

FAUSTO FERNANDES DO CRATO

QUANTIFICAÇÃO DE ESCLERÓDIOS E GERMINAÇÃO MICELIOGÊNICA E
CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia sclerotiorum* ORIUNDOS DA CULTURA DA
SOJA TRATADA QUÍMICA E BIOLOGICAMENTE

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração em Fitopatologia, para obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof. Dr. Fernando Cesar Juliatti

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2013

FAUSTO FERNANDES DO CRATO

QUANTIFICAÇÃO DE ESCLERÓDIOS E GERMINAÇÃO MICELIOGÊNICA E
CARPOGÊNICA DE *Sclerotinia sclerotiorum* ORIUNDOS DA CULTURA DA SOJA
TRATADA QUÍMICA E BIOLOGICAMENTE

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração em Fitopatologia, para obtenção do título de “Mestre”.

APROVADA em 26 de fevereiro de 2013.

Prof. Dr. Francisco Xavier Ribeiro do Vale

UFV

Profa. Dra. Maria Amelia dos Santos

UFU

Dra. Silvia Neto Jardim Belicuas

UFU/PRODOC CAPES

Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti
ICIAG-UFU
(Orientador)

UBERLÂNDIA
MINAS GERAIS – BRASIL
2013

“Para tudo há um tempo, para cada coisa há um momento debaixo dos céus: tempo para nascer, e tempo para morrer; tempo para plantar e tempo para colher; ... tempo para chorar, e tempo para rir; tempo para abraçar, e tempo para apartar-se; ... tempo para amar, e tempo para odiar; tempo para a guerra, e tempo para a paz.”

Eclesiastes 3,1-8

“Qualquer homem, mesmo perfeito, entre os homens, não será nada, se lhe falta a Sabedoria que vem de Deus.”

Sabedoria 9,6

“O Amor tudo desculpa, tudo crê, tudo espera, tudo suporta.
O Amor jamais acabará.”

I Coríntios 13,7-8

*À minha Mãezinha, a sempre Virgem
Nossa Senhora do Rosário de Fátima
e pelo triunfo de seu Imaculado
Coração sobre toda face da terra!*

Dedico e Ofereço

AGRADECIMENTOS

A Deus pelo dom mais precioso: o dom da vida, e por derramar sobre mim a cada dia o Espírito Santo que me guia, me protege, me consola e me inspira a cada instante.

A minha mãezinha Nossa Senhora de Fátima, pela constante intercessão e carinho maternal de sempre, SALVE MARIA!

Aos meus pais, Antônio Fernandes Nogueira e Cleide Fernandes do Crato, sinônimos de sabedoria, humildade, simplicidade e dignidade. Obrigado pelos valores eternos.

Aos meus irmãos Marcelo Fernandes do Crato e Thaís Fernandes do Crato, por acreditarem em minha capacidade, assim como eu acredito na de vocês, e pela amizade de sempre.

À minha namorada Cláudia de Paula Silva Oliveira, pelo companheirismo, compreensão e fidelidade. Você me faz a cada dia ser mais humano e mais santo.

Ao professor Dr. Fernando Cezar Juliatti, pela experiência, amizade, humanidade, apoio e ajuda na execução deste projeto. Creio que nos tornamos grandes amigos.

Aos amigos do Lamip, especialmente Maristela Borin, Karla Couto, Breno Juliatti, Igor Beloti e Roberto dos Santos, por se prontificarem em me ajudar sempre que precisei.

À Universidade Federal de Uberlândia, que possibilitou a realização do curso de mestrado.

Ao órgão financiador CAPES, pela ajuda financeira através de bolsa de mestrado.

Aos meus amigos da República Sem Nome: Lucas, Paula, Eva, Rafael e Igor, pela companhia, amizade e por tantos momentos descontraídos de conversa que ficarão para sempre gravados em meu coração.

Com muito carinho, aos meus amigos do Ministério Universidades Renovadas, em especial do Grupo de Oração Universitário Santo Inácio de Loyola, por espalhar com tanta fidelidade este sonho de Amor para o mundo, e a todos os demais amigos da Renovação Carismática Católica. Obrigado por todos os momentos de orações, alegrias, paz e amor. Por me apresentar um jeito novo e diferente de viver a vida. Vocês me dão força, razão e entusiasmo para enfrentar os problemas de cada dia.

Aos demais familiares e amigos companheiros de luta do dia a dia, agradeço por estarem ao meu lado nesta travessia.

Finalmente, a todos que de certa forma colaboraram para a concretização deste sonho.

OBRIGADO!

BIOGRAFIA

Fausto Fernandes do Crato - Filho de Antônio Fernandes Nogueira e Cleide Fernandes do Crato. Nascido em Lagoa Formosa, Minas Gerais, cidade onde concluiu o Primeiro Grau na Escola Municipal Olegário Tupinambá Mundim e o Ensino Médio na Escola Estadual Coronel Cristiano. Em fevereiro de 2006, ingressou no Centro Universitário de Patos de Minas (UNIPAM), em Patos de Minas, Minas Gerais, graduando-se em Engenheiro Agrônomo em janeiro de 2011. Em março de 2011 entrou no Programa de Pós Graduação em Agronomia (Agronomia/Fitopatologia) do Instituto de Ciências Agrárias (ICIAG) da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Uberlândia, Minas Gerais.

