



**INSTITUTO
FEDERAL**
Goiano

Campus
Rio Verde

BACHARELADO EM AGRONOMIA

ATUALIZAÇÕES NAS RECOMENDAÇÕES E SUCESSO DO MANEJO DE MOFO BRANCO EM SOJA NA REGIÃO DE RIO VERDE - GO

ANA CAROLINA ALMEIDA FERREIRA

Rio Verde, GO

2023

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO – CAMPUS RIO VERDE
BACHARELADO EM AGRONOMIA

ATUALIZAÇÕES NAS RECOMENDAÇÕES E SUCESSO DO MANEJO DE
MOFO-BRANCO EM SOJA NA REGIÃO DE RIO VERDE - GO

ANA CAROLINA ALMEIDA FERREIRA

Trabalho de Curso apresentado ao Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde, como requisito parcial para a obtenção do Grau de Bacharel em Agronomia.

Orientador: Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos

Rio Verde – GO

Abril, 2023

Sistema desenvolvido pelo ICMC/USP
Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas - Instituto Federal Goiano

Ferreira, Ana Carolina Almeida
FF383a Atualizações nas recomendações e sucesso do manejo
de mofo branco em soja na região de Rio Verde - GO /
Ana Carolina Almeida Ferreira; orientador Leonardo
de Castro Santos. -- Rio Verde, 2023.
44 p.

TCC (Graduação em Agronomia) -- Instituto Federal
Goiano, Campus Rio Verde, 2023.

1. Mofo branco. 2. Doença. 3. Controle. 4. Soja.
5. Sclerotinia Sclerotiorum. I. Santos, Leonardo de
Castro, orient. II. Título.



TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR PRODUÇÕES TÉCNICO-CIENTÍFICAS NO REPOSITÓRIO INSTITUCIONAL DO IF GOIANO

Com base no disposto na Lei Federal nº 9.610, de 19 de fevereiro de 1998, AUTORIZO o Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano a disponibilizar gratuitamente o documento em formato digital no Repositório Institucional do IF Goiano (RIIF Goiano), sem ressarcimento de direitos autorais, conforme permissão assinada abaixo, para fins de leitura, download e impressão, a título de divulgação da produção técnico-científica no IF Goiano.

IDENTIFICAÇÃO DA PRODUÇÃO TÉCNICO-CIENTÍFICA

- Tese (doutorado) Artigo científico
 Dissertação (mestrado) Capítulo de livro
 Monografia (especialização) Livro
 TCC (graduação) Trabalho apresentado em evento

Produto técnico e educacional - Tipo:

Nome completo do autor:

Ana Carolina Almeida Ferreira

Matrícula:

2016102200240140

Título do trabalho:

Atualizações nas recomendações e sucesso do manejo de mofo branco em soja na região de Rio Verde – GO

RESTRIÇÕES DE ACESSO AO DOCUMENTO

Documento confidencial: Não Sim, justifique:

Informe a data que poderá ser disponibilizado no RIIF Goiano: 15 / 05 / 2023

O documento está sujeito a registro de patente? Sim Não

O documento pode vir a ser publicado como livro? Sim Não

DECLARAÇÃO DE DISTRIBUIÇÃO NÃO-EXCLUSIVA

O(a) referido(a) autor(a) declara:

- Que o documento é seu trabalho original, detém os direitos autorais da produção técnico-científica e não infringe os direitos de qualquer outra pessoa ou entidade;
- Que obteve autorização de quaisquer materiais incluídos no documento do qual não detém os direitos de autoria, para conceder ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano os direitos requeridos e que este material cujos direitos autorais são de terceiros, estão claramente identificados e reconhecidos no texto ou conteúdo do documento entregue;
- Que cumpriu quaisquer obrigações exigidas por contrato ou acordo, caso o documento entregue seja baseado em trabalho financiado ou apoiado por outra instituição que não o Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano.

Rio Verde - GO

Local

15 / 05 / 2023

Data

Documento assinado digitalmente
gov.br ANA CAROLINA ALMEIDA FERREIRA
Data: 15/05/2023 11:51:00-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Assir

gov.br

Documento assinado digitalmente
LEONARDO DE CASTRO SANTOS
Data: 15/05/2023 17:10:36-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

os autorais

Ciente e de acordo:

Assinatura do(a) orientador(a)



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DE EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA GOIANO

Ata nº 4/2023 - GEPTNM-RV/DE-RV/CMPRV/IFGOIANO

ATA DE DEFESA DE TRABALHO DE CURSO

Aos quatorze dias do mês de abril de 2023, às 16 horas, na sala 20, do Bloco Pedagógico II, do IF Goiano, Campus Rio Verde, reuniu-se a banca examinadora composta por: Leonardo de Castro Santos (orientador, presidente da banca) - IF Goiano, Campus Rio Verde, Ana Paula Cardoso Gomide (membro), IF Goiano, Campus Rio Verde e o Dr. Marconi Batista Teixeira (membro) - IF Goiano, Campus Rio Verde para examinar o Trabalho de Curso intitulado "Atualizações nas recomendações e sucesso do manejo de mofo-branco em soja na região de Rio Verde-GO" da discente Ana Carolina Ferreira Almeida, matrícula 2016102200240140, do Curso de Bacharelado em Agronomia, do IF Goiano, Campus Rio Verde. A palavra foi concedida à estudante para a apresentação oral do TC. Posteriormente, houve arguição da discente pelos membros da banca examinadora. Após tal etapa, a banca examinadora reuniu-se para a análise do trabalho. Passa a análise e avaliação, a banca examinadora decidiu pela APROVAÇÃO da discente. Ao final da sessão pública de defesa foi lavrada a presente ata que segue assinada pelo orientador e membros da banca.

(Assinado Eletronicamente)

Leonardo de Castro Santos
Orientador

(Assinado Eletronicamente)

Ana Paula Cardoso Gomide
Membro

(Assinado Eletronicamente)

Marconi Batista Teixeira
Membro

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer a todos do Instituto Federal Goiano, principalmente meu orientador Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos por ser paciente e me auxiliar sempre que precisei e, a todos da minha banca que estiveram comigo no durante minha jornada acadêmica.

Quero agradecer também meus outros professores, meu colegas e amigos que fiz na faculdade, a todas as pessoas que me apoiaram mesmo estando distantes, a minha família (pai, mãe e irmã) e especialmente a minha avó que está lá em cima olhando por mim e que sempre torceu por mim.

Obrigada a todos!

RESUMO

FERREIRA, Ana Carolina Almeida. **Atualizações nas recomendações e sucesso do manejo de mofo-branco em soja na região de Rio Verde – Go.** 2023. 42p Monografia (Curso Bacharelado em Agronomia). Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde, Rio Verde, GO, 2023.

O Brasil é um dos maiores produtores de soja do mundo, onde o Estado de Goiás se destaca como um dos maiores produtores deste cereal de grande importância econômica. Apesar das condições edáfico-climáticas favoráveis, diversos fatores têm dificultado sua produção, principalmente doenças causadas por patógenos do solo, que têm aumentado sua importância em sistemas intensivos de produção. Dentre elas, o mofo branco causado por *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) De Bary, que é de difícil controle, uma vez que o patógeno forma escleródios (estruturas de sobrevivência), que podem permanecer viáveis por vários anos, e requerem um manejo integrado, uma vez que não existem cultivares resistentes. Portanto, este trabalho tem como objetivo apresentar uma síntese dos avanços no conhecimento da epidemiologia desse patógeno, do manejo cultural, biológico e químico na cultura da soja. É mencionada a resistência do patógeno aos fungicidas, principalmente para os fungicidas do grupo dos benzimidazol (tiofanato de metila e carbendazim). O uso de agentes de controle biológico, como *Trichoderma* spp. e *Bacillus*, vem sendo estudado no Brasil, chegando a 80% de controle. A rotação de culturas com espécies não hospedeiras de mofo-branco é uma alternativa para o controle do mofo-branco.

Palavras-chave: *Sclerotinia sclerotiorum*; manejo integrado; *Glycine max*; controle químico; controle biológico.

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	9
2.	MOFO BRANCO	10
2.1.	Hospedeiros , taxonomia e etiologia	10
2.2.	Epidemiologia e sintomalogia	14
3.	A CULTURA DA SOJA E O MOFO BRANCO	17
4.	TIPOS DE MANEJO PARA MOFO BRANCO EM SOJA	19
4.1.	Controle Químico	19
4.2.	Controle Cultural	22
4.3.	Controle Biológico	25
4.4.	Manejo Integrado	30
5.	CONCLUSÕES	31
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	31

1. INTRODUÇÃO

O cultivo da soja (*Glycine max* L. Merrill) é de grande importância social e econômica no mundo. No Brasil é uma das lavouras mais importantes de verão, com a estimativa de aproximadamente 124,27 milhões de toneladas colhidas na safra 21/22 (CONAB, 2022), tendo uma redução de 10,1% em relação a produtividade da safra 20/21 que foi de aproximadamente 135,5 milhões de toneladas (CONAB, 2021). Até o momento, segundo o 7º levantamento da safra 22/23 foram colhidas 153.6 milhões de toneladas, o equivalente ao aumento de aproximadamente 22 % na produtividade em relação ao ano de 2022 (CONAB,2023).

No entanto, as doenças contribuem para a variabilidade e produtividade da cultura, limitando altos rendimentos e lucratividade. Essa conquista torna o Brasil o país mais competitivo do mundo e pode atender à crescente demanda por alimentos. Tudo isso foi possível graças às condições econômicas favoráveis e ao aumento da introdução de novas tecnologias pelos produtores. Dentre os diversos fatores que podem limitar a produtividade das culturas, destaca-se a presença de doenças que podem causar sérios prejuízos econômicos. Portanto, nos últimos anos, algumas doenças têm sido associadas a uma redução significativa da produtividade, o que suscita preocupações quanto à necessidade e disponibilidade de tecnologia para o seu manejo

Dentre as doenças, o mofo branco é importante devido à sua gravidade e por causar prejuízos. A doença é causada pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum*, que tem como hospedeiro mais de 400 espécies de plantas, sendo as principais de importância econômica: soja, feijão, algodão, tomate, girassol, batata, canola e tabaco (BOLAND & HALL, 1994; DEMANT, 2010). No entanto, uma característica marcante desse fungo é sua capacidade de formar uma série de estruturas resistentes que sobrevivem por vários anos em cada ciclo da doença.

O mofo branco aparece mais severamente acima de 600 metros acima do nível do mar, em alta umidade e em temperaturas entre 10 ° C e 21 ° C (CAMPOS et al., 2010). A propagação ocorre principalmente por meio de sementes infectadas. Os patógenos sobrevivem indefinidamente no solo por meio da estrutura de sobrevivência (escleródio), e sua população aumenta com a implantação de cada espécie hospedeira. No entanto, saber que sua reprodução ocorre assexuadamente e sexualmente aumenta a probabilidade de mutações genéticas no patógeno e torna seu manejo ainda mais difícil. Ainda, devido à falta de variedades tolerantes ao mofo branco, é muito difícil de manejar e está disseminado nas regiões Centro-Oeste, Sudeste e Sul. (GORGEN et al., 2008).

É impossível erradicar *S. sclerotiorum* da área afetada quando este se instala, pois em condições adversas como de alta umidade associada a temperaturas amenas, favorece o desenvolvimento do patógeno (VIEIRA et al. 2001), dificultando assim o controle do mofo branco (FERRAZ et al. 1999). Fazendo com que a doença se torne mais severa a cada ano, devido ao aumento da densidade de inoculo do patógeno no solo (MENEZES, 1995). Entretanto, diversos métodos de cultivo estão disponíveis para constituir o controle integrado da doença, permitindo a recuperação da produtividade das culturas reduzindo assim sua importância. Para minimizar os danos do mofo no cultivo da soja, uma série de medidas devem ser tomadas, como o uso de sementes livres de fungos, tratamento de sementes, tempo, densidade e intervalo de semeadura, cobertura do solo, cultivo, rotação de culturas, uso de agentes de controle biológico, desinfetantes, fungicidas (GÖRGEN et al., 2009; SILVA et al., 2010; ZENG et al., 2012). Objetivou-se com esta revisão relatar as formas de manejo que vem sendo utilizadas na região de Rio Verde - GO bem como suas atualizações nas recomendações para o mofo branco na cultura da soja.

2. MOFO BRANCO

2.1. Hospedeiros , taxonomia e etiologia

O mofo branco, que também é conhecida como podridão branca da haste ou podridão de esclerotínia, é uma doença causada pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum* de Bary, é uma das principais doenças que afetam lavouras de importância econômica, que sofrem perdas significativas a cada ano. Causou danos desde que ocorreu nas lavouras brasileiras, mas sua incidência aumentou desde a década de 1990, com a invasão desse fitopatógeno através de seus escleródios está entre 23-100%, e a produção de grãos é reduzida em até 37%. (CIVARDI, 2014; DILDEY et al., 2014; MEYER et al., 2015; GOMES, 2017).

Este fungo pertence ao filo Ascomycota que constitui o grupo mais numerosos de fungos e se caracteriza pela formação de esporos sexuados, os ascósporos, dentro de uma estrutura chamada de asco (KRUGNER & BACCHI, 1995), à subfamília Discomicetos, à ordem Helotiales que é caracterizada pela formação de escleródios bem desenvolvidos e à família Sclerotiniaceae que caracteriza-se pela produção, no ciclo sexuado, de apotécios com estipe a partir da germinação dos escleródios, e pertence ao gênero e espécie *Sclerotinia sclerotiorum* (PAULA JÚNIOR et al., 2004; BOLTON et al., 2006).

