus were arranged in gerbox boxes, on agar-water and covered with the respective fragmented residues. In another trial, extracts aqueous from the residues were prepared and incorporated into agar-water. The evaluations started from the formation of stipes and apotécios in the control treatment, verifying the percentage of sclerosis presenting stipes and the amount of stipes and apotécios emitted by sclerodium. Extracts of crotalaria, vetch, millet, corn and niger presented suppressive effect on the carpogenic germination of *S. sclerotiorum* sclerotia. Residues of crotalaria, millet, corn, and niger residues did not prevent the formation of reproductive structures by sclerotia. Sclerodes under cover with vetch residues had the germination suppressed in all replicates, regardless of the lighting regime employed in the incubation. The obtained results from the tests evaluated indicate the effect of fluorescent light as a fundamental factor in the process of differentiation of the apotécios, due to the emission of ultraviolet rays.

Key words: *Crotalaria sp.*, *Guizotia abyssinica* Cass., *Pennisetum glaucum*, *Vicia sativa* L., *Zea mays*.

1. INTRODUÇÃO

O agronegócio brasileiro tem apresentado crescimento vertiginoso nos últimos anos, em decorrência do acréscimo de área plantada e também da incorporação tecnológica no manejo e insumos. Contudo, práticas fitossanitárias mal empregadas associadas a esse aumento expressivo de produtividade, implicam na disseminação e multiplicação de pragas e patógenos em todas as áreas cultivadas (VENTUROSOSO et al., 2013).

O uso de irrigação por pivô central, principalmente nas culturas de soja e feijão, mostra-se como excelente estratégia para o incremento da produtividade. No entanto, esta tecnologia no campo pode propiciar condições favoráveis para o desenvolvimento de patógenos como *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary, fungo necrotrófico causador da doença conhecida como mofo branco, ou podridão-do-caule de esclerotinia, em muitas plantas de interesse econômico (BOLAND e HALL, 1994).

Segundo Hoffman et al. (1998), esta doença é limitante à produção de soja, causando redução no rendimento de grãos, tanto em número quanto peso. Além disso, as estruturas de resistência do fungo, chamados escleródios, confundem-se com a massa de grãos no procedimento de colheita, reduzindo o valor do produto por conta da contaminação.

A podridão-do-caule de esclerotinia já esteve entre as principais doenças de soja em países altamente produtores, como Estados Unidos e Argentina. No Brasil, estima-se que cerca de 23% ou 7,7 milhões de hectares da área plantada com soja esteja infestada pelo patógeno, sendo os estados mais afetados Goiás, Bahia, Mato Grosso e Paraná (WRATHER et al., 1994; MEYER et al., 2017).

Bianchini et al. (2005) relatam que as estruturas de resistência formadas pelo patógeno podem permanecer viáveis no solo por até oito anos, germinar de forma miceliogênica ou carpogênica, e constituir fontes de infecção às plantas, caso tenha condições de elevada umidade e temperatura amena. Desta forma, os surtos da doença tornam-se esporádicos, tendo em vista à grande influência do ambiente no processo infeccioso.

O fungo fitopatogênico *Sclerotinia sclerotiorum* possui ainda elevada agressividade e baixa especificidade, estando associado a mais de 400 espécies de

plantas, fator que dificulta o manejo devido ao amplo espectro de hospedeiros (BOLAND e HALL, 1994). Além disso, não existe no mercado cultivares com resistência completa à doença e o controle químico aplicado de forma isolada não obtém sucesso satisfatório, necessitando de medidas de controle integradas para o manejo no campo (REIS et al., 2011).

Peltier et al. (2012) relacionam técnicas de manejo integrado da doença de caráter cultural, químico e biológico, como rotação com culturas não hospedeiras, manejo do dossel da planta, época de semeadura, sistema de plantio direto e controle químico, buscando reduzir o inóculo no campo, fator determinante para o processo endêmico.

Estudos relacionados a práticas culturais de rotação de culturas com espécies não hospedeiras, assim como a cobertura do solo funcionando como barreira física e química à germinação dos escleródios têm apresentado resultados satisfatórios no controle da doença (GORGEN et al., 2009; MONTEIRO, 2010; SILVA et al., 2011).

Diante disso, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o potencial inibitório e supressor de extratos e resíduos de plantas cultivadas de inverno sobre a germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*, sob condições de laboratório e duas fontes de iluminação.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Importância de *Sclerotinia sclerotiorum*

O fungo *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary, agente causal da doença conhecida como mofo branco, pertence ao Filo *Ascomycota*, Classe *Discomycetes*, Ordem *Helotiales* e família *Sclerotiniaceae* (PEREIRA et al., 2013). Trata-se de um patógeno cosmopolita de agressividade elevada, podendo afetar raízes, hastes e eventualmente as partes mais altas de mais de 400 espécies de plantas, incluindo monocotiledôneas e dicotiledôneas (BOLAND e HALL, 1994).

A distribuição do patógeno abrange 95 países pertencentes à África, Ásia, Austrália, Europa, América do Norte e América do Sul, dentre os quais Argentina, Estados Unidos e Brasil apresentam histórico de perdas relevantes em safras de soja (SAHARAN e MEHTA, 2008; WRATHER et al., 1997).

No Brasil, áreas irrigadas e safras de outono-inverno tendem a apresentar maior inóculo da doença, pois cria-se um microclima de alta umidade associada à temperatura amena, favorável ao patógeno. Culturas de importância econômica como soja, feijão, girassol, algodão e certas hortaliças possuem relatos de ocorrência da doença, sendo os danos variáveis de acordo com a densidade de inóculo presente no solo e a contribuição do ambiente em cada caso (PAULA JÚNIOR et al., 2006).