SUMÁRIO

RESUMO	I
ABSTRACT	Ii
1 INTRODUÇÃO	1
2 REFERENCIAL TEÓRICO	4
2.1 A cultura da soja	4
2.2 Perdas na cultura	4
2.3 <i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	5
2.4 Manejo do mofo branco	9
2.4.1 Controle Químico	10
2.4.2 Controle Biológico	11
2.4.3 Controle Cultural	12
2.4.4 Controle Genético	13
2.5 Quantificação da doença	13
2.6 Quantificação do patógeno no solo e na planta	15
2.7 Processamento de imagens	17
3 MATERIAL E MÉTODOS	18
3.1 Local do experimento	18
3.2 Obtenção dos escleródios	18
3.3 Tratamentos	18
3.4 Quantificação do número e área da superfície germinável dos escleródios	21
3.5 Separação dos escleródios em diferentes frações de tamanho	21
3.6 Viabilidade dos escleródios	21
3.6.1 Germinação miceliogênica	22
3.6.2 Germinação carpogênica	22
3.7 Correlações das variáveis	23
3.8 Análises estatísticas	25
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
4.1 Quantificação do número e área da superfície germinável de escleródios (ASGE)	26
4.1.1 Quantificação do número de escleródios	27
4.1.2 Quantificação da área de superfície germinável de escleródios	29

4.2 Germinação miceliogênica dos escleródios	30
4.3 Germinação carpogênica dos escleródios	35
4.3.1 Germinação de estipes e apotécios	37
4.3.2 Viabilidade de escleródios e estipes	40
4.3.3 Número máximo de estipes e apotécios por escleródio	49
4.3.4 Parasitismo dos escleródios por antagonistas	52
4.4 Correlações entre as variáveis de campo e de laboratório	52
5 CONCLUSÕES	57
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	58
APÊNDICE	68
ANEXOS	69

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. Tratamentos, doses, número e fases da soja em que os fungicidas químicos e biológicos foram utilizados no manejo da cultura. Uberlândia, 2013	19
TABELA 2. Número e área de superfície germinável média de escleródios (m^2) por hectare. Uberlândia, 2013	27
TABELA 3. Média percentual de germinação miceliogênica dos escleródios nos tratamentos em diferentes tempos. Uberlândia, 2013	32
TABELA 4. Média percentual de germinação miceliogênica dos escleródios nas três frações de tamanho em diferentes tempos. Uberlândia, 2013	33
TABELA 5. Equações de regressão da germinação miceliogênica dos escleródios para os 31 tratamentos. Uberlândia, 2013	34
TABELA 6. Equações de regressão da germinação miceliogênica dos escleródios para as três frações de tamanho. Uberlândia, 2013	35
TABELA 7. Número médio de estipes germinados e apotécios formados por escleródio. Uberlândia, 2013	39
TABELA 8. Média percentual de escleródios viáveis na germinação de estipes e na formação de apotécios. Uberlândia, 2013	43
TABELA 9. Média percentual de estipes viáveis e de escleródios que deram origem a apotécios a partir dos escleródios que haviam germinado estipes. Uberlândia, 2013	46
TABELA 10. Número médio máximo de estipes germinados e de apotécios formados a partir de um único escleródio. Uberlândia, 2013	51
TABELA 11. Correlação entre as variáveis provenientes do campo com as variáveis obtidas em laboratório. Uberlândia, 2013	53

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Quantificação do número e área da superfície geminável dos escleródios de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> com o Quant	26
FIGURA 2. Germinação miceliogênica de escleródios de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> induzida em meio BDA	31
FIGURA 3. Germinação carpogênica de escleródios de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> induzida em solo esterilizado e liberação de ascósporos pelos apotécios	36
FIGURA 4. Ascas e ascósporos de <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> provenientes da germinação carpogênica dos escleródios.....	45

RESUMO

CRATO, FAUSTO FERNANDES DO. **Quantificação de escleródios e germinação miceliogênica e carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* oriundos da cultura da soja tratada química e biologicamente.** 2013. 83p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/ Fitopatologia) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia¹

A podridão branca da haste causada por *Sclerotinia sclerotiorum* vem aumentando a cada safra nos campos de cultivo de soja. Em função da capacidade de sobrevivência do fungo no solo através de estruturas especializadas denominadas escleródios e das condições ambientais favoráveis à sua germinação, é indispensável a utilização de medidas integradas em seu manejo. Para um maior aprofundamento do conhecimento da biologia do fitopatógeno, uma ferramenta importante é a quantificação do patógeno e posteriormente a avaliação da viabilidade dos escleródios por meio das germinações miceliogênica e carpogênica. O objetivo do trabalho foi quantificar o número e a área superficial de escleródios utilizando o Programa Quant e verificar o efeito de diferentes tratamentos químicos e biológicos sobre a germinação miceliogênica e carpogênica de *S. sclerotiorum*. Os tratamentos foram constituídos por produtos químicos e biológicos aplicados no campo durante a condução da cultura e os escleródios foram obtidos com a trilha da soja, sendo depois separados dos grãos. A quantificação do número e área superficial dos escleródios foi realizada utilizando o programa Quant. Visando verificar se o tamanho do escleródio influencia em sua germinação, os escleródios foram separados em três diferentes frações de tamanho. A viabilidade dos mesmos foi realizada através da indução das germinações miceliogênica e carpogênica. A germinação miceliogênica foi feita em meio BDA e a incubação foi realizada em câmara de crescimento do tipo BOD a 25 °C e fotoperíodo de 12 horas. As avaliações das germinações foram realizadas às 24, 48, 72 e 96 horas após o início da incubação. A germinação carpogênica foi induzida em solo esterilizado e a incubação foi realizada em câmara de crescimento com temperatura de 20 °C ± 2 °C, fotoperíodo de 12 horas e umidade do solo a 100 % da capacidade de campo. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, em parcelas subdivididas, sendo que o fator de parcela foi representado por 31 tratamentos e o de subparcelas foram as 3 frações de tamanho, com 4 repetições. O Quant mostrou-se eficiente na quantificação do número e área de escleródios. Os tratamentos químicos foram eficazes na redução do incremento do número de escleródios, quando comparados com os biológicos. Os tratamentos químicos foram mais eficazes na inibição da germinação miceliogênica dos escleródios. Os tratamentos biológicos foram mais eficazes que os químicos na inibição da germinação carpogênica dos escleródios. Os escleródios menores apresentaram maior viabilidade na germinação carpogênica em relação aos maiores.