Este patógeno vem sendo estudado desde 1837, mas foi em 1984 que ele foi descrito pela primeira vez por Bary (PURDY, 1979), é internacional e inespecífico, podendo infectar uma variedade de espécies de plantas, incluindo plantas monocotiledôneas e dicotiledôneas (BOLAND & HALL, 1994), entre estas, tomates, batatas (LEITE, 2005), carrapicho, mentrasto, picão, caruru, mostarda, botões-de-ouro, marselha, serralha, vassourinha e outras plantas daninhas mostraram-se suscetíveis a *S. sclerotiorum* (VIEIRA, 1994). Ainda, relatos de danos em culturas de importância econômica como alface, algodão, canola, croatalária, ervilha, feijão, girassol, repolho, soja, entre outras (BOLTON et al., 2006). Em 2011, foi relatada a ocorrência de mofo branco em coentro (*Coriandum sativum*), salsa (*Petroselinum crispum*) e mandioquinha-salsa (*Arracacia xanthorrhiza*), três espécies de hortaliças pertencentes à família Apiaceae (NASCIMENTO & REIS, 2011);

Este patógeno pode atacar as plantas em qualquer estágio de crescimento, especialmente próximo à floração e colheita. Produz uma estrutura resistente denominada escleródio, o que dificulta o controle da doença por permanecer no solo por muito tempo (DILDEY et al., 2014). No Brasil o primeiro registro de ocorrência deste fungo foi feito em 1921, em plantações de batata (*Solanum tuberosum*), no estado de São Paulo (CHAVES, 1964). Na soja esse fungo só foi observado pela primeira vez em 1975, no sul do estado do Paraná (FERREIRA et al., 1981), no cerrado, os primeiros relatos de mofo branco em soja foram feitos há 20 anos, ocorrendo desde então de forma endêmica (MACHADO & CASSETARI NETO, 2010).

Idealmente, a umidade, acima de 75% e a temperatura, na faixa entre 13-22°C, resultam em uma alta incidência de mofo branco na presença de um hospedeiro favorável ao seu desenvolvimento. Portanto, o escleródio presente no solo germina sob essas condições favoráveis, sendo micelial (o próprio escleródio produz micélio que infecta o hospedeiro) ou capogênico (ocorre a produção de ascósporos e as células germinam e se regeneram produzindo cistos de escleródios) que se espalham até o hospedeiro (Mc LEAN, 1958; PURDY, 1979; GERALDINE et al., 2010; DILDEY et al., 2014; GOMES, 2017; GUERRA, 2017; HU et al., 2018).

O mofo branco é caracterizado por uma podridão úmida coberta por micélio vítreo, septado (PURDY, 1955), e altamente ramificado e forma uma massa de algodão na superfície dos órgãos sob ataque (ABAWI & GROGAN, 1979; DILDEY et al., 2014; NA et al., 2018; JIA et al., 2019). As hifas nas plantas desenvolvem-se primeiro amplamente espaçadas à medida que a disponibilidade de nutrientes diminui, ocorre a atração e fusão das hifas, iniciando a formação do escleródio, processo que envolve alterações celulares, mobilização e deposição de

muitas substâncias. Os escleródios são geralmente encontrados em tecidos infectados, mas pode se formar na superfície do tecido em condições de alta umidade e também sobre ou dentro de flores ou sementes, razão pela qual é frequentemente encontrado em espécimes coletados (BOLTON et al., 2006). O fungo produz microconídios nas hifas ou himênios da apotecio (KOHN, 1979). No entanto, esses microconídios não germinam e seu papel na biologia fúngica ainda não é conhecido (BOLTON et al., 2006).

Após a infecção do hospedeiro, inicia-se a formação de micélio, criando uma estrutura de resistência que participa do crescimento do micélio. Esta estrutura de resistência é inicialmente branca e no final da formação torna-se preta e rígida (escleródios) e é depositado tanto na superfície quanto no interior dos caules e frutos infectados. As sementes infectadas têm aparência opaca e peso leve (DILDEY et al., 2014; GUERRA, 2017; NA et al., 2018; LIU et al., 2019).

Os escleródios são uma estrutura formada por uma superfície externa negra e aglomerados de hifas com várias camadas de melanina, que protegem contra condições adversas e degradação microbiana de muitos fungos e uma parede fina o córtex. A parte interna do escleródio, a medula, está embutida em um substrato fibroso composto por carboidratos, principalmente β -glucano e proteínas que é o micélio dormente do fungo (ROCHA, 2007; BRUSTOLIN, 2012).

Os escleródios apresentam três estágios de formação: a iniciação onde ocorre a formação da massa branca de hifas que é o início dos escleródios, logo após segue o seu desenvolvimento onde as hifas crescem e se agregam para aumentar em de tamanho e por fim ocorre a delimitação e maturação da superfície onde ocorre a deposição de melanina nas células da casca e consolidação interna formando o escleródio (TOWNSEND & WILLETTS, 1954). A melanina presente em sua estrutura confere resistência aos núcleos micorrízicos contra as condições adversas do solo, tornando-a viável por até 11 anos (GORGEN et al., 2010) e mantendo-a sem comprometer a patogenicidade, mas esse período não é considerado superior entre 1 a 3 anos segundo dados na literatura (MC LEAN, 1958; COOK et al., 1975; KUHN, 2006; XIMENES, 2013; GOMES, 2017; GUERRA, 2017; WANG et al., 2018).

Davis (1925) descobriu que o escleródio próximo à superfície não pode sobreviver por mais de um ano. A alta temperatura do solo e a alta umidade mostraram reduzir significativamente a sobrevivência esclerótica, mas o pH e a textura do solo têm efeito mínimo (CHAVES, 1964). Reis e Tomazini (2005) relataram que a sobrevivência dos escleródios no solo em condições de campo depende de sua profundidade. São mais viáveis os enterrados a uma altura de 10 cm dentro do solo do que os que são encontrados na sua superfície.

A germinação do escleródio pode-se dar por forma miceliogênica ou carpogênica, e o tipo de germinação do escleródio é muito importante em seu ciclo de vida. Vários fatores podem determinar o tipo de germinação, como as condições ambientais e a concentração de nutrientes disponíveis no escleródio. Venette (1998) destacou que a germinação carpogênica pode ser induzida em situações de restrição de nutrientes, bem como pode formar novo micélio em a disponibilidade de nutrientes. De acordo com Clarkson et al. (2003), a melhor condição do solo para o desenvolvimento dos apotécios ocorre quando a umidade por um período de 10 a 14 dias é inferior a 50% da capacidade de campo e a temperatura está entre 15°C e 17,8°C. No entanto, apotécios podem se formar em solos com temperatura entre 4,4°C e 30°C, o que significa que se a umidade for suficiente, podem ser produzidos durante todo o período de crescimento e reprodução da cultura.

Na germinação miceliogênica as hifas individuais germinam diretamente da bainha do escleródio. Essas hifas primeiro parasitam a matéria orgânica em decomposição, usam-na como fonte de alimento, depois crescem e infectam o hospedeiro (ADAMS & AYERS, 1979; WILLETTS & WONG, 1980). Na germinação carpogênica, o escleródio germina para produzir apotécios. A germinação começa com a ativação do desenvolvimento na região do córtex medular, depois as células fúngicas crescem formando um primórdio, que quebra a capa do núcleo e continua a crescer como um ramo tubular denominado caule (BOLTON et. al., 2006). Os caules são delicados, com 0,7-1,2 mm de diâmetro, espalhando-se gradualmente para cima, com uma base ligeiramente maior. O comprimento é de 4,0 a 8,0 mm em boas condições de iluminação, mas excede 20 mm em condições de escuridão (CHAVES, 1964). A presença de luz, principalmente ultravioleta (<390 nm), favorece a expansão da ponta do caule para formar uma superfície superior, embora difusa, dando origem ao apotécio, uma estrutura em forma de taça (VENETTE, 1998). al., 2006), com 3,5-7,0 mm de diâmetro, cor marrom claro, inicialmente afilado nas bordas, quase plano e umbelicada quando maduro.

Os hospedeiros podem ser infectados através do micélio ou ascósporos, ou seja, os escleródios germinam e produzem apotécios que liberam ascósporos. Cada escleródio pode produzir de 1 a mais de 20 apotécios. Cada apotécio produz centenas de ascos de forma cilíndrica, nos quais ocorre a recombinação sexual, produzindo os ascósporos perfeitamente alinhados, podendo produzir mais de 2 milhões de ascósporos em um período de 5 a 10 dias. Esses aspectos demonstram seu grande poder reprodutivo e o perigo de aumentar o inóculo e, portanto, poder atacar mais áreas de produção (PRIA & SILVA, 2010).

Em condições ambientais ideais, aproximadamente 1.600 ascósporos são liberados por hora (VENETTE, 1998), essa liberação ocorre tanto durante o dia quanto à noite e a duração

do período de liberação pode variar de 38 a 168 horas, diminuindo conforme a umidade relativa do ar diminui e atinge 65-75% (ALMEIDA & SEIXAS, 2010; CLARKSON et al., 2006). Todos os ascósporos são recobertos por uma substância mucilaginosa que, além de formar agregados de esporos, auxilia na adesão aos tecidos do hospedeiro ou outros obstáculos encontrados durante sua dispersão aérea (CLARKSON et al., 2003).

Dentre os fatores abióticos o teor de água do solo, a temperatura e a luz são considerados os fatores mais importantes para a germinação da carpogênica. Em geral, os escleródios recém-formados precisam ser ajustados no solo por um período de tempo antes que possam germinar carpogenicamente (ABAWI & GROGAN, 1979). No entanto, uma vez que os isolados vindos dos trópicos não requerem um período de incubação durante a germinação da carpogênica, estudos de *S. sclerotiorum* mostram que a origem geográfica dos isolados é de suma importância (BOLTON et al., 2006).

2.2. Epidemiologia e sintomologia

A compreensão dos processos envolvidos no desenvolvimento de doenças em plantas está fortemente ligada ao conhecimento do patógeno, do hospedeiro e das características ambientais. Sabe-se que cada um desses componentes desempenham um papel vital nas epidemias. O desenvolvimento de doenças infecciosas como o mofo branco é caracterizado pela sequência de eventos como sobrevivência, disseminação, infecção, colonização e sua reprodução no hospedeiro. As sementes das culturas podem conter patógenos em seu interior ou transportá-las para a superfície, o que contribui para sua sobrevivência (AMORIM, 1995). O fungo afeta as vagens cujas sementes se formaram, destruindo a maioria delas, mas aqueles que possuem pouco micélio, com embriões vivos, são classificados e comercializados (BOLAND & HALL, 1988).

Em áreas livres de patógenos, quando o inoculo não está presente no solo, o surto pode ser desencadeado por sementes contaminadas internamente ou escleródios associados ao lote de sementes (TU, 1989). Embora a taxa de transferência do micélio passivo seja bastante baixa no lote de sementes, seu significado está na possibilidade de transferência do inóculo para novas áreas de crescimento (HENNING et al., 2010).

Esse fungo possui duas formas de germinação: Germinação micelogênica e carpogênica. Na germinação miceliogênica, o micélio do fungo coloniza órgãos da planta podendo ser eles desde sementes até planta de ciclo fenológico bem avançado, nos quais formam uma superfície cotonosa, de consistência mole e coloração branca que posteriormente

irá desenvolver estruturas de resistência do fungo chamadas de escleródio, essas estruturas permitem, o mesmo sobreviver no solo por até 11 anos sem danificar sua estrutura, garantindo sua sobrevivência (GÖRGEN, 2009).

Na germinação carpogênica, os escleródios germinam e originam os apotécios, onde um único apotécio pode produzir mais de 2 milhões de novos ascósporos (STEADMAN, 1983). A maioria dos ascósporos se instalam no solo em que ocorrem (WEGULO et al., 2000), embora as plantas sobrepostas sejam facilmente disseminadas pelo vento e possam infectar em um raio de 50-100 m de uma fonte de produção (ABAWI & GROGAN, 1979). Se estratificados nas folhas, os ascósporos podem sobreviver de 12 a 14 dias dependendo das condições ambientais (VENETTE, 1998).

Em tecidos sensíveis os ascósporos são depositados por colisão ou sedimentação. O principal local de infecção são as pétalas coladas, geralmente acima das axilas. Ascósporos podem germinar na superfície de tecidos saudáveis, mas não podem infectar uma planta sem uma fonte externa de nutrientes e uma membrana de água.

Os ascósporos são considerados os mais importantes meios de propagação do fungo, podendo ocorrer à disseminação dos escleródios por meio de solo contaminado (em equipamentos agrícolas e calçados, adubação com esterco de animais alimentados com restos de grãos infestados, irrigação e sementes contaminadas, entre outros (MEYER & CAMPOS, 2009)

Na ausência de condições climáticas favoráveis o micélio pode permanecer viável em flores colonizadas por até 144 horas, retomando o desenvolvimento quando as condições favoráveis estiverem presentes (DEL RIO & HARIKRISHNAN, 2006). Isso torna a cultura da soja mais vulnerável na fase de floração e enchimento de grãos (VIEIRA, 1994; ALMEIDA et al., 2005), onde o patógeno encontra uma fonte exógena de energia para a germinação dos ascósporos (VIEIRA, 1994). Nesse ponto, o microclima é mais favorável ao patógeno devido ao maior índice de área foliar. Além disso, a maior cobertura foliar durante o fechamento da cultura permite que plantas doentes entrem em contato com plantas saudáveis, o que aumenta a infestação e / ou sua propagação radial (GARCIA et al., 2012).

A colonização envolve a liberação de enzimas capazes de quebrar a parede celular das células hospedeiras. Acredita-se que a ampla gama de celulases, hemicelulases e pectinases produzidas por esse fungo seja um dos fatores que contribuem para sua falta de especificidade para o hospedeiro (RIOU et al., 1991). O ácido oxálico produzido por *S. sclerotiorum* durante a infecção altera a função das células sentinelas, causando abertura estomática e progressão da invasão das hifas (GUIMARÃES & STOTZ, 2004). Durante a interação com a planta

hospedeira, o fungo secreta ácido oxálico e enzimas, que permitem a maceração dos tecidos e posterior degradação dos componentes da parede celular da planta. Além disso, o ácido oxálico cria um ambiente no qual as enzimas de degradação produzidas pelo fungo são mais eficientes (XIMENES, 2013).