Na cultura do girassol, onde *S. sclerotiorum* é considerado o patógeno mais importante, com distribuição em todas as regiões produtoras, a podridão branca de capítulo e haste causa prejuízo direto na produção, devido à queda de aquênios ou do próprio capítulo. Neste caso, o problema é agravado, uma vez que normalmente a cultura é implantada após a safra de verão, e as condições climáticas passam a ser de maior umidade e temperaturas amenas (LEITE et al., 2000).

Segundo Bianchini et al. (2005), os sintomas da doença se caracterizam por murcha, necrose e podridão coberta por micélio branco na superfície do solo ou do tecido hospedeiro. Posteriormente, formam-se as estruturas de sobrevivência do patógeno, chamadas de escleródios, que podem permanecer viáveis no solo por até oito anos.

Ainda segundo o mesmo autor, a disseminação da doença para outras áreas se dá principalmente pelo fungo vinculado às sementes, tanto pelo processo infeccioso quanto por escleródios misturados à massa de grãos na ocasião da colheita. Depois de

introduzido na área de cultivo, o patógeno é de difícil erradicação, exigindo medidas integradas de controle cultural e químico para reduzir a população de escleródios e impedir que germinem e iniciem o processo de infecção.

2.2 Formação e germinação do escleródio

As condições ambientais e certas práticas agronômicas possuem influência direta sobre a doença do mofo-branco, restringindo ou ampliando o desenvolvimento e disseminação do patógeno na área. O fungo após colonizar o tecido do hospedeiro, produz estruturas de sobrevivência denominadas escleródios que retornam ao solo com a senescência do material vegetal e garantem a perpetuação do ciclo da doença (LEITE, 2005).

O patógeno produz esporos conhecidos como ascósporos que, ao germinarem, originam o micélio. Conforme o micélio se desenvolve, ocorre uma compactação desta estrutura, formando-se os escleródios (PURDY, 1979). Estes escleródios produzidos pelo fungo são caracterizados por uma massa espessa de hifas que não contém tecido hospedeiro. Estudos mostram que estas estruturas que podem permanecer viáveis no solo por vários anos, necessitam de um período de condicionamento de pelo menos oito semanas a 8-16°C para que o apotécio seja emitido (SAHARAN e MEHTA, 2008; DILLARD et al., 1995).

Segundo Abdullah (2008), na presença de hospedeiro suscetível e quando encontram condições favoráveis (estímulos suficientes de luz, umidade próximo à saturação e temperatura entre 10-25°C), os escleródios germinam de forma miceliogênica, com a produção de micélios que penetram diretamente nos tecidos da planta, ou carpogenicamente, com a formação de estipes e apotécios, que emergem na superfície do solo e liberam milhões de ascósporos, infectando tecidos em senescência (ADAMS e AYERS, 1979).

Independente do tipo de germinação do fungo, a infecção pode ocorrer através de aberturas naturais em tecidos sadios de plantas. Já a penetração é dependente de nutrientes exógenos e da presença de um filme de água. Tecidos necróticos ou senescentes, como as flores, servem como fonte de nutrientes necessários para iniciar a germinação dos ascósporos e infecção pelo patógeno (ABAWI e GROGAN, 1979).

Os ascósporos então germinam e o micélio pode penetrar na cutícula através de enzimas, força mecânica ou pelos estômatos. Durante este processo, *S. sclerotiorum* secreta uma série de enzimas que degradam os componentes da parede celular, tendo

como contribuinte para a patogenicidade o fator de virulência ácido oxálico, responsável por induzir uma resposta de defesa da planta, levando à morte celular em uma reação de hipersensibilidade (ALGHISI e FAVARON, 1995). A partir da infecção, a doença progride e a planta passa a ser reservatório de escleródios que servirão como fontes primárias de inóculo nas próximas safras (BOLTON et al., 2006).

2.3 Fatores que afetam a germinação carpogênica

O ciclo de vida de *S. sclerotiorum* é dependente das condições ambientais, muitas vezes favorecidas por práticas culturais agrônômicas, como adensamento das plantas, uso de sementes sem certificação e de baixa qualidade fitossanitária, mau manejo na irrigação, ausência de sistemas de rotação com culturas não hospedeiras e de vegetação de cobertura (BIANCHINI et al., 2005).

Os escleródios, após retornarem ao solo, necessitam de temperatura e umidade adequadas para que germinem. A profundidade em que estão com relação à superfície do solo também é um fator determinante à germinação e viabilidade do fungo, uma vez que a estipe do apotécio exige presença de luz e exposição a comprimentos de onda UVA para a fertilidade (VELUCHAMY e ROLLINS, 2008).

Gorgen et al. (2009) indicam que exsudatos radiculares da planta hospedeira, bem como o microclima formado pelo dossel da mesma, também podem indicar, em alguns casos, possível ação benéfica ou não para o estímulo da germinação dos escleródios.

De acordo com Cosic et al. (2012), a profundidade em que o fungo apresenta-se no perfil do solo relaciona-se fortemente com a sua sobrevivência. Segundo os autores, escleródios mais profundos tendem a permanecer viáveis por mais tempo que os superficiais. Quanto à umidade, relatam ser o fator de maior influência sobre o patógeno, onde condições de inundação contínua podem destruir completamente os escleródios.