Palavras-chave: Quant, mofo branco, *Glycine max* (L) Merrill, podridão branca da haste, estipes, apotécios, ascósporos.

¹Orientador: Fernando Cesar Juliatti – UFU.

ABSTRACT

CRATO, FAUSTO FERNANDES DO. **Quantification of sclerotia and myceliogenic and carpogenic germination of *Sclerotinia sclerotiorum* from soybeans subjected to chemical and biological treatments.** 2013. 83p. Dissertation (Master's degree in Agronomy/ Phytopathology) – Federal University of Uberlândia, Uberlândia¹.

Sclerotinia stem rot caused by *Sclerotinia sclerotiorum* is spreading every year in soybean fields. Due to the survival capacity in soil using specialized structures, called sclerotia, and environmental conditions favorable for germination, the use of Integrated Disease Management is essential. Better understanding of pathogen biology is obtained by quantifying the pathogen in the soil and, subsequently, determining its viability through carpogenic and myceliogenic sclerotia germination. This study quantified the number and surface area of sclerotia using the Quant Program and determined the effect of different chemical and biological treatments on germination (carpogenic and myceliogenic) of *S. sclerotiorum*. Treatments consisted of biological and chemical products sprayed in soybean crop while the culture was growing; sclerotia were obtained after soybean threshing, separating them from the grains. Quantification of sclerotia number and surface area were obtained using the Quant program, from UFV. In order to determine if sclerotium specific size affects its germination, sclerotica were separated in three different size fractions. Sclerotia viability was determined by inducing myceliogenic and carpogenic germination. Myceliogenic germination was conducted in PDA medium with incubation in a growth chamber at 25 °C with 12 hours lighting. Germination evaluation was done after 24, 48, 72, and 96 hours incubation. Carpogenic germination was done in sterilized soil and incubation in a growth chamber at 20 ± 2°C, 12 hours lighting and soil moisture at field capacity. The experimental design was completely randomized, in split plots, where the plot factors were 3 treatments and the split plots were the 3 fractions sizes, with 4 repetitions. The results showed that the Quant program was efficient in quantifying the number and area of sclerotia, while the chemical treatments were more effective in reducing the number of sclerotia than the biological ones. Chemical treatment was most effective in sclerotia myceliogenic germination inhibition, while the biological treatments inhibited sclerotia carpogenic germination more effectively. Smaller sclerotia had greater carpogenic germination viability than the bigger ones.

Keywords: Quant, white mold, *Glycine max* (L) Merrill, Sclerotinia stem rot, stipe, apothecium, ascospores.

¹Major Professor: Fernando Cezar Juliatti – UFU.

1 INTRODUÇÃO

A soja (*Glycine max* L. Merrill) é a mais importante oleaginosa cultivada no mundo. As mais remotas evidências históricas e geográficas indicam que a cultura foi domesticada no século XI A.C. no norte da China. O Vale do Rio Amarelo, que é o berço da civilização chinesa é, provavelmente, o local de origem da soja (EMBRAPA, 2005). Graças às características nutritivas e industriais e à adaptabilidade a diferentes latitudes, solos e condições climáticas, o cultivo da soja se expandiu por todo o mundo, tornando-se uma das principais plantas cultivadas (JULIATTI; POLIZEL; JULIATTI, 2004).

A introdução da soja em território brasileiro parece ter ocorrido primeiramente em 1882, na Bahia. Em 1908, foi introduzida em São Paulo por imigrantes japoneses, e em 1914, no Rio Grande do Sul, pelo professor Craig, da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Foi neste último estado que a soja começou a ser cultivada em larga escala. O município de Santa Rosa foi o pólo de disseminação da cultura, que inicialmente expandiu-se pela região das Missões. Até meados dos anos 1930, esta era a região produtora de soja (EMBRAPA, 2005).

O complexo agroindustrial da soja movimenta U\$ 30 bilhões, sendo que a soja tem 5 % de participação no PIB Brasileiro e 25 % de participação no PIB Agrícola (EMBRAPA, 2006). Segundo a CONAB (2012a), na safra 2011/2012, foram cultivados aproximadamente 25,042 milhões de hectares de soja no país. Nas safras 2010/2011 e 2011/2012, a produção da soja atingiu, respectivamente, 75,324 e 66,383 milhões de toneladas. A queda de 11,9 % da produção entre os períodos anteriormente citados é justificada pela incidência de condições climáticas adversas, caracterizada por estiagens prolongadas causadas pelo fenômeno “La Niña”. A estimativa para a safra 2012/2013 é de atingir 27,241 milhões de hectares e uma produção de 82,628 milhões de toneladas (CONAB, 2012b).