A pectina é o principal componente da parede celular vegetal e o fungo produz pectinases que realizam a degradação desse componente. O enfraquecimento da parede celular pela hidrólise da pectina facilita a infiltração e colonização das plantas nessa época, o que também fornece ao fungo a fonte de carbono necessária para o crescimento. O patógeno produz uma variedade de enzimas pectinolíticas capazes de matar células vegetais, enfraquecendo os tecidos, o que indica seu papel na patogenicidade (ALMEIDA & SEIXAS, 2010; GORGEN et al., 2010; XIMENES, 2013). Depois que uma planta é infectada, o fungo pode atacar folhas, pecíolos, órgãos internos e até mesmo plantas próximas em contato com a doença. Os sintomas do mofo branco são muito semelhantes em várias espécies agrícolas sensíveis e começam na junção da célula da folha com o caule, onde geralmente ficam as flores e as folhas destacadas, a cerca de 10-15 cm do solo (TU, 1989).

As folhas apresentam inicialmente lesões úmidas maiores (anasarca), que podem tomar todo o órgão doente, contribuindo para a perda de cor, amarelando-as, escurecendo posteriormente e culminando com seu ressecamento, que se torna leve e quebradiço. Em condições favoráveis nas vagens e na haste principal, pode-se ver, inicialmente, manchas avermelhadas ou roxas, de textura macia (podridão mole), que se desenvolvem rapidamente, cobertas por uma massa densa de micélio branco semelhante ao algodão. Em poucos dias o micélio torna-se escleródio facilmente visível, que pode se formar tanto na superfície quanto no interior do caule e nas vagens infectadas (ALMEIDA et al., 2005; PAULA JÚNIOR et al., 2010). Na medida que a necrose ocorre, a planta pode transmitir a doença às plantas vizinhas. As sementes infectadas são opacas, enrugadas e têm menor volume. Assim como a soja, frutos, tubérculos e raízes de tubérculos também são infectados e apodrecem, e um micélio cottonoso branco e escleródios podem se desenvolver na superfície (STEADMAN, 1983; LEITE, 2005; KIMATI et al., 2005; BOLTON et al., 2006).

O mofo-branco é uma doença endêmica (HARIKRIHSNAN & DEL RIO, 2006), ou seja, está sempre presente em uma área cultivada e se caracteriza por não se expandir apresentando um equilíbrio neutro entre os processos de infecção e a remoção da planta doente e/ou tecido lesionado. Ainda segundo os autores, dependendo das condições climáticas, o mofo branco endêmico pode desencadear surtos, já que os surtos de mofo branco são desencadeados principalmente pelas condições climáticas e pelo microclima gerado pela copa das plantas.

S. sclerotiorum é um patógeno difícil de se erradicar, então, o melhor controle é evitar a invasão da área de cultivo, bem como usar uma variedade de técnicas de manejo, incluindo: seleção de variedades com densidade, cobertura do solo com palhada, época de plantio desfavorável para mofo branco e resistência parcial a patógenos (ZANATTO et al., 2018). Além disso, para o seu controle, se recomendada a aplicação de alguns fungicidas e de forma correta para não induzir a resistência dos patógenos contra esses produtos devido ao seu uso intensivo e indiscriminado (JACCOUD-FILHO et al., 2016; WUTZKI et al., 2016; BERGER-NETO et al., 2017; NA et al., 2018).

A aplicação de fungicidas foliares, por exemplo, 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., 2017). No entanto, é difícil espalhar o fungicida do terço superior até a região inferior da soja principalmente quando não há espaço entre as entrelinhas, permitindo que ainda haja a ocorrência da doença. Porém, como resultado desse aumento do uso de fungicidas químicos, há um aumento na resistência de patógenos aos fungicidas convencionais usados para controlá-lo, além da possível contaminação do solo, água, alimentos, ecossistemas e fungos (XIE et al., 2011; WUTZKI et al., 2016). Portanto, como o mofo branco é uma doença importante para algumas culturas de grande importância econômica, a busca por métodos para seu controle se justifica. Nesse sentido, a utilização de manejo integrado é uma alternativa viável para esse fim e justifica a importância de novas pesquisas sobre o assunto.

3. A CULTURA DA SOJA E O MOFO BRANCO

A ocorrência de mofo branco foi relatada em diversas áreas de produção agrícola no Brasil, sendo que, na cultura da soja, verificou-se um aumento desde a década de 1990 (LEMES et al., 2015). O fungo vem sendo detectado em praticamente todas as regiões produtoras de soja do Brasil, com incremento significativo em função do monocultivo desta oleaginosa (JACCOUD FILHO et al., 2017).

A doença na soja só foi oficialmente relatada no Brasil, no estado do Paraná, em 1975, causando perdas de até 70% nas lavouras para a produção de sementes (FERREIRA et al., 1981). No início da década de 1980, os municípios mineiros de São Gotardo, Rio Parnaíba e Carmo do Parnaíba registravam perdas de até 30% nas lavouras de soja devido à abundância de escleródios (NASSER et. al., 1984).

Segundo estudos da Embrapa, no sudoeste goiano, as primeiras notificações da doença ocorreram na safra 2001/02. Na safra 2005/2006, algumas lavouras tiveram altas incidências, com perdas de até 33%. A colheita de 2007/2008 detectou a doença em quase todas as áreas de leguminosas (GORGEN, 2009), de maneira geral, as perdas podem chegar a 60% da produção.

No outono de 2007/2008, o mofo branco era a doença mais disseminada, principalmente em Minas Gerais, devido à sua alta incidência em áreas acima de 900 m (ZANETTI, 2009). As perdas de produtividade chegam a 60% nas regiões sudoeste e leste de Goiás e no entorno do Distrito Federal. O mofo branco aumentou significativamente em Goiás, afetando aproximadamente 45% da área plantada em 2009/2010 (CAMPOS et al, 2010). Estima-se que a presença do fungo supere 6 milhões de hectares de soja no Brasil (JULIATTI & JULIATTI, 2010). Na safra 2018/19, estimaram que aproximadamente 28% da área de produção de soja brasileira esteja infectada pelo patógeno, tendo uma redução média de 31% da produtividade de 13 locais avaliados em ensaio em rede no Brasil, considerando diferença entre controle químico ou não da doença, sendo Rio Verde – GO um desses locais de avaliação (MEYER et al., 2019).

Em áreas áridas, a doença é esporádica, ocorre em pequenas reboleiras e não causa grandes perdas de safra. No entanto, devido a vários fatores, isso foi muito importante como o uso de sementes contaminadas ou infectadas, safras contínuas em uma única safra e herança de safras, espécies ou hospedeiros suscetíveis, temperatura noturna amena (menos de 18 °C), chuvas prolongadas durante o cultivo, excesso de fertilizante de nitrogênio e quantidade de água fornecida incluindo irrigação não controlada (SILVA et al., 2010). O patógeno se espalha de forma rápida e eficiente na presença de soja infectada, através de micélio inativo ou escleródio associado quando contaminado e coloniza a área irrigada, o que permite ampla distribuição e crescimento. Outro meio associado à distribuição entre as culturas são as ferramentas e máquinas que transportam os propágulos do fungo, que também servem para introduzi-los em locais que anteriormente excluíram o problema (LEMES et al., 2015).

Epidemias associadas a *S. sclerotiorum* ocorrem com mais frequência em climas temperados ou subtropicais e até de elevadas altitudes, pois são preferidos por temperaturas moderadas (18-23°C) e condições de alta umidade (LOBO JUNIOR, 2010). Como consequência, a doença torna-se de difícil controle e ataca as plantas em todos os estágios de desenvolvimento, mas na maioria dos casos a infecção começa com inflorescências, folhas e ramos laterais (DILDEY et al, 2014). As fases mais vulneráveis do cultivo da soja vão desde a floração plena (R2) até a formação da vagem e o início da frutificação (R3 / R4) (GRIGOLLI, 2015).

O mais importante é evitar que os patógenos invadam a cultura. Uma vez presente no campo, é quase impossível erradicá-lo. Porém, ao adotar métodos de manejo de forma integrada, é possível manter a fonte de inoculação em um nível baixo e coexistir com a doença no campo. Além de diversos métodos de cultivo que atuam em conjunto para reduzir a presença do inoculo do fungo no solo, as pesquisas sobre outros métodos de controle são fortalecidas, principalmente em relação ao uso de agentes de controle biológico, uso racional de fungicidas, controle cultural, etc. (SOUZA FILHO, 2012).

4. TIPOS DE MANEJO PARA MOFO BRANCO EM SOJA

4.1. Controle Químico

O uso de fungicidas foliares é uma das principais medidas de combate ao mofo branco na lavoura, esse método de controle é utilizado para: proteger as plantas da infecção por patógenos durante o período de aumento da sensibilidade da soja, que inclui, entre outras coisas, início da floração ou fechamento entre fileiras até o início da formação da vagem (MEYER et al., 2017). Ainda, o protagonismo do manejo químico para se controlar *S. sclerotiorum*, com o uso de fungicidas registrados, surge devido à falta de genótipo de soja geneticamente resistente válido (BARDIN & HUANG, 2001). No entanto, o uso frequente de fungicidas para controlar o fungo é preocupante, pois exerce forte pressão seletiva em isolados que são insensíveis a certos ingredientes ativos comercialmente disponíveis. Segundo o MAPA, os fungicidas registrados são: Fluazinam 500 g/l, Procimidona 500 g/kg, Carbendazin 500 g/l Tiofanato Metílico 875 g/l + Fluazinam 52,5 g/l, Bixafem+Protioconazol + Trifloxistrobina (Oliveira, et al., 2011; MAPA, 2019).

A eficácia do controle químico do mofo-branco da soja é avaliada pela Embrapa desde 2009 através de ensaios cooperativos realizados por pesquisadores de institutos de pesquisa estaduais e experimentais em locais de maior incidência da doença. Com base nos resultados desses testes, para cada aumento percentual de do mofo-branco, diminuição média da produtividade da soja de 17,2 kg.ha⁻¹ e aumento produção de escleródios 100 g.ha⁻¹ (LEHNER et al., 2016). Ainda, observou-se menor eficácia do benzimidazóis no controle do mofo branco devido ao surgimento de novos isolados de *S. sclerotiorum* resistentes a esses compostos (LI & ZHOU, 2004). Mueller et al. (2002) relataram que *Sclerotinia* spp. se tornou resistente também ao fungicida benomil para culturas de alface e amendoim.

Um estudo com 91 isolados de *S. sclerotiorum* mostrou sensibilidade reduzida do fungo ao tiofanato-metílico. 0,01 µg.mL⁻¹ de fluazinam e 1 µg.mL⁻¹ de boscalid, todos os testes foram feitos em placas de petri com Ágar no laboratório, e desses 91 isolados, os fungicidas utilizados inibiram no geral o crescimento micelial do *S. sclerotiorum* em aproximadamente 78% (MATHERON & PORCHAS, 2004).

Há relatos que *S. sclerotiorum* não foi controlado devido ao desenvolvimento de resistência aos fungicidas dicarboxamidas (HUBBARD et al., 1977; GINDRAT, 1993; MA et al., 2009). O mesmo foi relatado para fungicidas benzimidazois. Vários isolados de *S. sclerotiorum* produziram colônias de crescimento irregular a 1 µg. ml⁻¹ de carbendazim e vinclozolin. Alguns isolados coletados na província de Jiangsu, China, foram sensíveis ao fungicida dimethachlon (MA et al., 2009), como também foram mais sensíveis aos fungicidas boscalid do que outros fungicidas como dimethachlon e carbendazim. Esses resultados evidenciam a necessidade de alternar o uso de boscalid e outros fungicidas no controle de *S. sclerotiorum* em canola para minimizar a resistência do isolado aos fungicidas (WANG et al., 2009).

Os isolados resistentes ao carbendazim mostraram crescimento de hifas, produção de escleródios, patogenicidade e sensibilidade osmótica semelhantes em comparação com cepas sensíveis ao carbendazim (WANG et al., 2014). Isso sugere que as cepas resistentes a este fungicida no campo podem ter condições parasitárias suficientes para competir com as cepas suscetíveis. Por outro lado, as cepas resistentes ao dimethachlon apresentaram redução no crescimento de hifas, formação de escleródios, patogenicidade e sensibilidade osmótica. Isso pode resultar em um risco moderado de resistência em comparação com isolados resistentes ao carbendazim.

No Brasil, foram encontradas diferenças na resistência a fungicidas dos isolados de *S. sclerotiorum*. Estudos de eficiência in vitro de fungicidas usados no controle de *S. sclerotiorum* em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) mostraram que clorotalonil, tebuconazole, procimidone, iprodione, tiofanato metílico + clorotalonil, captan, vinclozolin, tiofanato metílico e benomyl apresentaram DL50 menor que 1 µg.ml⁻¹ de ingrediente ativo, considerados altamente eficientes; entretanto, os fungicidas fentin-acetato, mancozeb e óxido cuproso as DL50 foram respectivamente, 1-10 µg.mL⁻¹, 10-50 µg.mL⁻¹ e maior que 50 µg.mL⁻¹ de ingrediente ativo, considerados moderadamente eficientes, pouco eficientes e/ou ineficientes (MENTEN et al., 1995). Segundo o Repositório da WellBeing International o DL50 ou LD50 (Dose Letal Mediana ou Median Lethal Dose) é a quantidade de uma determinada substância que é

administrada em uma única dose para grupo de animais e essa dose deverá matar 50% desses animais (ROWAN, 1983).