Estudos indicam que a condição ideal no solo para formação do apotécio é alcançada quando a umidade encontra-se menor que 50% da capacidade de campo e a temperatura entre 15°C e 17,8°C, durante um período de 10 a 14 dias. Quanto à liberação de ascósporos, pode ocorrer de 36 a 168 horas após a emissão do corpo de frutificação do fungo, tendo influência negativa quando a umidade relativa do ar atinge valores entre 65 e 75% (CLARKSON et al., 2003).

2.4 Métodos de controle da doença

A podridão-do-caule de esclerotinia (ou mofo-branco) tem se tornado importante em culturas de interesse econômico e é de difícil controle, sendo a aplicação de fungicidas a medida mais utilizada para controlá-la. No entanto, o custo elevado desses produtos químicos e a busca por alternativas sustentáveis à doença têm motivado estudos relacionados à redução da população do patógeno na área e, conseqüentemente, a curva de progresso da doença nas lavouras (GORGEN et al., 2009).

Estudo realizado na região centro-sul do Paraná, baseado em modelos metanalíticos, trouxe resultados satisfatórios de acréscimo de produtividade da soja atacada por *S. sclerotiorum*, em resposta à aplicação foliar do ingrediente ativo fluazinam, um inibidor de fosforilação oxidativa que atua sobre a respiração do patógeno. O autor apresentou estimativa de acréscimo na produtividade de 413,9 kg.ha⁻¹ em lavouras onde foi realizado o controle da doença, indicando cerca de 77,1% de chances de equilíbrio econômico (TUPICH et al., 2017).

Peltier et al. (2012) citam também o uso do herbicida lactofen agindo de forma indireta na supressão da doença. Neste caso, o produto causa impacto no desenvolvimento do dossel e promove resposta de resistência sistêmica adquirida pela planta, embora possa resultar em danos à cultura (DANN et al., 1999).

Ainda com relação ao controle químico, Meyer et al. (2017) indicam produtos de diferentes modos de ação atuando sobre o fungo, pertencentes aos grupos dicarboxamidas, inibidores da fosforilação oxidativa, inibidores de succinato desidrogenase e inibidores de quinona externa. No entanto, os autores apresentam dados de percentual máximo de 79% de supressão da doença, e reforçam a necessidade de medidas adicionais integradas ao controle químico, com a finalidade de inviabilizar a produção de escleródios na entressafra.

Segundo Gorgen et al. (2009), o uso de fungicidas no controle de *S. sclerotiorum* mostra-se inviável devido ao custo elevado e a dificuldade de se obter sucesso na aplicação, visto que o processo de infecção ocorre normalmente após o florescimento, onde as plantas já apresentam um porte elevado e o baixeiro está encoberto.

Uma alternativa para limitar o emprego de produtos químicos seria a incorporação de variedades de plantas resistentes à doença. No entanto, os programas de melhoramento genético tiveram sucesso limitado neste aspecto, embora tenham sido

identificadas muitas espécies tolerantes e com resistência parcial ao patógeno (CASTRO et al., 2016; JULIATTI et al., 2013; SAGATA, 2010).

Em estudo sobre os níveis de resistência de genótipos de soja à *S. sclerotiorum* sob diferentes ambientes de incubação, Castro et al. (2016) mostram que, embora existam genótipos com comportamentos diferentes em razão ao ataque do patógeno, nenhum apresenta resistência completa. Ou seja, casos onde é observada uma fração de resistência aumentada em condições de laboratório ou estufa, não reproduzem as mesmas características em condição de campo (HOFFMAN et al., 1998; KIM et al., 2000; JULIATTI et al., 2013).

Associado a esta dificuldade de seleção de cultivares comerciais resistentes com características de herdabilidade, o patógeno apresenta elevada agressividade e baixa especificidade, sendo capaz de infectar uma ampla gama de hospedeiros. Assim, um sistema de rotação de culturas nem sempre apresenta bons resultados, exigindo medidas integradas na busca pela redução do inóculo no campo (LOBO JÚNIOR et al., 2009).

A implantação de um sistema de plantio direto no solo permite o acúmulo de cobertura vegetal sobre a superfície, criando uma barreira física que dificulta que as condições para que os escleródios germinem sejam alcançadas. Além disso, a rotação de soja com gramíneas como milho, aveia e trigo, impede que as estruturas que chegarem a emitir apotécios encontrem hospedeiros no campo para manutenção do inóculo (WILLBUR et al., 2019).

Como consequência, a palhada que fica presente após a colheita contribui para a atividade microbiológica do solo, desenvolvendo microrganismos saprófitas que podem agir contra *S. sclerotiorum*. Para Tu (1997), o controle biológico tem sido uma alternativa estratégica à doença, sendo mais efetivo quando realizado sobre os escleródios, que apresentam baixa mobilidade, ou no período de germinação do fungo, quando possuem maior vulnerabilidade.

Coniothyrium minitans tem sido o organismo de controle biológico mais estudado como patógeno de *S. sclerotiorum* (PELTIER et al., 2012). De acordo com Zeng et al. (2012), *C. minitans* foi o agente mais eficaz no controle do mofo-branco, reduzindo em 68,5% o índice de severidade da doença e em 95,3% o número de escleródios no solo.

Outro fator a ser analisado refere-se à manipulação do ambiente hospedeiro de modo a torna-lo desfavorável ao desenvolvimento da doença, como o aumento da

ventilação através da copa. Cultivares de feijoeiro com hábito de crescimento indeterminado e prostrado tem aumentado a incidência da doença comparativamente a cultivares de porte ereto e dossel compacto (LIMA, 2015).