Entretanto, como para qualquer outra cultura, existem fatores que interferem nos níveis de produtividade da soja e na competitividade do produto brasileiro no mercado internacional. Dentre estes, destacam-se os problemas fitossanitários, em especial, os provocados pela presença de fitopatógenos. De acordo com Almeida et al. (2005), aproximadamente 40 doenças causadas por fungos, bactérias, nematoides e vírus já foram identificadas no Brasil em *Glycine max*. As perdas anuais de produção devido à

incidência de fitopatógenos são estimadas em 15 a 20 %, entretanto, algumas doenças podem ocasionar perdas de 100 % (JULIATTI; POLIZEL; JULIATTI, 2004).

A podridão branca da haste ou mofo branco incitada pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum* vem ganhando importância na cultura da soja. Devido aos prejuízos causados, a mesma é considerada a segunda doença mais importante na cultura da soja (JULIATTI; JULIATTI, 2010). As perdas causadas pelo fitopatógeno no rendimento de grãos podem chegar a 100 % (OLIVEIRA et al., 2011).

O fungo *S. sclerotiorum* possui uma ampla gama de hospedeiros, atacando mais de 75 famílias, 278 gêneros e 408 espécies de plantas (DEMANT, 2010; JULIATTI; JULIATTI, 2010), sendo vários destes plantas infestantes. Apresenta ainda a capacidade de formar escleródios, que são estruturas de resistência que garantem a sobrevivência do mesmo perante condições adversas do solo. Tais estruturas podem permanecer viáveis conservando intacto seu poder patogênico por vários anos, mesmo na ausência de plantas hospedeiras (ROCHA, 2007).

O manejo da podridão branca da haste da soja é extremamente difícil e requer a integração de várias medidas. Podendo citar principalmente o uso da resistência genética, a utilização de produtos químicos (controle químico) e de produtos biológicos e condicionadores de solo (controle biológico), sendo necessária a integração de métodos de controle ou manejo para redução do inóculo inicial e da taxa de progresso da doença (JULIATTI; JULIATTI, 2010).

A avaliação da doença no campo também não é tarefa fácil. A variável que melhor representa o nível real da doença é o índice de doença, encontrado pelo produto da incidência e da severidade. De maneira isolada, nem a incidência e nem a severidade são capazes de apresentar fielmente a realidade no campo, pois a distribuição da mesma é complexa. Pode haver em determinadas áreas altos níveis de incidência, porém com uma severidade praticamente insignificante, enquanto, em outras áreas o contrário também pode ser encontrado: níveis de severidade altos, contudo, com uma pequena incidência (JULIATTI; JULIATTI, 2010). Uma escala desenvolvida pelo Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas da Universidade Federal de Uberlândia (UFU) através de imagens processadas pelo Quant (VALE; FERNADES FILHO; LIBERATO, 2003; LIBERATO, 2003), publicada recentemente, está sendo utilizada na rede brasileira de ensaios para o controle de mofo branco da soja, seja para manejo químico ou biológico (JULIATTI et al., 2013).

Durante a avaliação da doença no campo outro fator importante é a quantificação do patógeno no solo que se dá através da contagem de escleródios presentes na área. Esta medida, quando empregada de maneira correta, é capaz de informar o incremento do potencial de inóculo do patógeno na área de uma safra para outra. Para isto, é necessário fazer uma amostragem de solo na área, e posteriormente em laboratório, quantificar o número de escleródios e sua viabilidade através das germinações miceliogênica e carpogênica. O incremento de inóculo dito anteriormente é encontrado comparando resultados obtidos antes e depois da safra (CASSETARI NETO et al., 2012).

Dentro do contexto, outra dificuldade é a existência de métodos padronizados para a avaliação da germinação miceliogênica e carpogênica de escleródios. Na literatura, são encontradas algumas metodologias (tipo de substrato, temperatura, umidade, tempo de incubação) (SANTOS et al., 2012; REIS et al., 2011; NAPOLEÃO et al., 2007; GORGEN, 2009), todavia, apresentam resultados inconstantes e pouco detalhamento dos procedimentos empregados, especialmente quando se refere à germinação carpogênica. Estudos utilizando diferentes substratos, umidade e luminosidade, entre outros precisam serem realizados.

Diante do exposto, o objetivo do presente trabalho foi quantificar o número e a área superficial de escleródios utilizando o Programa Quant e verificar o efeito de diferentes tratamentos químicos e biológicos sobre a germinação miceliogênica e carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 A cultura da soja

A soja (*Glycine max* L. Merrill) é a mais importante oleaginosa cultivada no mundo. As mais remotas evidências históricas e geográficas indicam que a cultura foi domesticada no século XI A.C. no norte da China. A produção mundial de soja na safra 2012/2013 foi de 267,6 milhões de toneladas em uma área plantada de 108,7 milhões de hectares (CONAB, 2013). O maior produtor mundial do grão na safra referida acima foi o Brasil. O país obteve uma produção de 81,4 milhões de toneladas em 27,7 milhões de hectares. Sendo um fato inédito na história da produção mundial de soja, os Estados Unidos da América ocuparam a segunda posição no ranking mundial de produção da oleaginosa, com 80,9 milhões de toneladas produzidas (CONAB, 2013).