Segundo Garcia (2012), o único fungicida registrado pelo Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento para controle de *S. sclerotiorum* em soja era o fungicida tiofanato metílico, além disso, este apresentava um custo menor para o produtor de soja comparado aos outros fungicidas utilizados no controle do mofo branco. Além disso, os benzimidazóis são eficazes no controle da doença (MAPA, 2015), como o ciclo final do cultivo da soja. Todos os produtores, como os testadores, usam tiofanato metílico para controlar o fitopatógeno o cultivo da soja, como também outras doenças. Atualmente, segundo dados da AGROFIT (2023), diversos fungicidas já foram registrados ao longo dos anos, tais como: fluazinam (fenilpiridinilamina), fluazinam (fenilpiridinilamina) + tiofanato-metílico (benzimidazol (precursor de)), Fluopyram (benzamida), cloreto de benzalcônio (amônio quaternário), ciprodinil (anilinopirimidina), ciprodinil (anilinopirimidina) + fludioxonil (fenilpirrol), Isofetamida (Fenacilamida), Bixafem (carboxamida) + Protioconazol (Triazolinthione) + trifloxistrobina (estrobilurina), Boscalida (anilida) + dimoxistrobin (estrobilurina), procimidona (dicarboximida), Fenpirazamina (pirazol) + procimidona (dicarboximida), Azoxistrobina (estrobilurina) + fludioxonil (fenilpirrol) + metalaxil-M (acilalaninato) + tiabendazol (benzimidazol), entre outros (MAPA, 2023).

A utilização excessiva do tiofanato metílico para controle no cultivo de soja e nas culturas de sucessão pode explicar a existência de isolados de *S. sclerotiorum* serem menos suscetíveis ao fungicida (GARCIA, 2012). Devido a isso, explica-se a necessidade de que haja utilização de mais de um princípio ativo e grupos de produtos químicos no manejo integrado da cultura da soja, a fim de evitar o aumento da resistência de *S. sclerotiorum* aos fungicidas utilizados.

Na safra 2017/2018, Meyer et al. (2018) avaliou 13 locais em diferentes estados, incluindo Rio Verde-GO, a eficiência de 9 fungicidas no controle do mofo branco na soja, relatou que a incidência média de mofo-branco no tratamento sem aplicação de fungicidas foi de 61,2%, enquanto o melhor nível de controle químico foi 81% com aplicações dos fungicidas dimoxistrobina + boscalida, com uma redução na produção de escleródios pela maioria dos fungicidas avaliados o que justifica a importância da adoção do controle químico na contra o mofo branco na cultura da soja. A média da produção de escleródios (massa de escleródios) de *S. sclerotiorum* coletados das plantas do tratamento sem controle (T1) foi de 3.355 g ha⁻¹. Comparados à testemunha sem controle, os tratamentos procimidona, fluopyram, dimoxistrobina + boscalida, associação de fluazinam e carbendazim e fluazinam + tiofanato metílico apresentaram significativa redução na produção de escleródios, variando de 48% a 74%, sendo o mais alto proveniente da combinação de dimoxistrobina + boscalida.

Segundo Meyer et al.(2021), após resultados sumarizados dos experimentos cooperativos, o mesmo foi conduzido em 13 locais distribuídos nos Estados do Rio Grande do

Sul, do Paraná, de Mato Grosso, de Goiás, de Minas Gerais, da Bahia e do Distrito Federal, sendo em Goiás nas cidades de Silvânia e Rio Verde. Foram testados a eficiência de 6 fungicidas ou combinações de fungicidas, concluindo que a incidência média do mofo-branco no tratamento sem fungicida foi de 49% e a maior porcentagem de controle da doença foi de 74% através do uso dos fungicidas dimoxistrobina + boscalida. Em relação a redução da produtividade, temos a média de 24% comparando o tratamento sem controle em relação ao tratamento com maior produtividade e mais dois outros tratamentos que tiveram um controle relativamente bom, esses foram dimoxistrobina + boscalida, fluazinam e fluazinam + tiofanato metílico. A média da produção de escleródios em tratamento sem controle foi de 5.889 g/ha e a redução de massa escleródio de *S. sclerotiorum* foi de 61% no tratamento que se utilizou dimoxistrobina + boscalida e 51% no tratamento com fluazinam + tiofanato metílico.

Na safra de 2021/2022, segundo Meyer et al.(2022), os mesmos ensaios foram feitos em 12 locais e em dados específicos para Rio Verde – GO, a testemunha apresentou 82,4% de incidência da doença e após as avaliações, dois tratamentos se destacaram sendo estes dimoxistrobina + boscalida e fluopyram com 73% e 68% de redução da incidência. Já em relação à produção de escleródios de *S. sclerotiorum*, foram coletados 13.438 g/ha e os tratamentos que apresentaram a maior taxa de redução na produção de escleródios foram a dimoxistrobina + boscalida e lactofen + fluazinam, com 85% e 81%, respectivamente.

Apesar do manejo químico ser um dos controles eficientes para o controle da doença, deve-se adotar outras medidas de manejo para maximizar o efeito sobre a doença.

4.2. Controle Cultural

O controle cultural consiste no uso de boas práticas agrícolas, manipulando as condições de pré-plantio e do desenvolvimento da planta, buscando favorecer o crescimento e desenvolvimento da cultura, em relação ao patógeno e a praga agrícola (Marvulli et al., 2019; Peruch et al., 2018). A erradicação do fungo, de áreas infestadas é muito difícil, mas a utilização de práticas culturais que podem ser utilizadas como auxiliares no manejo do *S. sclerotiorum*, permitindo o cultivo da soja e garantindo sua produtividade (GORGEN et al., 2010).

Dentro do manejo cultural, a rotação de culturas é o método mais comum para o controle de muitas doenças. Porém, para o mofo branco, devido à sua flexibilidade ecológica e à sobrevivência no solo por vários anos, nem todos os tipos de rotações são eficazes. Nesse caso, uma forma efetiva de rotação de culturas envolve a promoção de mudanças qualitativas na microflora do solo, favorecendo o crescimento e a criação de microrganismos competidores

ao patógeno, causando níveis de supressão da doença (COSTA & RAVA, 2003), sendo assim, esse manejo irá induzir a proliferação de microrganismos incrementando ao controle biológico da doença de forma indireta.

A estrutura da planta e a distância entre as linhas de plantio e entre as plantas nas linhas podem afetar diretamente o aparecimento e a intensidade da doença. Plantas com hábito de crescimento definido e copa mais aberta desfavorecem a produção de apóteios em comparação com as variedades mais frondosas e peregrinas (STEADMAN, 1983). Vários autores (HUANG & KEMP, 1989; CHARCHAR et al., 1991; PARK, 1993) apontam que quanto maior a abertura da copa e a distância entre as plantas, melhor a circulação do ar e a penetração da luz, o que resulta em períodos mais curtos de frescor e, conseqüentemente, menor suscetibilidade a infecções.

A escolha do período vegetativo deve ser feita de forma a evitar os períodos de chuvas nas fases mais críticas da cultura, que ocorrem durante a floração e formação da vagem, por se tratar de uma situação favorável ao desenvolvimento da doença. Da mesma forma, a água de irrigação deve ser controlada, no caso de cultivos sob sistemas irrigados, especialmente durante os períodos de maior sensibilidade das plantas (ESKER et al., 2011). O controle de *S. sclerotiorum* pela redução do nível de intensidade da água no solo tem sido estudado por diversos autores (DUNIWAY et al., 1977; STEADMAN, 1983; HUNTER et al., 1984; FERRAZ et al., 1999). Ferraz (2003), verificou que a aplicação de diferentes lâminas de águas em áreas de cultivo de soja e de feijão demonstraram o potencial de gerenciamento da frequência de irrigação como estratégia de controle do mofo-branco.

Apesar de ter facilidade de sobrevivência, os escleródios podem ser reduzidos no solo pelo cultivo de plantas não hospedeiras, especialmente pela adoção de um sistema de plantio direto (SPD) e / ou por infecção com microrganismos antagonistas. (GORGEN et al., 2009; PELTIER et al., 2012). A rotação com espécies não hospedeiras do mofo branco e a formação de palhada na área de plantio reduzem a incidência do mesmo por afetar diretamente o ciclo de vida do patógeno e aumentar a atividade de microrganismos benéficos envolvidos em seu controle biológico (KURLE et al., 2001; ROUSSEAU et al., 2007).

A incidência do mofo branco é menor no plantio direto do que na semeadura convencional. O plantio direto reduz a severidade da doença ao evitar que a planta entre em contato com solo contaminado, além de dificultar o alcance do escleródio à superfície e forme os apóteios, assim evitando a liberação dos ascósporos. Além disso, a palhada acumula mais matéria orgânica e nutrientes, o que estimula a proliferação de antagonistas do patógeno. Estes,

com o auxílio de grandes oscilações de umidade e temperatura, reduzem a vitalidade dos escleródios (PAULA JÚNIOR et al., 2010).

Para compreender os efeitos do plantio direto nas relações patógeno-hospedeiro e, como resultado, no início ou não estabelecimento da doença, este sistema usa o microclima, fatores químicos, físicos e biológicos do solo, sobre os patógenos e as várias espécies cultivadas (ROUSSEAU et al., 2007; SILVEIRA et al., 2011). Entre seus efeitos mais marcantes, o SPD bem executado favorece o controle de *S. sclerotiorum* pelas barreiras físicas formadas pela palhada, que limitam a formação dos apotécios, sendo uma barreira mecânica para a disseminação de ascósporos. Além disso, palha seca e massas de raízes mortas promovem o desenvolvimento de parasitas fúngicos que infectam os escleródios, como *Trichoderma* spp (Görge, C. A., 2009). Dentre as espécies recomendadas para formação de palhada para manejo do mofo branco estão as forrageiras tropicais indicadas para regiões com altas temperaturas e os cereais de inverno para climas subtropicais (Seguy & Bouzinac, 2001).

Nos trópicos, o plantio de espécies de braquiária (*Urochloa* spp.) pode controlar eficazmente o mofo branco, além de estimular o crescimento de micoparasitas nos escleródios, junto com a contribuição da matéria orgânica ao solo e a formação de palhada (Görge, C. A., 2009). O aumento da atividade microbiana resulta em inoculação reduzida de *S. sclerotiorum* em plantações de soja, mas não tão significativamente quanto o efeito da palhada como barreira física (GRACIA-GARZA et al., 2002; GÖRGEN et al., 2009; GÖRGEN et al., 2010).

Os efeitos das culturas de cobertura, como aveia, trigo e cevada, que são mais adequadas para climas subtropicais, podem ser comparáveis àqueles obtidos para braquiária, onde os grãos de inverno são cultivados em rotações mais longas. Na presença de baixas temperaturas e alta umidade do solo, também é observada a formação das condições ambientais necessárias para a germinação do escleródio por via carpogênica (SUN & YANG, 2000). Civardi et al. (2009), observou que plantas não hospedeiras do mofo branco com dossel adensado promovem a germinação esclerótica durante o cultivo de espécies não hospedeiras de *S. sclerotiorum*, e estes usam as reservas que mantinham seus escleródios viáveis para produção de apotécios, assim reduzindo a quantidade de escleródios no solo. Como resultado, as culturas hospedeiras plantadas sobre a palhada também se beneficiam desse mecanismo, ao contrário das espécies cultivadas após o pousio e sob monocultivo (MALONEY & GRAU, 2001).

4.3. Controle Biológico

Cook e Baker (1983) conceituam o controle biológico como a redução da densidade do inóculo ou das atividades causadoras de doenças causadas por um patógeno, pelo uso de um ou mais organismos, realizado naturalmente, ou pela manipulação do ambiente hospedeiro. As restrições à erradicação da doença em uma área infectada exigem a integração de várias medidas para o seu manejo. Uma alternativa ao controle químico é o controle biológico, que além de melhorar o controle, limita a possibilidade de seleção de cepas resistentes por vários meios para alcançá-la (MORANDI & BETTIOL, 2009). Além disso, não polui os alimentos nem o meio ambiente e participa naturalmente do ciclo nutricional. Nesse sentido, o uso de microrganismos antagonísticos contra fitopatógenos representa uma solução sustentável para o problema de controle de doenças na agricultura, apesar do uso intenso de agrotóxicos (RIBEIRO, 2009).

Os antagonistas podem atuar por meio de um ou mais mecanismos, que são propriedades altamente desejáveis, para aumentar as chances de sucesso no controle biológico. O conhecimento dos mecanismos de antagonismo é essencial para o desenvolvimento de modelos racionais de introdução de controles biológicos nos agroecossistemas, principalmente para aumentar sua vantagem competitiva no meio ambiente (OLIVEIRA, 2007). Na realidade, poucos organismos exercem um único mecanismo antagonístico.

Na cultura soja os principais microrganismos utilizados são *Trichoderma* e *Bacillus*, as espécies *Trichoderma harzianum* e *T. asperellum* tem sido as mais utilizadas para o controle de *S. sclerotiorum* (MEYER et al., 2016). Quanto às bactérias, espécies do gênero *Bacillus*, têm se destacado (MEYER et al., 2016), especialmente as espécies *Bacillus subtilis* e *B. amyloliquefacies* que apresentam resultados significativos, na inibição de hifas de *S. sclerotiorum* (BETTIOL et al., 2012). Esses microrganismos parasitam os escleródios e podem aumentar sua população trazendo matéria orgânica e acumulando carbono no solo. O controle biológico de doenças é um método cada vez mais importante de manejo de fungos fitoparasitas, como a *S. sclerotiorum*, nos últimos anos, graças aos métodos de produção em massa, ao desenvolvimento de formulações e, claro, à sua eficiência no campo. No campo, o escleródio é parasitado ou degradado por uma variedade de microrganismos antagonísticos advindo do sistema de produção ou sendo introduzido na forma de controle biológico. Esses agentes de biocontrole destroem ou inibem a formação de novos escleródios por meio da ação de parasitismo e enzimas líticas extracelulares degradadoras da parede celular de muitos fungos (LOPES et al., 2013; CORABI-ADELL et al., 2002).

O principal mecanismo de ação de *Trichoderma* spp. no controle de *S. sclerotiorum* é o micoparasitismo, crescendo e parasitando escleródios e apotécios, degradando a parede celular das estruturas do patógeno pela ação de enzimas quitinolíticas, principalmente quitinases, glucanases, proteases e celulasas. Além do micoparasitismo, a antibiose e a indução de resistência em plantas também são citadas como mecanismos de ação prevalentes no controle de *S. sclerotiorum* (Smolinska & Kowalska, 2018; Monte et al., 2019).