Jaccoud-Filho et al. (2016), estudando a influência do espaçamento entre fileiras e taxa de semeadura de plantas no manejo de mofo branco em lavouras de soja no sul do Brasil, indicam espaçamento entre linhas de 0,75 metros como mais efetivo no controle da doença. No entanto, sabe-se que espaçamentos maiores influem em menores densidades populacionais, reduzindo significativamente o rendimento da cultura. Assim, tais medidas preventivas tornam-se mais passíveis de serem adotadas por agricultores que apresentam histórico do patógeno na área.

2.5 Extratos e resíduos de plantas cultivadas no desenvolvimento de *Sclerotinia sclerotiorum*

Estudos relacionados ao uso de plantas de cobertura associadas a práticas fitotécnicas, como semeaduras menos adensadas e rotação de culturas, têm mostrado resultados benéficos no manejo da doença do mofo branco em culturas como feijão e soja. De acordo com Asmus et al. (2005), as plantas de cobertura podem promover a liberação de compostos antagonistas a certos grupos de microrganismos patogênicos, além de promover efeito supressor à população do patógeno, impedindo que as condições ideais para a germinação sejam alcançadas.

Rocha et al. (2006) observaram a campo o efeito de diferentes resíduos na incidência de *S. sclerotiorum* em alface e obtiveram controle da doença em solos apresentando algum tipo de cobertura. Para Silva (2007), a cobertura vegetal sobre os escleródios pode atuar tanto como barreira física, dificultando a emissão de estipes e apotécios e reduzindo a incidência luminosa, quanto como barreira química, devido a compostos liberados pelos resíduos durante o processo de decomposição.

Venturoso et al. (2013), em estudo sobre produção de soja e germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes coberturas de solo, demonstraram que a presença da palhada não impediu a formação de apotécios, no entanto reduziu consideravelmente as porcentagens de germinação nos tratamentos em estudo.

Segundo os mesmos autores, embora a cobertura vegetal reduza ou atrase a germinação carpogênica de *S. sclerotiorum*, não é fator decisivo na ocorrência da

doença. Ou seja, a doença pode vir a ocorrer, no entanto estas práticas de manejo podem reduzir a severidade da mesma.

Silva et al. (2011), estudando a germinação carpogênica de *S. sclerotiorum* sob diferentes resíduos de plantas cultivadas e seus extratos, obtiveram resultados satisfatórios de supressão dos escleródios nas culturas de aveia, ervilhaca, feijão e milho, além do efeito negativo de todas as partições etanólicas avaliadas sobre a germinação carpogênica do fungo. No mesmo trabalho, a germinação do patógeno no tratamento com solo nu foi maior que nos demais, indicando provável condição de arejamento e luminosidade, essenciais para produção de apotécios.

Zanella et al (2015) também observaram efeito supressor de extratos de *Annona cacans*, *Geophila repens*, *Palicourea crocea* e as frações clorofórmica e acetado de etila de *A. cacans* na germinação carpogênica de *S. sclerotiorum*.

Extratos brutos aquosos de gengibre em diferentes concentrações também mostraram-se efetivos sobre o crescimento micelial e produção de escleródios do fungo em alface, sob condições in vitro. O potencial de *Zingiber officinalis* na redução da incidência da doença pode ter ocorrido por meio da ativação de mecanismos de defesa por parte das plantas ou mesmo por atividade antimicrobiana direta do extrato (RODRIGUES et al., 2007). Estes resultados não condizem, no entanto, com os apresentados por Monteiro (2010), onde a presença de extratos vegetais não afetou estatisticamente o número de escleródios germinados carpogenicamente.

Ainda em estudos relacionados ao controle integrado da doença, Gorgen et al. (2009) avaliaram os efeitos da cobertura vegetal de *Brachiaria ruziziensis* e da aplicação de *Trichoderma harzianum* 1306 na redução da densidade de inóculo de *S. sclerotiorum*, na incidência da doença e na produtividade de soja. Os autores obtiveram redução de até 98% de apotécios na safra de soja após a dessecação da *B. ruziziensis* e efeito residual da aplicação de *T. harzianum* na safra posterior, agindo sobre o patógeno.

Civerd et al. (2019) acreditam que o uso de plantas de cobertura não hospedeiras permitem a manutenção de condições adequadas para a indução de germinação carpogênica pelos escleródios. Ou seja, esta palhada seria responsável por formar um microclima favorável para formação de apotécios e acelerar a morte dos escleródios no período de entressafra da soja, uma vez que após a germinação ocorre um declínio nas reservas da estrutura fúngica e o favorecimento do ataque por outros microrganismos antagonistas à *S. sclerotiorum*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizados quatro ensaios, sendo um para avaliar o efeito de extratos aquosos de resíduos de plantas cultivadas de inverno, dois para avaliar o efeito de resíduos de plantas cultivadas, e o último para avaliar a influência da fonte de iluminação da incubadora, todos sobre a germinação carpogênica de *S. sclerotiorum*. Todos os procedimentos foram realizados no Laboratório de Fitopatologia da Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), no período de outubro de 2018 a junho de 2019.

3.1 Produção de escleródios de *S. sclerotiorum*

Os isolados do fungo *Sclerotinia sclerotiorum* obtidos no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), foram repicados em placas de Petri contendo meio de cultura Batata-Dextrose-Ágar (BDA) e incubados durante cerca de cinco dias à 25°C, na ausência de luz. Após o completo crescimento micelial por toda superfície da placa, o patógeno foi repicado para erlenmeyers contendo uma camada de aproximadamente 20 mm de discos de cenoura autoclavados a 120°C durante 20 minutos.