No território nacional, a soja foi inicialmente cultivada em larga escala na região sul do país, porém, na atualidade é produzida em todas as regiões. Vários são os fatores que contribuíram para esta expansão, dentre eles: mercado internacional em alta, principalmente durante os anos 70 em resposta à frustração da safra de grãos na Rússia e China e a substituição das gorduras animais (banha e manteiga) por óleos vegetais, que são mais saudáveis ao consumo humano. Também as facilidades de mecanização total da cultura, boas características físicas dos solos, condições favoráveis de topografia, clima e regime pluviométrico ao cultivo, dentre vários outros (EMBRAPA, 2005) e os preços comercializados no mercado mundial também, fazem esta commodity muito atraente para os agricultores nas diferentes partes do mundo.

2.2 Perdas na cultura

Como em qualquer outra cultura, existem fatores que interferem nos níveis de produtividade da soja e na competitividade do produto brasileiro no mercado internacional. Podem ser citados, os problemas impostos pela deficiência e/ou desequilíbrio na adubação, estresse hídrico, ataque de pragas, infestação de plantas daninhas e incidência de fitopatógenos. De acordo com Juliatti, Polizel e Juliatti (2004) e Trombini (2012), as doenças são as principais causadoras de perdas, podendo reduzir

a produtividade em até 20%, e caso o sojicultor não fique atento ao controle e prevenção, podendo atingir 100% de perdas.

Segundo Almeida et al. (2005), aproximadamente 40 doenças causadas por fungos, bactérias, nematóides e vírus já foram identificadas no Brasil em *Glycine max*. Sendo que esse número continua aumentando com a expansão da soja para novas áreas e como consequência da monocultura. A importância econômica de cada doença varia de ano para ano e de região para região, dependendo das condições climáticas de cada safra (EMBRAPA, 2005).

A Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) classifica as doenças relatadas na soja em sete grupos, sendo eles: doenças foliares; doenças da haste, vagem e semente; doenças radiculares; doenças bacterianas; doenças causadas por vírus; doenças causadas por nematóides e doenças de causa não definida (EMBRAPA, 2005).

A podridão branca da haste ou mofo branco, inserida no grupo das doenças da haste, vagem e semente vem ganhando importância no cenário de produção da soja. Em consequência dos prejuízos causados, a mesma é considerada a segunda doença mais importante na cultura (JULIATTI; JULIATTI, 2010). As perdas causadas pelo fitopatógeno no rendimento de grãos de soja podem chegar a 100 % (OLIVEIRA et al., 2011).

A doença é causada pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum*, um fitopatógeno de difícil controle devido suas características de reprodução e principalmente pela capacidade de sobrevivência através de estruturas especializadas. Atualmente, muita pesquisa tem sido desenvolvida buscando conhecer e consequentemente controlar o fitopatógeno. Uma rede brasileira de ensaios constituída a quatro anos, estuda o controle químico e biológico do patógeno e inclusive, realizou um Encontro Internacional sobre o Mofo Branco no período de 16 a 19 de julho de 2012, em Ponta Grossa, Paraná, Brasil (JACCOUD FILHO, 2012).

2.3 *Sclerotinia sclerotiorum*

O fungo *Sclerotinia sclerotiorum* foi descrito pela primeira vez por De Bary, em 1884 (PURDY, 1979), todavia, o primeiro registro de ocorrência deste patógeno no Brasil foi feito em 1921, na cultura da batata (*Solanum tuberosum L.*), no estado de São

Paulo (CHAVES, 1964; JULIATTI; JULIATTI, 2010). *S. sclerotiorum* é o agente etiológico do mofo branco da soja, contudo, a doença recebe outras denominações, dentre elas: podridão branca da haste da soja, podridão da haste de esclerotinia ou podridão branca de esclerotinia (PURDY, 1979). O fungo se enquadra taxonomicamente no Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Discomycetes, Ordem Helotiales e Família Sclerotiniaceae, (AGRIOS, 1997; HAWKSWORTH et al., 1995), sendo que esta última caracteriza-se pela produção, no ciclo sexual, de apotécios com estipes, a partir da germinação dos escleródios (BOLTON; THOMMA; NELSON, 2006).

Trata-se de um patógeno cosmopolita, apresentando ampla ocorrência em todo o mundo e inespecífico, podendo infectar mais de 408 espécies de plantas, entre elas, monocotiledôneas e dicotiledôneas (BOLAND; HALL, 1994). Infecta espécies economicamente importantes, como soja, feijão, batata, tomate, ervilha, alface, chicória, repolho, couve-flor e cenoura. Algumas plantas daninhas, também, foram relatadas como hospedeiras do patógeno por Homechin (1982), como amendoim bravo (*Euphorbia heterophylla* L.), caruru (*Amaranthus deflexus* L.), corda de viola (*Ipomoea nil* (L.) Roth), erva-quente (*Borreria alata* Aubl.), fazendeiro (*Galinsoga parviflora* Cav.), guanxuma (*Sida rhombifolia* L.), picão preto (*Bidens pilosa* L.) e maria-mole (*Senecio brasiliensis* Less.).

O escleródio é a principal estrutura responsável pela sobrevivência do fungo no solo de uma safra para outra. É formado por uma massa de hifas, sendo esta composta por três camadas distintas. A parte externa é uma parede grossa rica em melanina, responsável pela sua coloração negra e confere resistência às condições adversas do solo, fazendo com que os escleródios permaneçam viáveis por vários anos, mesmo na ausência de plantas hospedeiras. Na sequência, aparece uma parede fina denominada córtex e internamente a medula branca, que nada mais é do que o micélio dormente do fungo (ROCHA, 2007).