Já os mecanismos de ação de *Bacillus* spp. no controle de *S. sclerotiorum* não são muito bem conhecidos, porém um de seus principais efeitos é a inibição da germinação carpogênica e do crescimento micelial do patógeno (Smolinska & Kowalska, 2018; Meyer et al., 2019; Meyer et al., 2020). Este gênero de bactérias produz diversos compostos antifúngicos e antibacterianos que suprimem o desenvolvimento de vários fitopatógenos, além de promoverem a indução de resistência sistêmica em plantas (Vinodkumar et al., 2017; Smolinska & Kowalska, 2018). Não é comum encontrar colonização direta de *Bacillus* spp. sobre escleródios de *S. sclerotiorum* formando exsudato bacteriano, mas em certos casos podem ocorrer.

O momento ideal para aplicação desses agentes de biocontrole é no período em que os escleródios se encontram em repouso, na superfície do solo, com pouca mobilidade ou no estágio de germinação, ou seja, no estágio de sobrevivência do fungo, em que o patógeno encontra-se mais vulnerável, ao ataque de microrganismos (BRAGA, 2013).

Em escala comercial, o biocontrole por parasitismo de *S. sclerotiorum*, pelo fungo *Trichoderma harzianum* tem se mostrado promissor em estudos de campo, com níveis de controle em torno de 70% (GERALDINE et al., 2013). Em experimentos conduzidos em áreas comerciais com soja, foram obtidos resultados onde a interação entre o efeito de controle biológico e da aplicação de *T. harzianum* e cobertura do solo com *U. ruziziensis* reduziram focos iniciais de *S. sclerotiorum* (GORGEN et al., 2009), sendo demonstrado que a aplicação do antagonista à planta em crescimento duplica substancialmente a eficácia do parasitismo do escleródio. Juliatti et al. (2010) conduziram experimentos para controlar o mofo branco na soja e descobriu que tanto *T. harzianum* quanto *T. asperellum* tinham parasitado o escleródio (30%) e controlado o mesmo (50% ou mais). O resultado parasitário foi obtido com produtos comercializados e formulados no Brasil. A aspersão deve ser realizada diretamente nas lavouras de soja com palhada reduzida durante o período de cultivo (V2 e V4). Em áreas de 1 a 7 escleródios / g de solo, o controle pode chegar a 80% da incidência da doença. Nesse caso, eles ressaltaram a importância das análises laboratoriais para verificar e monitorar a eficiência dos lotes de agentes de biocontrole armazenados na fazenda (JULIATTI & JULIATTI, 2010).

Cerca de 90% dos antagonistas usados para o controle biológico de doenças de plantas contemplam várias espécies do gênero *Trichoderma*, um fungo filamentosos de vida livre comum em solos de diferentes ecossistemas. *Trichoderma* spp é um micoparasita necrosante eficaz no controle de um grande número de fungos fitopatogênicos, principalmente fungos com estruturas resistentes e consideradas menos suscetíveis ao ataque, como escleródios, clamidosporos e microescleródio. Desintegra as substâncias lignocelulolíticas e produz enzimas como a celulase e a hemicelulase, capazes de lisar as paredes celulares de fungos fitopatogênicos. Também atuam no controle biológico por meio da produção de antibióticos voláteis e não voláteis (MELO, 1996). A incorporação de *Trichoderma* spp. no solo reduz o dano causado por *S. sclerotiorum* no crescimento de plantas (OLIVEIRA, 2007).

Experimentos conduzidos por Ávila (2005) demonstraram o potencial antagonico de isolados de *Trichoderma* spp no crescimento de *S. sclerotiorum*, relatando o enrolamento de hifas antagonistas em hifas de *S. sclerotiorum*. Esse dobramento resulta na degradação parcial de sua parede celular em um estágio mais avançado de parasitismo, o que confirma os resultados obtidos por diversos autores (DOS SANTOS & DHINGRA, 1980; BELL et al., 1982; HENIS & PAPAIVAS, 1983; INBAR et al., 1996; MELO, 1996; MUKHERJEE e RAGHU, 1997; LOBO JUNIOR e ABREU, 2000; TSAHOURIDOU e THANASSOULOPOULOS, 2001, ETHUR et al., 2005). Esse antagonismo se deve a ação de mecanismos parasitários, competição e produção de substâncias fungitóxicas, como antibióticos, e enzimas que podem atuar sozinhas ou em conjunto, afetando a integridade das células patogênicas (DENNIS & WEBSTER, 1971).

Em experimento no sudoeste goiano, na cidade de Rio Verde – GO, Campos, (2019) constatou que a utilização dos antagonistas *T. harzianum*, *T. asperellum* e *B. subtilis* contribuíram para uma maior porcentagem de apodrecimento dos escleródios do mofo branco na cultura da soja, além de que a presença da palhada incrementou este percentual com a utilização desses micoparasitas. Gorgen et al., (2009) também avaliou o controle do mofo branco com palhada e *T. harzianum* em Jataí – GO e obtiveram como resultados a que a cobertura com a palhada é eficiente no controle dos apotécios de *S. sclerotiorum* pois ajudaram no aumento dos escleródios parasitados pelo micoparasita, que também reduziu a incidência do mofo branco na cultura da soja.

Experimentos semelhantes foram realizado pela Embrapa em Montividiu-GO na safra 2011/2012, onde o tratamento químico apresentou resultado superior ao biológico apresentando 71% de controle da doença e reduzindo em 54% a produção de escleródios enquanto que o tratamento com os antagonistas ficaram entre 20 e 37% de controle e 3,9% de redução na produção dos escleródios. Na safra 2012/2013 nas análises de germinação carpogênica, todos

os tratamentos superaram a testemunha na redução da produção de apotécios com uma aplicação dos agentes de biocontrole, apresentando controle de 8% a 17%. Com duas aplicações, somente os tratamentos com *T. harzianum*, *T. asperellum*, *B. pumilus* e lignosulfonato apresentaram maiores reduções na germinação carpogênica, com índices de controle variando de 19% a 24%. Segundo a embrapa, na safra 2013/2014 os resultados das análises de germinação carpogênica dos escleródios de *S. sclerotiorum* mostraram que todos os tratamentos com agentes de biocontrole reduziram o percentual de formação de apotécios, ocorrendo redução de 12% a 22% com uma aplicação e uma variação de 52% a 63% de redução com duas aplicações dos biofungicidas (MEYER et al., 2016).

Na safra 2014/2015 foram feitos tratamentos com uma aplicação de biofungicidas, os quais foram compostos por três formulações de *T. harzianum*, uma formulação de *T. asperellum*, uma formulação de *B. pumilus*, uma formulação de *B. amyloliquefaciens* e uma associação de L-aminoácidos com lignosulfonato de origem vegetal, os quais proporcionaram aumento na mortalidade de escleródios, apresentando percentuais de 32% a 51%. Com a realização desses experimentos os autores puderam concluir que os efeitos dos agentes de biocontrole, sem a aplicação de fungicidas químicos na floração da soja, variaram de 20,4% a 39,4% de controle da doença, na safra 2011/12, onde a incidência média de mofo-branco foi de 31,4% na testemunha sem controle e, variou de 44% a 60% na safra 2014/2015, quando a testemunha apresentou 23,4% de incidência de mofo-branco. Comparando-se os tratamentos biológicos ao padrão de controle químico em cada safra, não foi observado incremento de controle de mofo-branco com o uso de produtos biológicos, pois o tratamento químico utilizado na safra 2011/12 apresentou 71,4% de controle e, o tratamento da safra 2014/15, 77% de controle (MEYER et al., 2016).

Na safra 2018/2019 Meyer et al., (2019) realizou experimentos de controle biológico de *S. sclerotiorum* na cultura da soja em Rio Verde e Jataí, no estado de Goiás, e observaram que os tratamentos com *T. harzianum*, *T. asperellum* não inibiram de forma significativa os escleródios do fungo como verificado nas safras anteriores. Este fato pode ter ocorrido devido a fatores climáticos desfavoráveis, principalmente a escassez de chuvas no período das aplicações dos tratamentos com os biofungicidas o que ocasionou nos resultados obtidos.

Na safra de 2019/2020, Meyer et al., (2020) repetiram o experimento com os mesmos antagonistas onde constataram uma inviabilidade maior dos escleródios do que a apresentada na safra anterior. Foram feitos testes em solo, bandeja e solo + bandeja nas quais foram realizadas duas aplicações dos agentes de biocontrole no início do estágio vegetativo, em V2 e V4, respectivamente. Os tratamentos foram compostos por uma formulação de propágulos de

Trichoderma harzianum, uma de *T. asperellum*, uma formulação tripla de *T. harzianum* + *T. asperellum* + *Bacillus amyloliquefaciens*, outra formulação tripla de duas cepas de *B. amyloliquefaciens* + *T. harzianum*, uma de *B. subtilis* e um tratamento testemunha, sem aplicação de biofungicidas, tendo como resultados para a eficiência do controle de germinação carpogênica os microorganismos *T. harzianum* + *T. asperellum* + *Bacillus amyloliquefaciens* com 24% em solo + bandeja, 13% em solo e 36% em bandeja. Já para inviabilização de escleródios os mesmos microorganismos apresentaram os seguintes resultados 20,6% em solo + bandeja, 21,4% em solo e 19,9% em bandeja. Concluiu-se também que, a melhor forma de avaliar a eficiência desses produtos é em bandeja pois evita a ação de outros microorganismos antagonistas aos utilizados nas formulações.

O controle biológico e seus agentes contam com a descoberta dos alvos e sua localização, condições de conservação e viabilidade, variáveis ambientais favoráveis aos agentes e desfavoráveis aos patógenos, e, portanto, não removem todos os núcleos fúngicos do solo. Em lavouras com alto número de escleródios no solo, a planta pode continuar a ser infectada pelos ascósporos até que o número de escleródios no solo seja significativamente reduzido (PELTIER et al., 2012). Por esse motivo, o uso do manejo integrado do mofo é essencial para que uma série de ações sejam eficazes na redução da gravidade da doença.

Compreender e escolher práticas agrícolas adequadas para limitar e prevenir as perdas por fungos e outras doenças do solo é essencial para o manejo sustentável dos sistemas de produção (ABAWI & WIDMER, 2000). Portanto, práticas e sistemas de manejo que promovam a recuperação dos componentes biológicos e físicos do solo são cada vez mais valorizados, pois o aumento da diversidade da biota do solo reduz os problemas e danos causados pelos fitopatógenos. Além disso, a diversificação do manejo do mofo-branco é extremamente importante, pois, por ser uma doença complexa e de difícil controle, a utilização de técnicas precisas e eficazes podem evitar a disseminação da doença além de evitar danos econômicos aos produtores.

O controle de doenças de plantas requer a identificação de elementos-chave das interações planta-patógeno, gerados em um conceito biológico e utilizados para reduzir a incidência ou severidade da doença (KIMATI & BERGAMIN FILHO, 1995). No caso de *S. sclerotiorum*, além do ciclo de vida e sua relação com o meio ambiente, as vias metabólicas podem ser investigadas para a formação de estruturas de sobrevivência que incluem fatores nutricionais, variáveis climáticas como umidade e temperatura.

4.4. Manejo Integrado

Segundo a Embrapa, o manejo integrado de doenças (MID) é uma prática de controle que busca preservar e incrementar os fatores de mortalidade natural, através do uso integrado de todas as técnicas de combate possíveis, nas quais são selecionadas conforme os parâmetros econômicos, ecológicos e sociológicos, visando manter os níveis de incidência e severidade (patógeno/doença) abaixo do nível de dano econômico.

O controle do mofo-branco é considerado difícil devido à falta de variedades de soja resistentes, à produção de estruturas de sobrevivência na ausência do hospedeiro, há sobrevivência do fungo no solo por vários anos na ausência de hospedeiros ou em condições desfavoráveis, grande variedade de hospedeiros, a elevado número de ascósporos produzidos apoteticamente e sua propagação rápida e prolongada a partir da fonte produtora, pela sobrevivência em sementes como micélio inativo ou escleródio a elas aderido, e pela dificuldade de atingir os locais de infecção por controle químico (LEITE, 2005).

O manejo químico deve associar-se principalmente a outros meios de controle. Como impedimento, o cultivo da soja deve ser realizado com a associação de estratégias que possam minimizar ou reduzir a infestação da doença, denominando cultivo integrado (Campos et al., 2010). Campos et al. (2008) demonstram que o grau de controle químico depende do princípio ativo em uso, do número de aplicações, do momento da aplicação e da tecnologia utilizada.

O uso de drones na agricultura tem se tornado cada vez mais usual, é uma ferramenta promissora de pulverização e pode trazer benefícios imediatos, como tirar o aplicador de dentro da lavoura no momento da aplicação, não causar amassamento da cultura, não depender das condições do solo para entrar na lavoura, utilizar menos água, não utilizar combustíveis fósseis, rapidez de aplicação em pequenas áreas, complementar a pulverização tratorizada e com o avião em áreas acidentadas, com obstáculos e em aplicação localizada, de acordo com mapas de aplicação, no contexto de agricultura de precisão (Embrapa, 2022).

Deve se levar em conta o manejo para que não resulte na resistência do fungo aos fungicidas, pois *S. sclerotiorum* é um fungo extremamente resiliente e adaptável, sendo assim, o uso de princípios ativos específicos de forma intensiva, tem como resultado a seleção de isolados resistentes e conseqüentemente à falhas de controle (BRENT & HOLLOWAY, 2007). Devido a essa facilidade de adaptação do fungo, deve-se considerar a associação dos métodos de controle, tais como: controle cultural, químico e biológico, com o objetivo de prevenir e

controlar a doença nas plantas e de reduzir a quantidade de inóculo (FUNDAÇÃO BAHIA, 2011 ; Meyer et al., 2016).

Portanto, o controle mais eficaz é baseado no manejo integrado de doenças. Neste processo se inclui a integração de medidas legais, culturais, genéticas, biológicas, físicas e químicas (KREYCI & MENTEN, 2013). Vale ressaltar também que o MID atende aos requisitos técnicos para o desenvolvimento agrícola sustentável (REIS et al., 2011).