Estes erlenmeyers foram vedados e incubados a 25°C, com ausência de iluminação por quatro semanas. Passado este período, os escleródios produzidos foram coletados e lavados em água corrente até a completa eliminação dos resíduos do substrato de cenoura e micélio do patógeno. Depois de secos de forma natural, os escleródios foram identificados e armazenados a 5°C.

3.2 Obtenção do material vegetal

As plantas cultivadas de ervilhaca, crotalária, milheto, milho e níger foram coletadas na Fazenda Experimental de Ciências Agrárias da UFGD (FAECA) em estágio de senescência. A secagem realizou-se em estufa de circulação de ar a 55°C, até o material apresentar-se praticamente sem umidade nos tecidos.

3.3 Preparo dos resíduos vegetais

Parte dos resíduos culturais em estudo (ervilhaca, crotalária, milheto, milho e níger) foram picados manualmente de modo a obter partículas de aproximadamente 1

cm. O material foi identificado e armazenado em sacos plásticos, em local arejado e sem umidade excessiva.

3.4 Obtenção dos extratos vegetais

Para avaliar o efeito de extratos vegetais de plantas cultivadas, as culturas coletadas na FAECA, após o período de secagem em estufa, foram submetidas à moagem em moinho elétrico até a obtenção de um pó.

Foram diluídas 200 gramas de cada resíduo em 1 litro de água destilada e esterilizada, onde permaneceram durante 24 horas para máxima extração dos compostos do vegetal. Em seguida, a solução foi filtrada a vácuo até a obtenção de 250 mL de extrato, que foram posteriormente armazenados em frascos, identificados e refrigerados até a execução do trabalho. A concentração dos extratos obtidos foi de 16%.

3.5 Procedimentos padronizados

Neste item são apresentados os procedimentos comuns a todos os ensaios realizados neste estudo.

3.5.1 Separação e desinfestação dos escleródios

Os escleródios produzidos foram separados em grupos de modo a padronizá-los em grandes, médios e pequenos. Este procedimento foi realizado a fim de evitar resultados tendenciosos devido ao tamanho das estruturas de sobrevivência do fungo, que influenciam no processo de germinação.

A desinfestação dos escleródios realizou-se em câmara de fluxo laminar, no momento da montagem do experimento. As estruturas foram imersas durante um minuto em hipoclorito de sódio a 1%, álcool 70%, e por fim em água estéril. A secagem ocorreu de forma natural, em placas de Petri contendo papel filtro esterilizado.

3.5.2 Substrato ágar-água

Para realização dos tratamentos contendo extratos, a concentração do substrato ágar-água foi de 9,5 gramas em 250 mL de água, para posterior diluição nos extratos. Os demais ensaios consistiram na concentração de 9,5 gramas de ágar em 500 mL de água. Os substratos foram previamente esterilizados em autoclave a 120°C por 20 minutos, sendo depois mantidos sob refrigeração até o uso.

3.5.3 Distribuição dos escleródios

As unidades experimentais utilizadas foram caixas do tipo gerbox. Em cada gerbox foi vertido uma fina camada do substrato, de modo a cobrir todo o fundo do recipiente, sobre o qual foram distribuídos 20 escleródios de forma equidistante. No ensaio referente aos extratos aquosos dos resíduos vegetais, outra fina camada de ágar-água diluída aos respectivos tratamentos foi vertida sobre os escleródios, de modo a impedir o rolamento acidental.

3.5.4 Incubação

Os gerboxes foram identificados, vedados com filme plástico e incubados em câmara BOD com ajuste de temperatura de 18°C e fotoperíodo de 12 horas luz/12 horas escuro.

A fonte de iluminação LED foi utilizada nos ensaio de extrato aquoso, na primeira repetição do ensaio de resíduos e no tratamento um da avaliação do efeito da luz na metodologia utilizada. A câmara com iluminação fluorescente foi utilizada na segunda repetição do ensaio de resíduos e no tratamento dois da avaliação do efeito da luz.

3.5.5 Avaliação e análise de dados

As avaliações iniciaram-se a partir da formação de estipes e apotécios no tratamento testemunha, verificando-se o número de escleródios apresentando estruturas (não foram contabilizados escleródios que senesceram), e a quantidade de estipes e apotécios emitidos por escleródio. O término das avaliações sucedeu-se após a estabilização da germinação carpogênica.

Após o término das avaliações do ensaio contendo extratos vegetais aquosos, os escleródios não germinados que permaneceram íntegros nas unidades experimentais foram cuidadosamente retirados, lavados em água estéril de forma superficial, dispostos sobre fina camada de ágar-água e incubados nas mesmas condições anteriores para verificação do caráter temporário ou permanente da inibição.

Os dados foram submetidos à análise de variância através do programa estatístico Sanest e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

3.6 Resíduos vegetais sobre os escleródios

Foram realizados dois ensaios em diferentes épocas e fontes de iluminação, constituídos de seis tratamentos (resíduos de ervilhaca, crotalária, milheto, milho, níger, e testemunha ágar-água) e cinco repetições, totalizando 30 unidades experimentais cada. O primeiro ensaio foi conduzido no período de outubro (2018) a fevereiro (2019), e a incubação foi realizada em câmara BOD equipada com lâmpadas LED. A repetição foi realizada entre fevereiro e maio (2019), sendo a incubação em BOD com iluminação fluorescente. Em ambos os ensaios, as condições de temperatura e fotoperíodo foram semelhantes, como descrito no item 3.5.4. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado.

O substrato ágar-água foi vertido nos gerboxes de modo a formar uma fina camada, sobre o qual foram distribuídos 20 escleródios de forma equidistante. Em seguida, distribuiu-se os resíduos vegetais em estudo sobre os escleródios de modo a obter uma camada de cerca de 0,5 cm.