Existem controvérsias quanto ao período de viabilidade dos escleródios no solo. Segundo Rocha (2007), tais estruturas podem permanecer por até 11 anos no solo, conservando intacto seu poder patogênico, contudo, Reis e Tomazini (2005) afirmam que a viabilidade dos escleródios é de aproximadamente 14 meses em sistema de semeadura direta e de 36 meses em semeadura convencional. De acordo com Nelson (1998), essa durabilidade é devida à constituição física dura; proteção exterior conferida pela melanina, altamente resistente à degradação microbiana.

Os escleródios apresentam formato irregular, com dimensões de um a vários milímetros de diâmetro e comprimento (ALMEIDA et al., 2005). Podem ser provenientes de epidemias anteriores na mesma área ou introduzidas através de atividades agrícolas, como plantio, irrigação, adubação com esterco e sementes contaminadas (ADAMS; AYRES, 1979; SCHWARTZ; STEADMAN, 1978; JULIATTI; JULIATTI, 2010).

A formação de escleródios é influenciada diretamente por fatores ambientais. Em condições favoráveis, o fungo cresce rapidamente, invadindo os tecidos do hospedeiro, ocasionando uma podridão aquosa, na qual se desenvolve um micélio branco cotonoso sobre os tecidos infectados. Com o crescimento micelial, estruturas pequenas e compactas são formadas na superfície e interior do hospedeiro, estruturas estas chamadas de escleródios. Com a evolução da doença, um grande número de escleródios são formados, e, a medida que o hospedeiro se decompõe, eles ficam no solo, onde podem permanecer dormentes por longos períodos ou germinarem após um curto período de dormência (PURDY, 1979; WILLETTS; WONG, 1980; DOW; PORTER; FOWELL, 1988).

Na cultura da soja, a fase mais vulnerável à infecção vai da floração plena (R_2) ao início da formação dos grãos (R_5) (DANIELSON; NELSON; HELMS, 2004). Em condições de alta umidade, o fungo pode colonizar os tecidos sadios entre 16 e 24 horas após a infecção do tecido floral senescente. Em tempo seco, o progresso da doença pode ser retardado ou paralisado, mas é retomado quando as condições de alta umidade retornam favorecendo novamente o patógeno (HARIKRISHNAN; DEL RÍO, 2006).

A germinação do escleródio pode ser carpogênica ou miceliogênica. A primeira consiste na produção de apotécios, que são órgãos de reprodução sexuada a partir dos escleródios. A germinação miceliogênica, por sua vez, é caracterizada pelo crescimento de hifas a partir de microporos presentes nos escleródios (GORGEN, 2009). O tipo de germinação que acontece é determinado por vários fatores, entre eles, as condições ambientais (especialmente temperatura e umidade) e a quantidade de nutrientes disponíveis ao escleródio.

As condições ótimas para a produção do apotécio são de 10 a 14 dias com potencial matricial de água do solo de 250 kPa e temperaturas entre 15 °C e 18 °C, podendo ser inibido por temperaturas superiores a 20 °C. Quanto ao tempo de vida, pode variar de 5 a 10 dias (ABAWI; GROGAN, 1975). De acordo com Clarkson et al. (2003), a condição ótima no solo para formação de apotécios ocorre quando, por um

período de 10 a 14 dias, a umidade for menor que 50% da capacidade de campo e a temperatura entre 15 e 18 °C. Contudo, apotécios podem ser formados em solos com temperaturas entre 4,4 °C a 30 °C, o que significa que eles podem ser produzidos ao longo de todo o período vegetativo e reprodutivo da cultura, se a umidade for suficiente.

De acordo com Venette (1998), em situações com limitação de nutrientes pode ser desencadeada a germinação carpogênica e, na disponibilidade de nutriente, o escleródio pode germinar formando um novo micélio. Os principais fatores ambientais condicionantes de germinação carpogênica incluem temperatura (entre 15 e 18 °C), umidade do solo e temperatura na qual o escleródio foi produzido (MORRAL, 1977; HUANG; KOSUB, 1989; HUANG; KOSUB, 1993).

A temperatura ótima para o desenvolvimento do micélio situa-se entre 18 °C e 25°C (AGRIOS, 1997). Os escleródios presentes na superfície do solo em até 5 cm de profundidade podem germinar carpogenicamente, originando o apotécio, que possui uma estrutura em forma de taça pedicelada, carnosa e de cor rosada, cujo diâmetro varia de 5 a 15 milímetros.

Segundo Gorgen (2009), o início da germinação carpogênica se dá com o ativo desenvolvimento do fungo na região do córtex esclerodial ou medula. As células fúngicas crescem formando primórdios que rompem a casca do escleródio e continuam o crescimento como ramificações em forma de tubo, denominados estipes. Os estipes, quando expostos à luz, especialmente luz ultravioleta, diferenciam-se em apotécios. Na formação de um apotécio, a ponta do estipe expande para formar uma superfície superior denominada himênio, dando origem, assim, ao aparecimento do apotécio, uma estrutura em forma de taça. No himênio se desenvolvem as ascas, nas quais ocorre recombinação sexual, produzindo ascósporos perfeitamente alinhados dentro e perto da ponta de cada asca. Nas ascas, são produzidos oito ascósporos hialinos, elipsóides e binucleados (BOLTON; THOMMA; NELSON, 2006).