5. CONCLUSÕES

Concluo que, através dos dados dos autores utilizados para a revisão, não houveram muitas mudanças em relação às formulações utilizadas no manejo químico nesses últimos anos, assim como no manejo cultural, no qual as técnicas são basicamente as mesmas.

O controle biológico tem conquistado cada vez mais espaço, com melhorias em suas formulações e na manipulação dos microrganismos. Porém, deve ser associado a outros métodos de manejo para potencializar o controle do mofo branco no campo.

Sendo assim, a melhor alternativa é investir no manejo integrado da doença, no qual é incluído a integração de medidas legais, culturais, genéticas, biológicas, físicas e químicas, além de atender aos requisitos técnicos para o desenvolvimento agrícola sustentável, devido a utilização de meios que reduzem a contaminação e degradação do solo, além de melhorar sua microflora.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABAWI, G.S.; GROGAN, R.G. Epidemiology of diseases caused by *Sclerotinia* species. *Phytopathology*, Saint Paul, v.69, n.8, p.899-903, 1979.

ABAWI GS, WIDMER TL (2000) Impact of soil health management practices on soilborne pathogens, nematodes and root diseases of vegetable crops. *Applied Soil Ecology* n.15. p.37-47. 2000.

ADAMS, P.B.; AYERS, W.A. Ecology of *Sclerotinia* species. *Phytopathology*, St. Paul, v.69, n8, p.896-899, 1979.

AGROFIT, Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento-MAPA, outubro 2019

ALMEIDA, A.M.R.; SEIXAS, C.D.S.S. (Ed.). Soja: doenças radiculares e de hastes e inter-relações com o manejo do solo e da cultura. Londrina: Embrapa Soja, 339p. 2010.

ALMEIDA, A. M. R.; FERREIRA, L. P.; YORINORI, J. T.; SILVA, J. E. V.; HENNING, A. A. Doenças de Soja. In: KIMATI, H.; AMORIN, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Ed.). Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v.2. p.569-588. 2005.

AMORIM, L. Sobrevivência do inóculo. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Ed.). Manual de fitopatologia: princípios e conceitos. 3 ed. São Paulo: Ceres, 1995. v.1, p.246-267. 1995.

ÁVILA, Z. R. de. Isolamento, caracterização, preservação e avaliação de *Trichoderma* spp. Pós Doutorado (PD)- CNPq/ Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Relatório Técnico Final. 2005.

BARDIN SD, HUANG HC (2001). Research on biology and control of *Sclerotinia* diseases in Canada. Canadian Journal Plant Pathology n23. v.1. p.88-98. 2001.

BELL, D.K.; WELLS, H.D.; MARKHAM, C.R. In vitro antagonism of *Trichoderma* species against six fungal plant pathogens. Phytopathology, Lancaster. Vol. 72, n. 4, p. 379-382, 1982.

BERGER-NETO, A.; JACCOUD-FILHO, D.D.S.; WUTZKI, C.R.; TULLIO, H.E.; PIERRE, M.L.C.; MANFRON, F.; JUSTINO, A. *Effect of spray droplet size, spray volume and fungicide on the control of white mold in soybeans*. Crop Protection, v. 92, p. 190-197, 2017.

BETTIOL, W.; MORANDI, M.A.B.; PINTO, Z.V.; PAULA JÚNIOS, T.J.; CORRÊA, E.B.; MOURA, A.B.; LUCAN, C.M.M.; COSTA, J.C.B.; BEZERRA, J.I. Produtos comerciais à base de agentes de biocontrole de doenças de plantas. Jaguariúna, SP. Embrapa Meio Ambiente, 155p. (Documento – Embrapa Meio Ambiente, 88). 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. Epidemiology of *Sclerotinia* stem rot of soybean in Ontário. Phytopathology, Saint Paul, v.78, p.1241-1245, 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, London, v.1, n.7, p.1-16, 2006.

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.11, p.1-16, 2006.

BRAGA, B.P. Mofo Branco na cultura da soja. Monografia – Uni-ANHANGUERA. Goiânia – abril, 2013.

Brent, K. J., and Hollomon, D. W. 2007. Fungicide resistance in crop pathogens: how can it be managed? Fungicide Resistance Action Committee 2007. 2a, revised edition. Brussels, Belgium.

BRUSTOLIN, R. Produção de inóculo e sobrevivência de *Sclerotinia sclerotiorum*. Passo Fundo: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo, 2012, 119f. Monografia, 2012.

CAMPOS, B. A. Métodos para avaliação de eficácia dos agentes de biocontrole de *Sclerotinia sclerotiorum* sob condições de campo. 43. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) — Universidade de Rio Verde - UniRV, Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, Faculdade de Agronomia, 2019.

CAMPOS, H.D.; SILVA, L.H.C.P.; SILVA, J.R.C. Manejo das principais doenças fúngicas da soja. *Atualidades Agrícolas*, São Bernardo dos Campos, v.5, n.2, p.20-28, ago.2005.

CAMPOS, H. D. ; SILVA, L.H.C.P. ; SILVA, J.R.C. ; MONTEIRO, F. . Effect of fungicides in the development of *Colletotrichum truncatum* in controlled conditions. In: 4 Top Ciência, 2008, Heideberg - Germany. Top Ciência Basf. São Paulo : BASF The Chemical Company, v. 5. p. 1-2, 2008.

CAMPOS, H.D.; SILVA, L.H.C.P.; MEYER, M.C.; SILVA, J.R.C.; NUNES JUNIOR, J. Mofobranco na cultura da soja e os desafios da pesquisa no Brasil. *Tropical Plant Pathology*, v.35, p. C-CI, 2010. Suplemento.

Capacitação de profissionais da extensão rural em manejo integrado de insetos-praga (MIP) e de doenças (MID) associadas à cultura do milho no Brasil. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/884246/1/Capacitacaoprofissionais.pdf>>. Acesso: 12 de agosto de 2021,

CHARCHAR, M.J.D.; ANJOS, J.R.N.; OSSUPI, O. Ocorrência de nova doença do algodoeiro irrigado, no Brasil, causada por *Sclerotinia sclerotiorum*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Rio de Janeiro, v.34, p.1101-1106, 1999.

CHAVES, G.M. Estudos sobre *S. sclerotiorum* (Lib.) de Bary. *Experientiae*, Viçosa, v.4, n.2, p.69-133, 1964.

CIVARDIEA, GORGEN CA, LOBO JUNIOR M, BRODE, GODOY ER, SILVEIRA NETO NA, CARNEIRO LC, RAGAGNIN V (2009) Efeito da densidade de *Brachiaria ruziziensis* na germinação carpopôgica de escleródios em área naturalmente infestada por *Sclerotinia sclerotiorum*. In: 5º Congresso Brasileiro de Soja; Mercosoja 2009, Goiânia. Anais Londrina: Embrapa Soja. 2009.

CLARKSON, J.P., STAVELEY, J. PHELPS, K., YOUNG, C.S.; WHIPPS, J.M. Ascospore release and survival in *Sclerotinia sclerotiorum*. *Mycological Research*. Vol. 107: p.213-222. 2003.

CLARKSON, J.; SCRUBY, A.; MEAD, A.; WRIGHT, C.; SMITH, B.; WHIPPS, J. M. Integrated control of *Allium* white rot with *Trichoderma viride*, tebuconazole and composted onion waste. *Plant Pathology*, Saint Paul, v.55, p. 375-386, 2006.

CONAB. Acompanhamento safra brasileira de grãos, v. 8– Safra 2020/21, n.7 - Sétimo levantamento, Brasília, p. 1-116, abril 2021.

CONAB - COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos, Brasília, DF, v. 9, safra 2021/22, n. 9 nono levantamento, junho 2022.

CONAB - COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Acompanhamento da safra brasileira de grãos – v.1, n.1 (2013-) – Brasília : Conab, 2013- v. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safra/safra-graos/boletim-da-safra-de-graos>. Acesso em: 13 de abril de 2023.

COOK, R.J.; BAKER, K.F. The nature and practice of biological control of plant pathogens. Minnesota, U.S.A.: The American Phytopathological Society, 1983. 539p.

CORABI-ADELL, C. et al. Biodiversidade do gênero *Trichoderma* no estado de São Paulo – aspectos enzimáticos e potencial biocontrolador. Arq.Inst.Biol., São Paulo, 2002, v.69 (supl.), p.1-306.

COSTA, J.L.; RAVA, C. A Influência da braquiária no manejo de doenças do feijoeiro com origem no solo. In: KLUTHCOUSKI, J.; STONE, L.F.; AIDAR, H. (Ed.). Integração Lavoura-Pecuária. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2003. p.523-534.

DAVIS, W.H. Drop of Chinese cabbage and our common cabbage caused by *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) massee (*Sclerotinia libertiana* Fckl.). Phytopathology, Lancaster v.15, p.249-259, 1925.

DEMANT, C.A.R. Mofo branco e seu manejo no Oeste baiano. Boletim Passarela da soja, Fundação BA Março/2010 - Ano 02 - N°02. 2010.

DENNIS, C., WEBSTER, J. Antagonistic properties of species-groups of *Trichoderma*, I Production of non-volatile antibiotics. Transactions of the British Mycological Society., Vol. 57, p. 25-39, 1971.

DILDEY, O.D.F.; BARBIAN, J.M.; GONÇALVES, E.D.V.; BROETTO, L.; ETHUR, L.Z.; KUHN, O.J.; BONETT, L.P. 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, p. 132-136, 2014.

DOS SANTOS, A.F., DHINGRA, O.D. Pathogenicity of *Trichoderma* spp. on the sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. Canadian Journal of Botany, Ottawa. Vol. 60, p. 472-475, 1980.

DUNIWAY, J.M.; ABAWI, G.S.; STEADMAN, J.R. Influence of soil moisture on the production of apothecia by *Whetzelinia sclerotiorum*. (Abstr). Proceedings of the American Phytopathological Society, Saint Paul, v.

ESKER, P.; PELTIER, A.; BRADLEY, C.; CHILVERS, M.; MALVICK, D.; MUELLER, D.; WISE, K. Management of White mold in soybean. [S.l.]: North Central Soybean Research Program, 2011. Disponível em: http://planthealth.info/pdf_docs/whitemold_NCSRP.pdf. Acesso em: 10 junho 2021.

ETHUR, L. Z., BLUME, E., MUNIZ, M., DA SILVA, A. C. F., STEFANELO, D. R. & DA ROCHA, E. K. Fungos antagonistas a *Sclerotinia sclerotiorum* em pepineiro cultivado em estufa. Fitopatologia Brasileira. Brasília. Vol. 30. p.127-133. 2005.

FERRAZ, L. C. L.; CAFÉ FILHO, A. C.; NASSER, L. C. B.; AZEVEDO, J. Effects of soil moisture, organic matter and grass mulching on the carpogenic germination of sclerotia and infection of bean by *Sclerotinia sclerotiorum*. Plant Pathology, Chichester, v.48, n.1, p.77-82, 1999.

FERRAZ, L.C.L., BERGAMIN, F. A., AMORIN, L.; NASSER, L.C.B. Viabilidade de *Sclerotinia sclerotiorum* após a solarização do solo na presença de cobertura morta. Fitopatologia Brasileira, v. 28, n. 1, p. 17-26, 2003.

FERREIRA, L.P., LEHMAN, P.S., ALMEIDA, A.M.R. Moléstias e seu controle In: Miyasaka, S.; Medina, J. C. (Ed.). A soja no Brasil, p. 603-639, 1981.

FUNDAÇÃO BAHIA. Mofo branco e seu manejo no oeste Baiano. Disponível em: <<http://www.fundacaoba.com.br/index.php?p=mofo-branco>>. Acesso em: junho de 2021.

GARCIA, R.A.; JULIATTI, F.C.; BARBOSA, K.A.G.; CASSEMIRO, T.A. Antifungal activity of vegetable oils and extracts against *Sclerotinia sclerotiorum*. Bioscience Journal, v. 28, n. 1, p. 48-57, 2012.

GARCIA RA, JULIATTI FC (2012) Avaliação da resistência da soja a *Sclerotinia sclerotiorum* em diferentes estádios fenológicos e períodos de exposição ao inóculo. Tropical Plant Pathology v.37. n.3. p.196-203. 2012.

GARCIA RA, JULIATTI FC, Barbosa KAG (2013) Efeito de fungicidas e herbicidas no controle de *Sclerotinia sclerotiorum*. Bioscience Journal n.29. v.6 p.1989-1996. 2013.

GERALDINE, A.M.; LOBO JUNIOR, M.; MARCELI, H. Influência da temperatura e da umidade do solo na germinação carpogênica e parasitismo de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum*. In: WORKSHOP DE EPIDEMIOLOGIA DE DOENÇAS DE PLANTAS, 3., 2010, Bento Gonçalves. Anais... Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, p.75, 2010.

GERALDINE AM, LOPES FAC, CARVALHO DDC, BARBOSA ET, RODRIGUES AR, BRANDÃO RS, ULHOA CJ, LOBO JUNIOR, M (2013) Cell wall-degrading enzymes and parasitism of sclerotia are key factors on field biocontrol of white mold by *Trichoderma* spp. Biological Control. v.67. p.308- 316. 2013.

GINDRAT D (1993) La sclérotiniose: sensibilité du *Sclerotinia sclerotiorum* au carbendazime et à la vinclozoline. Revue Suisse D'Agriculture n.25 v.2 p.115-119. 1993.

GOMES, R. S. S., ARAUJO, A. E., NASCIMENTO, L. C., FEITOZA, E. D. A., DEMARTELAERE, A. C. F. Caracterização da *Sclerotinia sclerotiorum*, transmissão e qualidade fisiológica em sementes de algodoeiro. Acta Iguazu, v.6, n. 4, p. 105-113, 2017.

GORGEN, C.A., et al. Controle de *Sclerotinia sclerotiorum* com o Manejo de *Brachiaria ruziziensis* e Aplicação de *Trichoderma harzianum*. Circular Técnico 81- Embrapa. Santo Antônio de Goiás, GO. Dezembro, 2008.