3.7 Extratos vegetais diluídos em água

O ensaio constou de seis tratamentos (cinco extratos vegetais e testemunha ágar-água) e cinco repetições, totalizando 30 unidades experimentais. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado e o período de execução entre outubro (2018) e fevereiro (2019).

Os extratos das plantas cultivadas ervilhaca, crotalária, milheto, milho e níger foram dissolvidos ao substrato concentrado de ágar-água (250 mL + 250 mL), separadamente, de modo a atingir uma concentração final de 8% em cada tratamento. Em seguida, foram vertidos em caixas plásticas de gerbox, formando uma camada de aproximadamente 4 mm. Em cada um dos gerboxes distribuíram-se 20 escleródios de forma equidistante. Por fim, acrescentou-se mais uma fina camada da solução de extrato com ágar-água, visando à cobertura os escleródios.

3.8 Influência da iluminação fluorescente e LED na germinação carpogênica de *S. sclerotiorum*

Para avaliação da germinação carpogênica de *S. sclerotiorum* sobre as diferentes fontes de iluminação, 20 escleródios foram distribuídos de forma equidistante em cada gerbox, sobre uma fina camada de ágar-água. O ensaio consistiu em dois tratamentos (câmara equipada com iluminação LED e fluorescente) e dez repetições,

totalizando 20 unidades experimentais em delineamento inteiramente casualizado. As avaliações foram realizadas semanalmente.

A quantidade de lâmpadas nas duas BODs eram iguais (quatro lâmpadas LED T8 9W 6.500K, de marca Blumenau, emitindo 1.700 lúmens em escala 20.000; quatro lâmpadas fluorescentes TB 20W 6.400K, de marca Orolux, emitindo 1.100 lúmens em escala 20.000). Foi utilizado luxímetro digital Lux meter para medição da quantidade de lúmens emitidos por cada lâmpada.



A pedido da autora o capítulo 4 foi retirado do pdf.

5. CONCLUSÃO

Extratos aquosos de milho, milheto, crotalária, ervilhaca e níger apresentaram efeito supressor na germinação carpogênica dos escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum*.

Resíduos de milho, milheto, crotalária e níger não impediram a formação de estruturas reprodutivas pelos escleródios. Escleródios submetidos à cobertura com resíduos de ervilhaca tiveram a germinação suprimida em todas as repetições, independente do regime de iluminação empregado na incubação.

Os resultados obtidos a partir dos ensaios avaliados indicam efeito da luz fluorescente como fator fundamental no processo de diferenciação das estipes em apotécios, devido a emissão de raios ultravioletas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDULLAH, M. T.; ALI, N. Y.; SULEMAN, P. Biological control of *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary with *Trichiderma harzianum* and *Bacillus amyloliquefaciens*. **Crop Protection**, v. 27, p. 1354-1359, 2008.
- ABAWI, G.S.; GROGAN, R.G. Epidemiology of diseases caused by *Sclerotinia* species. **Phytopathology**, v. 69, p. 899-904, 1979.
- ADAMS, P. B.; AYERS, W. A. Ecology of *Sclerotinia* Species. **Phytopathology**, vol. 69, p. 896-899, 1979.
- ALGHISI, P.; FAVARON, F. Pectin-degrading enzymes and plant parasite interactions. **European Journal Plant Pathology**, v. 101, p. 365-375, 1995.
- ASMUS, G. L. Reação de algumas culturas de coberturas utilizadas no sistema plantio direto a *Meloydogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 47-52, jun. 2005.
- BIANCHINI, A.; MARINGONI, A. C.; CARNEIRO, S. M. T. P. G. Doenças do feijoeiro. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. Ed. São Paulo: Agronomica Ceres, v. 2, cap. 37, p. 333-349, 2005.
- BLEY, F. B. LEDs *versus* Lâmpadas Convencionais. **Revista Especialize On-line IPOG**, 2012.
- BOLAND, G. J.; HALL, R. Index of plant hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Canadian Journal Plant Pathology**, v. 16, n. 2, p. 93-108, 1994.
- BOLAND, G. J.; HALL, R. Relationships between the spatial pattern and number of apothecia of *Sclerotinia sclerotiorum* and stem rot of soybean. **Plant Pathology**, v. 37, p. 329-336, 1988.
- BOLTON, M. D.; THOMMA, B. P. H. J.; NELSON, B. D. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary: biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. **Molecular Plant Pathology**, v. 7, p. 1-16, 2006.
- CASTRO, L. H. S.; FIGUEIRÓ, A. A.; NOGUEIRA, A. P. O.; CLOUGH, S. J.; JULIATTI, F. C. Resistance of soybean genotypes to *Sclerotinia sclerotiorum* isolates in diferente incubation environments. **Genetics and Molecular Research**. 2016.
- CLARKSON, J.P.; STAVELEY, J.; PHELPS, K.; YOUNG, C.S.; WHIPPS, J.M. Ascospore release and survival in *Sclerotinia sclerotiorum*. **Mycological Research**, v. 107, p. 213-222, 2003.
- COSIC, J.; JURKOVIC, D.; VRANDECIC, K.; KAUCIC, D. Survival of buried *Sclerotinia sclerotiorum* sclerotia in undisturbed soil. **Helia**, v. 35, p. 73-78, 2012.