Os apotécios, resultado da germinação carpogênica de escleródios, são a maior fonte de inóculo do fungo, pois produzem uma grande quantidade de ascósporos que, ejetados, são facilmente transportados pelo vento e podem infectar plantas em um raio de 50 a 100 m da fonte produtora (STEADMAN, 1983). Os ascósporos podem sobreviver por um período superior a sete meses em condições de baixa umidade e germinam a potenciais osmóticos bem baixos. A germinação dos ascósporos ocorre na presença de alta umidade relativa e temperatura ótima entre 5 °C e 10°C, enquanto a

temperatura ótima para crescimento micelial está na faixa de 18 °C a 25°C (ABAWI; GROGAN, 1975; DOMSCH; GAMS; ANDERSON, 1980).

O fungo *S. sclerotiorum* apresenta alto potencial de reprodução e disseminação. Cada apotécio completamente desenvolvido pode produzir de dois a 30 milhões de ascósporos durante um período de até 15 dias. Quando as condições ambientais são ideais, cerca de 1.600 ascósporos podem ser liberados em apenas uma hora (VENETTE, 1998; CLARKSON et al., 2003). Amostras coletadas do ar, a seis metros de altura acima de lavouras, apresentaram uma concentração de esporos entre 70 % e 85 %, em comparação aos que se encontravam ao nível da copa. Tal fato indica substanciais valores da população fúngica de ascósporos disponíveis para transporte (VENETTE, 1998) em até vários quilômetros de distância através de correntes de ar (LI; YONGLI; NIAN, 1994).

Segundo Inglis e Boland (1990), os ascósporos podem germinar na superfície de tecidos saudáveis, mas não podem infectar a planta sem uma fonte de nutriente exógeno e um filme de água. Normalmente, o ascósporo coloniza primeiro o material vegetal morto ou em senescência, utilizando-o como fonte nutritiva. Flores senescentes são as mais importantes fontes primárias de nutrientes, muitas vezes caídas sobre folhas, pecíolos ou caules. Após o primeiro crescimento saprofítico, o fungo penetra diretamente em tecidos vegetais saudáveis e intactos. A umidade é importante para colonização da flor e infecção do tecido sadio (TURKINGTON; MORRAL, 1993).

Embora os apotécios constituam-se na maior fonte de inóculo, e assim, os ascósporos sejam a principal causa de infecção, é comum a ocorrência de germinação de hifas a partir dos microporos do escleródio, desencadeando novo ciclo da doença (germinação miceliogênica). Este tipo de germinação ocorre, normalmente no solo, a partir de escleródios ou de sementes com micélio dormente no endosperma. Em ambos os casos, hifas crescem formando micélio que consequentemente podem formar novos escleródios ou infectar a plântula levando-a à morte (damping-off) ou ainda, causar podridões no caule das plantas adultas (GORGEN, 2009).

2.4 Manejo do mofo branco

O manejo do mofo branco da soja é extremamente difícil e requer a integração de várias medidas. É indispensável a adoção de práticas culturais em função da

capacidade de sobrevivência do fungo no solo e das condições ambientais favoráveis à sua germinação (MEYER; CAMPOS, 2009; JULIATTI; JULIATTI, 2010). O controle genético, também, deve ser empregado com a utilização de genótipos que apresentam resistência parcial (GARCIA, 2008).

2.4.1 Controle Químico

De acordo com Bardin e Huang (2001), os fungicidas têm sido o método mais utilizado no controle de doenças incitadas por *S. sclerotiorum* devido à falta de resistência genética em muitas de suas plantas hospedeiras. Todavia, fatores como a dificuldade de ajuste do momento da aplicação com a liberação de ascósporos, bem como as dificuldades em atingir o terço inferior da planta, onde normalmente está a maioria das lesões do patógeno proporcionando uma cobertura total da planta podem fazer com que o controle químico do mofo branco da soja seja ineficiente (MUELLER et al., 2002).

O sucesso do controle químico do mofo branco está diretamente relacionado com a incidência e a severidade da doença, fungicida e época de aplicação, dose, número de aplicações, volume de calda, equipamento utilizado, espaçamento, densidade de semeadura e cultivar (VIEIRA, 1994). Existem, vários produtos químicos sendo utilizados no controle da doença, no entanto, apesar do uso expansivo, o controle às vezes não é efetivo, nem seguro ao meio ambiente (LU, 2003), principalmente em aplicações que não sincronizam com a ejeção e inoculação de ascósporos nas partes inferiores das plantas. Gorgen (2009) ainda ressalta que o uso continuado de fungicidas pode ser preocupante devido ao desenvolvimento de variantes do patógeno resistentes aos produtos disponíveis no mercado.

Outra opção utilizada no manejo do mofo branco da soja dentro do controle químico é o tratamento de sementes (JULIATTI; JULIATTI, 2010). Trata-se de um eficiente método para controle do patógeno e capaz de reduzir a formação de escleródios a partir de sementes infectadas. O uso de herbicidas em níveis sub-tóxicos e indutores de resistência, também, aumenta ou diminui indiretamente a resistência das plantas às doenças. O glifosato, por exemplo, quando aplicado em sub-doses, aumenta a severidade da doença devido à inibição da rota de síntese de fitoalexinas (REZENDE et al., 2011; GORGES, 2009). Nos Estados Unidos, após a introdução de plantas

transgênicas resistentes a glifosato, foi relatada maior ocorrência de *S. sclerotiorum* (LEE LEE; PENNER; HAMMERSCHMIDT, 2000).