GORGEN, CA, SILVEIRA NETO, NA, CANEIRO, LC, RAGAGNIN, V, LOBO JUNIOR, M (2009) Controle do mofo branco com palhada e *Trichoderma harzianum* 1306 em soja. Pesquisa Agropecuária Brasileira, v.44, p 1583-1590. 2009.

GORGEN, C.A.; HIKISHIMA, M.; NETO, A.N.S.; CARNEIRO, L.C.; JUNIOR, M.L. Mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*). In: ALMEIDA, A.M.R.; SEIXAS, C.D.S. Soja: Doenças Radiculares e de Hastes e Inter-relações com o Manejo do Solo e da Cultura. 1 ed. Londrina: Embrapa Soja, p.73-104, 2010.

GRACIA-GARZA JA, NEUMANN S, VYN TJ, BOLAND GJ (2002) Influence of crop rotation and tillage on production of apothecia by *Sclerotinia sclerotiorum*. Canadian Journal of Plant Pathology, Ontario, v.24, p. 137-143. 2002.

GRIGOLLI, J. F. J.; Manejo de doenças na cultura da soja. In: LOURENÇÃO, A. L. F. (Ed.); Tecnologia e Produção: Soja 2014 / 2015. Curitiba : Midiograf, 2015. P. 134 – 156. 2015.

GUERRA, R. C. Patogenicidade de isolados de *Sclerotinia sclerotiorum* sobre genótipos de soja. 2017. 56p. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Universidade Federal de Santa Maria –SC, 2017.

GUIMARÃES, R.L.; STOTZ, H.U. Oxalate production by *Sclerotinia sclerotiorum* deregulates guard cells during infection. Plant Physiology, Washington, v.136, p.3703-3711, 2004.

HARIKRISHNAN, R.; DEL RIO, L.E. Influence of temperature relative humidity, ascospore concentration, and length of drying of colonized dry bean flowers white mold development. Plant Disease, Saint Paul, v.90, p.946-950, 2006.

HENIS, Y., PAPAVIDAS, G.C. Factors affecting germinability and susceptibility to attack of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* by *Trichoderma harzianum* in field soil. Phytopathology, Lancaster. Vol. 73, p.1469-1474, 1983.

HENNING, A. A.; FRANÇA NETO, J. B.; KRZYŻANOWSKI, F. C.; LORINI, I. Importância do tratamento de sementes de soja com fungicidas na safra 2010/2011, ano de “La Niña”. Londrina: Embrapa Soja, 2010. 8p. (Circular Técnica, 82). 2010.

HU, S., ZHANG, J., ZHANG, Y., YE, S., ZHU, F. Baseline sensitivity and toxic actions of boscalid against *Sclerotinia sclerotiorum*. Crop Protection, v.110, p.83-90, 2018.

HUANG, H.C.; KEMP, G.A. Growth habitat of dry beans (*Phaseolus vulgaris*) and incidence of white mold (*Sclerotinia sclerotiorum*). Plant Protection Bulletin, Taiwan, v.31, n.3, p.304-309, 1989.

HUBBARD JC, SUBBARAO KV, KOIKE ST (1977) Development and significance of dicarboximide resistance in *Sclerotinia minor* isolates from commercial lettuce fields in California. Plant Disease n.81, v.2, p.148-153. 1977.

HUNTER, E.; PEARSON, R. C.; SEEM, R. C.; SMITH, C. A.; PALUMBO, D.R. Relationship between soil moisture and occurrence of *Sclerotinia* and white disease on snap beans. Journal of Environmental Protection and Ecology, Thessaloniki, v.7, p.269-280, 1984.

INBAR, J., MENENDEZ, A., CHET, I. Hyphal interaction between *Trichoderma harzianum* and *Sclerotinia sclerotiorum* and its role in biological control. *Soil Biology & Biochemistry*, Vol. 28, n.6, p.757-763, 1996.

JACCOUD-FILHO, D. S.; SARTORI, F.F.; MANOSSO-NETO, M.; VRISMAN, C.M.; PIERRE, M.L.C.; BERGER-NETO, A.; TÚLLIO, H.E.; JUSTINO, A.; FONSECA, A. 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, n. 2, 2016.

ACCOUD FILHO, D.S.; NASSER, L.C.B.; HENNEBERG, L.; GRABICOSKI, E.M.G.; JULIATTI, F.C. Mofo-Branco: Introdução, histórico, situação atual e perspectivas. In: JACCOUD FILHO, D.S.; HENNEBERG, L.; GRABICOSKI, E.M.G. *Mofo Branco Sclerotinia sclerotiorum*. Ponta Grossa. Todapalavra, 2017. p. 29-76.

JIA, W., HU, C., XU, J., MING, J., ZHAO, Y., CAI, M., SUN, X., LIU, X., ZHAO, X. Dissolved organic matter derived from rape straw pretreated with selenium in soil improves the inhibition of *Sclerotinia sclerotiorum* growth. *Journal of Hazardous Materials*, v. 369, p. 601-610, 2019.

JULIATTI, F.C.; JULIATTI, F.C. Podridão branca da haste da soja: Manejo e uso de fungicidas em busca da sustentabilidade nos sistemas de produção. Uberlândia, MG, Composer 33p. 2010. KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. R. *Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas*. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v.2. 2005.

KIMATI, H.; BERGAMIN FILHO, A. Princípios Gerais de Controle. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIN, L. *Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos*. São Paulo: Ceres, 1995. cap. 34, p. 692-709. 1995.

KOHN, L.M. A monographic of the genus *Sclerotinia*. *Mycotaxon*, Ithaca, v. 9, p.365-444, 1979.

KORA, C.; McDONALD, M.R.; BOLAND, G.J. *Sclerotinia* rot of carrot: an example of phenological adaptation and bicyclic development by *Sclerotinia sclerotiorum*. *Plant Disease*, Saint Paul, v.87, p.456-470, 2003.

KREYCI, P.K.; MENTEN, J.O. Limitadoras de produtividade. Technical Report, São Paulo, v.167, 2013.

KRUGNER, T.L.; BACHI, L.M.A. Fungos. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIN, L. *Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos*. São Paulo: Ceres, 1995. cap.19, p. 46-95. 1995.

KUHN, O.J.; PORTZ, R.L.; STANGARLIN, J.R.; DEL ÁGUILA, R.M.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; FRANZENER, G. Efeito do extrato aquoso de cúrcuma (*Curcuma longa*) em *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*. *Ciências Agrárias*, v. 27, p.13-20, 2006.

KURLE JE, GRAU CR, OPLINGR ES, MENGISTU A (2001) Tillage, crop sequence, and cultivar effects on *Sclerotinia* stem rot incidence and yield in soybean. *Agronomy Journal*, v.93, p.973- 982. 2001.

LEHNER, M.S.; PETHYBRIDGE, S.J.; MEYER, M.C.; DEL PONTE, E.M. Meta-analytic modelling of the incidence-yield and incidencesclerotial production relationships in soybean white mold epidemics. *Plant Pathology*, v.66, n. 3, p 460-468, 2016.

LEITE, R.M.V.B.C. Ocorrência de doenças causadas por *Sclerotinia sclerotiorum* em girassol e soja. Londrina: Embrapa Soja, 2005. 3p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 76).

LEMES, E.; CASTRO, L.; ASSIS, R. Doenças da Soja: melhoramento genético e técnicas de manejo. Embrapa Soja. Campinas, Millennium, 2015. 363p.

LE TOURNEAU, D. Morphology, cytology and physiology of *Sclerotinia* species in culture. *Phytopathology*, Saint Paul, v.69, p.887-890, 1979.

LI H, ZHOU M (2004) Rapid identification of carbendazim resistant strains of *Sclerotinia sclerotiorum* using allele-specific oligonucleotide (ASO)-PCR. *Scientia Agricultura Sinica* n.37, v.9, p.1396-1399. 2004.

LIU, S., JIANG, J., CHE, Z., TIAN, Y., CHEN, G. et al., Baseline sensitivity and control efficacy of fluazinam against *Sclerotinia sclerotiorum* in Henan Province, China. *Journal of Phytopathology*, v.167, n. 2, p.75-77, 2019.

LOBO JUNIOR, M., ABREU, M.S. Inibição do crescimento micelial de *Sclerotini sclerotiorum* por metabólitos voláteis produzidos por alguns antagonista e diferentes temperaturas e pH's. *Ciência e Agrotecnologia*. Vol. 24, n.2, p.521-526, 2000.

LOBO JÚNIOR, M. Mofo Branco - *Sclerotinia sclerotiorum*. Embrapa Arroz e Feijão-Artigo de divulgação na mídia (INFOTECA-E). Boletim Passarela da Soja, Luiz Eduardo Magalhães, v. 2, n. 2, p. 12, mar. 2010.

LOPES FAC, STINDORFF AS, GERALDINE AM, BRANDÃO RS, MONTEIRO VN, LOBO JUNIOR, M, COELHO ASG, ULHOA CJ, SILVA RN (2012) Biochemical and metabolic profiles of *Trichoderma* strains isolated from common bean crops in the Brazilian Cerrado, and potential antagonism against *Sclerotinia sclerotiorum*. *Fungal Biology* v.116, p.815-824, 2012.

MA HX, FENG XJ, CHEN Y, CHEN CJ, ZHOU MG (2009) Occurrence and characterization of dimethachlon insensitivity in *Sclerotinia sclerotiorum* in Jiangsu Province of China. *Plant Disease*, n.93, v.1, p.36-42, 2009.

MACHADO, A.Q.; CASSETARI NETO, D. Epidemia branca. *Cultivar Grandes Culturas*. Ano 12, n. 130, março. p.20-23. 2010.

MALONEY TS, GRAU CR (2001) Unconventional approaches to combat soybean diseases. In: *Proceedings of the 2001 Fertilizer, Agrilime, and Pest Management*, Madison. Madison. Disponível em <http://www.soils.wisc.edu/extension/wcmc/proceedings01/Maloney-Grau.PDF>. 2001.

MAPA. Sistemas de Agrotóxicos Fitossanitários. 2015 Available at: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acessado em junho

2021.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Coordenação-Geral de Agrotóxicos e Afins/DFIA/DAS,2023. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acessado em: Fevereiro de 2023.

MARVULLI, M. V. N.; COSTA, G. S. da.; GARCIA, É. A. Métodos de controle alternativos para defesa fitossanitária em propriedades rurais orgânicas. In: SIMPÓSIO NACIONAL DE TECNOLOGIA EM AGRONEGÓCIO, 11., 2019, Ourinhos. Anais [...]. Ourinhos: Faculdade de Tecnologia de Ourinhos, 2019, p. 305-311.

MATHERON ME, PORCHAS M (2004) Activity of boscalid, fenhexamid, fluazinam, fludioxonil, and vinclozolin on growth of *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum* and development of lettuce drop. Plant Disease, n.88, v.6, p.665-668, 2004.

MC LEAN, D. Role of dead flower parts in infection by certain crucifers by *Sclerotinia sclerotiorum* . Plant Dis Rep, v. 42, p. 663–666, 1958.

Mecanização e Automação Pesquisa, Desenvolvimento e Inovação Manejo Integrado de Pragas - Drones são capazes de melhorar pulverização para controle de pragas da soja. Embrapa,2022. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/69239452/drones-sao-capazes-de-melhorar-pulverizacao-para-controle-de-pragas-da-soja>. Acesso em: Abril de 2023.

MELO, I. S. *Trichoderma* e *Gliocladium* como bioprotetores de plantas. Revisão Anual de Patologia de Plantas, Passo Fundo, v. 4, n. 1, p. 261 – 295, 1996.

MENEZES, J. R. Controle integrado de doenças em culturas irrigadas por pivô central. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 20, p.270–1, 1995.

MENTEN JOM, PARADELA A, GALLI MA, GONELLA LGR (1995) Eficiência in vitro de diversos fungicidas sobre *Sclerotinia sclerotiorum* do feijoeiro. In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 28, Ilhéus. Anais... Ilhéus: Sociedade Brasileira Fitopatologia, p 320. 1995.

MEYER, M.C.; et al. Eficiência de fungicidas para controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, na safra 2014/2015: resultados sumarizados dos 24 ensaios cooperativos. Londrina: Embrapa Soja, 2015. 4 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 114). 2015.

MEYER, M.; CAMPOS, H. D. **Guerra ao mofo**. Revista Cultivar, Pelotas, n. 120, p. 16-18, 2009.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; UTIAMADA, C. M.; PIMENTA, C. B.; JACCOUD FILHO, D. S.; BORGES, E. P.; JULIATTI, F. C.; NUNES JUNIOR, J.; 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. 5 p. (Embrapa Soja. Circular técnica,133). 2017.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; UTIAMADA, C. M. Ensaios cooperativos de controle biológico de mofo branco na cultura da soja –safras 2012 a 2015. Londrina: Embrapa Soja, 2016. 49p (Embrapa Soja. Documentos 368). 2016.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; UTIAMADA, C. M.; PIMENTA, C. B.; JACCOUD FILHO, D. S.; BORGES, E. P.; JULIATTI, F. C.; NUNES JUNIOR, J.; 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 2017/18: resultados sumarizados dos ensaios cooperativos. Londrina: Embrapa Soja, 2018. 6 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 140) 2018.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; UTIAMADA, C. M MEYER, OLVEIRA, M. C. N., JACCOUD-FILHO, D. S., VENANCIO, W., MEDEIROS, F. H. V., JULIATTI, F. C., CARNEIRO, L. C., JUNIOR, J. N., MARTINS, C., Experimentos cooperativos de controle biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura da soja: resultados sumarizados da safra 2018/2019. Londrina: Embrapa Soja, 2019. 6 p. (Embrapa Soja. Circular técnica,155). 2019.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D.; GODOY, C. V.; UTIAMADA, C. M MEYER, OLVEIRA, M. C. N., JACCOUD-FILHO, D. S., VENANCIO, W., MEDEIROS, F. H. V., JULIATTI, F. C., CARNEIRO, L. C., JUNIOR, J. N., MARTINS, C., LOBO JUNIOR, M., BRUSTOLINI, R. MEYER. Experimentos cooperativos de controle biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura da soja: resultados sumarizados da safra 2019/2020. Londrina: Embrapa Soja, 2020. 20 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 155). 2020.