- CRUZ, M. F. A. da.; PRESTES, A. M.; MACIEL, J. L. N. Esporulação de *Pyricularia grisea* em diferentes meios de cultura e regimes de luz. **Ciência Rural**, v. 39, n. 5, p. 1562-1564, 2009.
- DANN, E. K.; DIERS, B. W.; HAMMERSCHMIDT, R. Suppression of sclerotinia stem rot of soybean by lactofen herbicide treatment. **Phytopathology**, v. 89, p. 598-602, 1999.
- DILLARD, H. R.; LUDWIG, J. W.; HUNTER, J. E. Conditioning sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum* for carpogenic germination. **Plant Disease**, v. 79, p. 411-415, 1995.
- GORGEN, C. A.; NETO, A. N. da S.; CARNEIRO, L. C.; RAGAGNIN, V.; LOBO JUNIOR, M. Controle do mofo-branco com palhada e *Trichoderma harzianum* 1306 em soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 12, p. 1583-1590, 2009.
- HOFFMAN, D. D.; HARTMAN, G. L.; MUELLER, D. S.; LEITZ, R. A.; NICKELI, C. D.; PEDERSEN, W. L. Yield and seed quality of soybean cultivars infected with *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Disease**, v. 82, p. 826-829, 1998.
- HORWITZ, B. A.; BERROCAL, T. G. A spectroscopic view of some recente advances in the study of blue light photoreception. **Botanica Acta**, v. 110, p. 360-368, 1997.
- JACCOUD-FILHO, D. de S.; SARTORI, F. F.; MANOSSO-NETO, M.; VRISMAN, C. M.; PIERRE, M. L. da C.; BERGER-NETO, A.; TÚLLIO, H. E.; JUSTINO, A.; FONSECA, A. F. da; ZANON, S. Influence of row spacing and plant population density on management of “white mould” in soybean in southern Brazil. **Australian Journal of Crop Science**, v. 10, p. 161-168, 2016.
- JULIATTI, F. C.; CAIRES, A. M.; JULLIATTI, B. C. M.; BORIN, M.R. Reação de genótipos de soja transgênicos e convencionais à podridão branca da haste. **Bioscience Journal**, v. 29, p. 921-931, 2013.
- KATO, H.; DIMOND, A.E. Factors affecting sporulation of the rice blast fungus, *Pyricularia oryzae*. **Phytopathology**, v. 56, p. 864-865, 1966.
- KIM, H. S.; HARTMAN, G. L.; MANANDHAR, J. B.; GRAF, G. L. Reaction of soybean cultivars to sclerotia stem rot in field, greenhouse, and laboratory evaluations. **Crop Science**, v. 40, p. 665-669, 2000.
- LEITE, R. M. V. B. de C. **Ocorrência de doenças causadas por *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) De Bary em girassol e soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2005, 3p. (Comunicado Técnico 76).
- LEITE, R. M. V. B. de C.; OLIVEIRA, M. F.; VIEIRA, O. V.; CASTIGLIONI, V. B. R. Incidência da podridão branca causada por *Sclerotinia sclerotiorum* em girassol semeado após a colheita da safra de verão, no Estado do Paraná. **Summa Phytopathologica**, v. 26, n. 1, p. 81-84, 2000.
- LIMA, R. C. **Manejo integrado do mofo-branco do feijoeiro**. Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, 79p. Minas Gerais, 2015.
- LOBO JÚNIOR, M.; GERALDINE, A. M.; CARVALHO, D. D. C.; COBUCCI, T. **Uso de cultivares de feijão comum com arquitetura ereta e ciclo precoce para escape do**

mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*). Santo Antonio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2009. 4p. (Comunicado Técnico, 182).

MACENA, A. M. F.; CANTERI, M. G.; JUNIOR, J. P. F. Espaçamento e manejo de restos culturais para o controle de *Sclerotinia sclerotiorum* em feijoeiro. **Ciência Rural**, v. 41, n. 11, p. 1871-1873, 2011.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; PIMENTA, C. B.; UTIAMADA, C. M.; FILHO, D. S. J.; BORGES, E. P.; JULIATTI, F. C.; JUNIOR, J. N.; CARNEIRO, L. C.; SILVA, L. H.C.P. da; SATO, L. N.; GOUSSAIN, M.; MARTINS, M. C.; TORMEN, N. R.; BALARDIN, R. S.; VENANCIO, W. S. Eficiência de fungicidas para controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, na safra 2016/17: resultados sumarizados dos ensaios cooperativos. Londrina: Embrapa Soja, 2017. (Comunicado Técnico 133). Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/164554/1/CT-133-OL.pdf>. Acesso em 30/05/2019.

MILAN, M. D.; BARROSO, F. M.; MELLO, S. C. M. de; ARAÚJO, M. da S.; CARVALHO, D. D. C. Regimes de luz na produção de conídios de *Trichoderma harzianum* para controle do mofo branco em feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 45, n. 4, p. 434-439, 2015.

MONTEIRO, F. P. **Interferência de plantas de cobertura no comportamento de *Sclerotinia sclerotiorum***. Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, 94p. Minas Gerais, 2010.

PAULA JÚNIOR, T. J.; VIEIRA, R. F.; LOBO JÚNIOR, M.; MORANDI, M. A. B.; CARNEIRO, J. E. S.; ZAMBOLIM, L. **Manejo integrado do mofo-branco do feijoeiro**. Viçosa: EPAMIG/CTZM, 2006, 46p. Guia Técnico.

PAULA JÚNIOR, T. J.; VIEIRA, R. F.; ROCHA, P. R. R.; BERNARDES, A.; COSTA, E. L.; CARNEIRO, J. E. S.; VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, L. Intensidade do mofo branco em feijão em função de densidade de plantas, frequência de irrigação, cobertura vegetal do solo, *Trichoderma spp.* e fungicida. **Summa Phytopathologica**, v. 35, n. 1, p. 44-45, 2009.

PELTIER, A. J.; BRADLEY, C.A.; CHILVERS, M. I.; MALVICK, D. K.; MUELLER, D. S.; WISE, K. A.; ESKER, P. Biology, yield loss and control of *Sclerotinia* stem rot of soybean. **Journal of Integrated Pest Management**, v. 3, p. 1-7, 2012.

PEREIRA, F. de S.; BORGES, L. P.; GUIMARÃES, G. R.; SILVA, A. da; GONÇALVES, R. N.; CARVALHO, L. R. de; TEIXEIRA, R. I. Estratégias de controle de mofo branco do feijoeiro. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer, v. 9, n. 17, p. 1354, 2013.

PURDY, L. H. *Sclerotinia sclerotiorum*: history, diseases and symptomatology, host range, geographic distribution, and impact. **Phytopathology**, v. 69, n. 8, p. 875-880, 1979.

RANGEL, M. G.; SILVA, P. B.; GUEDE, J. R. A. LED – Iluminação de estado sólido. XIII Encontro Latino Americano de Iniciação Científica e IX Encontro Latino Americano de Pós-Graduação – Universidade do Vale do Paraíba. 2011.

- REIS, E. M. A “podridão da haste” da soja. **Lavoura arrozeira**, v. 28, n. 287, p. 32-36, 1975.
- REIS, E. M.; CASA, R. T.; GAVA, F.; MOREIRA, E. N.; SACHS, C. Indução da germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes substratos. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 10, n. 2, p. 145-150, 2011.
- ROCHA, R. P.; DALLA PRIA, M.; LANG, K. Manejo de *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura do alface. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31 (suplemento). Ref. 108. Palestras e resumos do XXXIV Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 2006.
- RODRIGUES, E.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; FIORI-TUTIDA, A. C. G.; STANGARLIN, J. R.; CRUZ, M. E. S. Fungitoxicidade, atividade elicitora de fitoalexinas e proteção de alface em sistema de cultivo orgânico contra *Sclerotinia sclerotiorum* pelo extrato de gengibre. **Summa Phytopathologica**, v. 33, n. 2, p. 124-128, 2007.
- SAGATA, E. **Métodos de Inoculação e avaliação da resistência de genótipos de soja à *Sclerotinia sclerotiorum***. Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, Minas Gerais, 2010.
- SAHARAN, G. S.; MEHTA, N. **Sclerotinia diseases of crop plants: biology, ecology and disease management**. Springer, 2008.
- SHINKLE, J. **Basic Photomorphogenesis**. Department of Biology, Trinity University San Antonio, 2008. Disponível em: <http://photobiology.info/Shinkle.html>. Acesso 30/05/19.
- SILVA, F. P. M. **Germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary sob diferentes resíduos e extratos de plantas cultivadas**. Dissertação apresentada à Universidade Federal da Grande Dourados, 55p. Dourados, 2007.
- SILVA, F. P. M.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; GARCEZ, F. R. Germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes resíduos e extratos de plantas cultivadas. **Summa Phytopathologica**, v. 37, n. 3, p. 131-136, 2011.
- TU, J. C. Na integrated control of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*) of beans, with emphasis on recente advances in biological control. **Botanical Bulletin of Academia Sinica**, v. 38, p. 73-76, 1997.
- TUPICH, F. L. B.; FANTIN, L. H.; SILVA, A. L. da; CANTERI, M. G. Impacto do controle de mofo-branco com fluazinam na produtividade da soja no Sul do Paraná: metanálise. **Summa Phytopathologica**, v. 43, n. 2, 2017.
- VELUCHAMY, S.; ROLLINS, J. A. A cry-dash-type photolyase/cryptochrome from *Sclerotinia sclerotiorum* mediates minor UV-A-specific effects on development. **Fungal Genetics and Biology**, v. 45, p. 1265-1276, 2008.
- VENTUROSO, L. dos R.; BACCHI, L. M. A.; GAVASSONI, W. L.; VENTUROSO, L. A. C.; ESPINDOLA, D. L. P.; SANTOS, J. A. E. dos. Produção de soja e germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes coberturas de solo. **Semina: Ciências Agrárias**, v.34, n.2, p.615-626, 2013.

WANDERLEY, T. C. A evolução das lâmpadas e a grande revolução dos LEDs. **Revista Especialize On-line IPOG**, v. 01, n. 009, 2014.

WHATHER, J. A.; ANDERSON, T. R.; ARYSYAD, D. M.; GAI, J.; PLOPER, L. D.; PORTA-PUGLIA, A.; RAM, H. H.; YORINORI, J. T. Soybean disease loss estimates for the top 10 soybean producing countries in 1994. **Plant Disease**, v. 81, p. 107-110, 1997.

WILLBUR, J.; MCCAGHEY, M.; KABBAGE, M.; SMITH, D. L. An overview of the *Sclerotinia sclerotiorum* pathosystem in soybean: impact, fungal biology, and current management strategies. **Tropical Plant Pathology**, v. 44, p. 3-11, 2019.

ZANELLA, C. de S.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; FORMAGIO, A. S. N. Atividade de óleos e extratos vegetais sobre germinação carpogênica e crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 82, p. 1-8, 2015.

ZENG, W.; KIRK, W.; HAO, J. Field management of *Sclerotinia* stem rot soybean using biological control agentes. **Biological Control**, v. 60, p. 141-147, 2012.