MEYER, M. C.; [CAMPOS, H. D.](#); GODOY, C. V.; [UTIAMADA, C. M.](#); [SATO, L. N.](#); [DIAS, A. R.](#); [NUNES JUNIOR, J.](#); [LOBO JUNIOR, M.](#); [TORMEN, N. R.](#); [BRUSTOLINI, R.](#); [GALDINO, J. V.](#); [SENGER, M.](#); [MEDEIROS, F. C. L. de](#); [MARTINS, M. C.](#); [MÜLLER, M. A.](#); [JULIATTI, F. C.](#); OLIVEIRA, M. C. N. de, Eficiência de fungicidas para controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, na safra 2020/2021: resultados sumarizados dos experimentos cooperativos. Londrina: Embrapa Soja, 2021. 9 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 173).2021.

MEYER, M. C.; [CAMPOS, H. D.](#); GODOY, C. V.; [UTIAMADA, C. M.](#); [SATO, L. N.](#); [CHAGAS, D. F.](#); [SCHIPANSKI, C. A.](#); [GALDINO, J. V.](#); [SENGER, M.](#); [BRUSTOLINI, R.](#); [PIZOLOTTO, C. A.](#); [DIAS, A. R.](#); [NUNES JUNIOR, J.](#); [LOBO JUNIOR, M.](#); [TORMEN, N. R.](#); [JULIATTI, F. C.](#); [MARTINS, M. C.](#); [SOUZA, T. P. de](#); OLIVEIRA, M. C. N. de, Eficiência de fungicidas para controle de mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, na safra 2021/2022: resultados sumarizados dos experimentos cooperativos. 2022

MORANDI, M. A. B.; BETTIOL, W. Controle biológico de doenças de plantas no Brasil. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Ed.). Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas. Jaguariúna, São Paulo: Embrapa Meio Ambiente, 2009, v. 1, Capítulo 1, p. 341. 2009.

MUKHERJEE, P.K., RAGHU, K. Effect of temperature on antagonistic and biocontrole potential of *Trichoderma* sp. on *Sclerotium rolfsii*. Mycopathologia, Vol.139, p.151-155, 1997.

MULLER DS, DORRANCE AE, DERKSEN RC, OZKAN E, KURLE JE, GRAU CR, ASKA

- JM, HARTMAN GL BRADLEY CA, PEDERSEN WL (2002) Efficacy of fungicides on *Sclerotinia sclerotiorum* and their potential for control of Sclerotinia stem rot on soybean. *Plant Disease*, n.86, v.1, p.26-31, 2002.
- NA, R., LUO, Y., BO, H., ZHANG, J., JIA, R., MENG, Q., ZHOU, H., HAO, J., ZHAO J. Responses of sunflower induced by *Sclerotinia sclerotiorum* infection. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, v.102, p.113-121, 2018.
- NAPOLEÃO, R.L. Efeito do sistema de plantio, da irrigação e do espaçamento sobre o mofo-branco do feijoeiro, causado por *Sclerotinia sclerotiorum*. 2001. 70p.. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - UNB, Instituto de Ciências Biológicas, Brasília, 2001.
- NASSER, L.C.B.; ANJOS, J.R.N.; PERES, J.R.R.; MEDEIROS, A.C.S.; SPEHAR, C.R.; UIBEN FILHO, G.; SOUSA, P.I.M. Fungicidas para tratamento de sementes de soja. Planaltina; Embrapa cerrados, 1984, 6p. (comunicado técnico 40). 1984.
- OLIVEIRA, G. G. *Trichoderma* spp. no crescimento vegetal e no biocontrole de *Sclerotinia sclerotiorum* e de patógenos em sementes de cártamo (*Carthamus tinctorius*). 2007. 79 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, Rio Grande do Sul, 2007.
- OLIVEIRA, M.V.; Santos, F. M.; Bisinoto, F. F.; Hamawaki, O. T.; Eficiência de fungicidas no controle da incidência e severidade do mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) na cultura da soja. *Enciclopedia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia*, vol.7, N.12; 2011 Pág. 7.
- PARK, S.J. Response of bush and upright plant type selections to white mold and seed yield of common beans grown in various row widths in southern Ontario. *Canadian Journal of Plant Science, Ontario*, v.73, n.1, p.265-272, 1993.
- PAULA JÚNIOR, T.J. et al. *Cultura do feijão*. Belo Horizonte: EPAMIG/CTZM, 2004. 52p
- PAULA JÚNIOR, T. J.; VIEIRA, R. F.; LOBO JÚNIOR, M.; MORANDI, M. A. B.; CARNEIRO, J. E. S. Mofo-Branco. In: PRIA, M.D.; SILVA, O.C. *Cultura do Feijão doenças e controle*. Ponta Grossa: UEPG, 2010. p.101-299. 2010.
- PELTIER AJ, BRDLEY CA, CHILVERS MI, MALVICK DK, MUELLER DS, WISE KA, Esker PD (2012) Biology, yield loss and control of *Sclerotinia* stem rot of soybean. *Journal of Integrated Pest Management* 3: B1-B7. 2012.
- PERUCH, L. A. M.; COLARICCIO, A.; BATISTA, D. da C. Controle de doenças do maracujazeiro: situação atual e perspectivas. *Agropecuária Catarinense*, 31:37-40, 2018.
- PRIA, M. D.; SILVA, O. C. *Cultura do feijão: doenças e controle*, p.454, 2010.
- PURDY, L.H. *Sclerotinia sclerotiorum*: history, diseases and symptomatology, host range, geographic distribution, and impact. *Phytopathology* v.69, p. 875-880, 1979.
- PURDY, L.H. A broader concept of the species *Sclerotinia sclerotiorum* based on variability. *Phytopathology, Saint Paul*, v.45, p.421-427, 1955.

REIS A; NASCIMENTO WM. 2011. New apiaceous hosts of *Sclerotinia sclerotiorum* in the Cerrado region of Brazil. *Horticultura Brasileira* 29: 122- 124.

REIS, E. M.; BARUFFI, D.; REMOR, L.; ZANATTA, M. Decomposition of corn and soybean residues under field conditions and their role as inoculum source. *Summa Phytopathologica, Botucatu*, v.37, n.1, p.65-67, 2011.

RIBEIRO, T. S. O fungo *Trichoderma* spp. no controle de fitopatógenos: dificuldades e perspectivas. 2009. 25 f. Dissertação - Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Rio Grande do Sul, 2009.

RIOU, C.; FREYSSINET, G.; FEVRE, M. Production of cell wall-degrading enzymes by the phytopathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum*. *Applied and Environmental Microbiology*, Washington, DC, v.57, n.5, p.1478-1484, 1991.

ROCHA, R.P manejo da podridão de sclerotinia (*Sclerotinia sclerotiorum*) e míldio (*Bremia lactucae*) na cultura da alface. Dissertação (mestrado em Agronomia, área de concentração em agricultura) _ Universidade Estadual de Ponta grossa, Paraná. 2007.

ROUSSEAU G, RIOUX S, DOSTALER D (2007) Effect of crop rotation and soil amendments on *Sclerotinia* stem rot on soybean in two soils. *Canadian Journal of Plant Science* v.87, p. 605-614. 2007.

Rowan, A.N. (1983). The LD50--The beginning of the end. *International Journal for the Study of Animal Problems*, 4(1), 4-7. The LD50--The Beginning of the End.

SEGUY, L.; BOUZINAC, S. Sistemas de cultivo e dinamica da matéria orgânica. <<http://agroecologie.cirad.fr/pdf/1029362437.pdf>>. Acesso em 20 de fevereiro de 2022.

SILVA, L.H.C.P.; CAMPOS, H.D.; SILVA, J.R.C. Manejo do mofo branco da soja. In: Silva, L. H. C. P.; Campos, H. D.; Silva, J. R. C. (Ed.). Manejo fitossanitário de cultivo agroenergéticos. Lavras: UFLA, 2010. p. 205-214. 2010.

SILVEIRA PM, SILVA JH, LOBO JUNIOR M, CUNHA PCR (2011) Atributos do solo e produtividade do milho e do feijoeiro irrigado sob sistema integração lavoura-pecuária. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.46, p.1170-1175. 2011.

SMOLINSKA, U., KOWALSKA, B. Biological control of the soil-borne fungal pathogen *Sclerotinia sclerotiorum* — a review. *Journal of Plant Pathology*, v. 100, p. 1–12, 2018. DOI: <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0023-0>

SOUZA FILHO, D.J. Globalizando o Problema, Fundamentando Soluções. In: ENCONTRO INTERNACIONAL DE MOFO BRANCO, 1., 2012, Ponta Grossa. Anais do 1º Encontro Internacional de Mofo Branco. Ponta Grossa: UEPG, 82p. 2012.

STEADMAN, J.R. White mold - a serious yield-limiting disease of bean. *Plant Disease*, Saint Paul, v.67, p.346-350, 1983.

SUN P, YANG XB (2000) Light, temperature, and moisture effects on apothecium production

of *Sclerotinia sclerotiorum*. Plant Disease, v.84, p. 1287-1293, 2000.

TOWNSEND, B.B.; WILLETTS, H.J. The development of sclerotia in certain fungi. Transactions of the British Mycological Society. v. 37, p. 213-221, 1954.

TSAHOURIDOU, P.C., THANASSOULOPOULOS, C.C. *Trichoderma koningii* a potential parasite of sclerotia of *Sclerotium rolfsii*. Cryptogami Mycology, Vol. 22, n.4, p.289-295, 2001.

TU, J. C. Management of white mold of white beans in Ontario. Plant Disease, Saint Paul. v.73, p.281-285, 1989.

VENETTE, J. *Sclerotinia* spore formation, transport, and infection. In: Sclerotinia Workshop. Proceedings..., 1998. Disponível em: <<http://www.ndsu.nodak.edu/plantpath/sclero.htm>> Acesso em: 08jun.2021.

VIEIRA, R. O mofo branco do feijoeiro – Feijão no inverno. Informe Agropecuario. Belo Horizonte, v. 17, n. 178. P. 54-63, 1994.

VIEIRA, R. F., PAULA JÚNIOR, T. J. de, PERES, A. P.; MACHADO, J. da C. Fungicidas aplicados via água de irrigação no controle do mofo-branco no feijoeiro e incidência do patógeno na semente. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v. 24, n. 4, p. 770-773, 2001.

VINODKUMAR, S.; NAKKEERAN, S.; RENUKADEVI, P.; MALATHI, V. G. Biocontrol potentials of antimicrobial peptide producing *Bacillus* species: multifaceted antagonists for the management of stem rot of carnation caused by *Sclerotinia sclerotiorum*. Frontiers in Microbiology, v. 8, a. 446, 2017. DOI: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.00446>

WANG, Z., WAN, L., XIN, Q., CHEN, Y., ZHANG, X., DONG, F., HONG, D., YANG, G. Overexpression of OsPGIP2 confers *Sclerotinia sclerotiorum* resistance in *Brassica napus* through increased activation of defense mechanisms. Journal of Experimental Botany, v. 69, n. 12, p.3141-3155, 2018.

WANG Y, HOU YP, CHEN CJ, ZHOU MG (2014) Detection of resistance in *Sclerotinia sclerotiorum* to carbendazim and dimethachlon in Jiangsu Province of China. Australasian Plant Pathology Society. 2014.

WANG JX, MA HX, CHEN Y, ZHU XF, YU WY, TANG ZH, CHEN CJ, ZHOU MG (2009) Sensitivity of *Sclerotinia sclerotiorum* from oilseed crops to boscalid in Jiangsu Province of China. Crop Protection, v.28, p.882-886, 2009.

WEGULO, S.N.; SUN, P.; MARTINSON, C.S.; YANG, X.B. Spread of Sclerotinia stem rot of soybean from area and point sources of apothecial inoculums. Canadian Journal of Plant Science, Ontario, v.80, p.389-402, 2000.

WILLETTS, H.J.; WONG, J.A.L. The biology of *Sclerotinia sclerotiorum*, *S. trifoliorum*, *S. minor* with emphasis on specific nomenclature. Botanical Review, Bronx, v.46, n.13, p.10-165, Sept. 1980.

WUTZKI, C. R.; JACCOUD FILHO, D. S.; BERGER NETO, A.; TULLIO, H. E.; JULIATTI, F. C.; NASCIMENTO, A. J. Reduction of white mold level on soybean by fungicide management strategies. *Bioscience Journal*, v. 32, n. 3, 2016.

XIE, J.; XIAO, X.; FU, Y.; LIU, H.; CHENG, J.; GHABRIAL, S.A.; LI, G.; JIANG, D., A novel mycovirus closely related to hypoviruses that infects the plant pathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum*, *Virology*, v. 418, p. 49–56, 2011.

XIMENES, L.R. A importância e o manejo da *Sclerotinia sclerotiorum* (Mofó-branco) em cultivos de espécies suscetíveis. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2013, 59 f. Monografia, 2013.

ZANATTO, I. B., BONALDO, S. M., PEREIRA, C. S. Fungicidas e extrato etanólico de própolis no controle de doenças de final de ciclo da cultura da soja. *Revista de Ciências Agrárias*, v. 41, n. 1, p. 171-180, 2018.

ZANETTI, A.L. Relatos por estado sobre o comportamento da cultura de soja na safra 2007/2008: Minas Gerais. In: Reunião de Pesquisa da soja da Região central do Brasil, 30. 2009. Ata... Londrina, EMBRAPA Soja. Sessão 2.3, p. 24. Londrina: Embrapa Soja, 350 p.

ZENG, W, et al. Use of *Coniothyrium minitans* and other microorganisms for reducing *Sclerotinia sclerotiorum*. *Biological Control*, v. 60, n. 2, p. 225–232, 2012.