2.4.2 Controle Biológico

De acordo com Cook e Baker (1983), o controle biológico consiste na redução da quantidade de inóculo ou da doença, provocada por um patógeno, através de um ou mais organismos, exceto o homem. Dentro do contexto do manejo integrado do mofo branco da soja, tal prática vem ganhando espaço com a utilização de micro-organismos antagonistas (ZANCAN et al., 2012). O controle biológico é realizado através de interações antagônicas entre micro-organismos patogênicos e antagonistas com a planta, sendo as principais: antibiose, competição, predação, parasitismo e indução de defesa do hospedeiro (MELO; AZEVEDO, 1998).

O momento que oferece uma melhor eficácia na aplicação do controle biológico de *S. sclerotiorum* é no estágio de sobrevivência do fungo, ou seja, quando o escleródio encontra-se em repouso na superfície do solo, com pouca mobilidade ou no estágio de germinação, durante o qual o patógeno está mais vulnerável ao ataque (TU, 1997).

Na literatura, são encontrados mais de 30 espécies de micro-organismos (fungos e bactérias) que possuem efeitos antagônicos sobre o gênero *Sclerotinia*, os quais parasitam escleródios e/ou previnem sua formação, ou reduzem a germinação carpogênica e, com isso, acarretam uma redução do potencial de inóculo. Em condições de campo, escleródios podem ser atacados e degradados por micoparasitas como *Trichoderma* spp, *Coniothyrium minitans*, *Sporidesmium sclerotivorum*, *Aspergillus* spp., *Gliocladium roseum* e outros vários micro-organismos, bem como animais, pássaros e insetos (DAVET, 1988; PHILLIPS, 1986; HUANG, 1980; ADAMS, 1989; AYERS; ADAMS, 1981; BAE; KNUDSEN, 2007; MELO; FAULL; NASCIMENTO, 2006; TU, 1997).

Dentre os exemplos de antagonistas citados anteriormente, o gênero *Trichoderma* vem sendo largamente estudado como agente de biocontrole de diversos fungos fitopatogênicos, pois apresenta uma série de características desejáveis em um agente de controle biológico de doenças de plantas. Exemplos destas características são: não apresenta patogenicidade à cultura; é um habitante natural do solo (boa adaptação a diversos ambientes); possui rápido crescimento e reprodução; trata-se de um

micoparasita necrotrófico; tem alta agressividade contra fungos fitopatogênicos; age através de produção de metabólitos, hiperparasitismo e promove crescimento em plantas, além de apresentar amplo espectro de ação (SILVA, 2000).

2.4.3 Controle Cultural

O controle cultural consiste na utilização de práticas que visam reduzir o potencial de inóculo e/ou a taxa de progresso da doença, tendo como principal objetivo o efeito sobre a fase de sobrevivência do patógeno. Para isto, é indispensável conhecer a biologia do fitopatógeno, identificando suas estratégias de sobrevivência na ausência da planta hospedeira, e como realizar seu controle racionalmente (BEDENDO; MASSOLA JUNIOR; AMORIM, 2011).

A rotação de culturas é o método mais empregado no controle cultural de muitas doenças. Mas, para *S. sclerotiorum*, devido à versatilidade ecológica e sobrevivência de escleródios no solo por vários anos, nem todas as rotações são eficientes (GORGEN, 2009). Deve-se ainda considerar a dificuldade de praticá-la devido ao grande número de hospedeiras apresentadas por *S. sclerotiorum*.

O sistema de plantio direto (SPD), caracterizado pela semeadura sem o revolvimento do solo, proporciona a formação de uma palhada que atua como barreira física à emergência de apotécios, uma vez que os estipes que saem dos escleródios têm fototropismo positivo. Além disto, a cobertura morta do solo impede que a parte aérea das plantas entre em contato com o solo infestado e mantenha um nível de umidade e temperatura mais constante na superfície do solo, permitindo o desenvolvimento de outros micro-organismos que podem atuar antagonicamente sobre *S. sclerotiorum* (COLEY-SMITH; COOKE, 1971; FERRAZ; NASSER; CAFÉ-FILHO, 1999).

Outras práticas culturais, também, podem ser exploradas no auxílio do controle de *S. sclerotiorum*. Deve-se manejar a irrigação de modo a diminuir a frequência de rega, aplicando lâminas maiores e menos frequentes. A adubação deve ser equilibrada, o cálcio pode aumentar a tolerância das plantas à doença enquanto o excesso de nitrogênio, a severidade. O aumento do espaçamento entre fileiras e a redução da densidade de plantas na fileira também podem auxiliar no manejo (JULIATTI; JULIATTI, 2010).

2.4.4 Controle Genético

O controle genético da podridão branca da haste é empregado através da utilização de genótipos com resistência parcial, pois ainda não foram identificados em soja genótipos completamente resistentes a *Sclerotinia sclerotiorum*. A resistência de cultivares de soja seria conferida simplesmente pelo escape, quando a floração ocorre antes da esporulação do patógeno (GRAU, 1988), ou mesmo, pela arquitetura da planta mais aberta, ereta, que reduz o micro-clima e permite a circulação de ar no dossel, promovendo o rápido secamento das superfícies da folha e solo, e facilitando a circulação do ar e penetração de luz, o que reduz a infecção das plantas (COYNE; STEADMAN; ANDERSON, 1974; GARCIA, 2008; SAGATA, 2010; CAIRES, 2011).

Em cultivares de soja geneticamente modificadas, têm sido incorporadas enzimas de degradação de ácido oxálico e oxalato oxidase, apresentando resistência para *S. sclerotiorum*. Muito embora houvessem efeitos negativos na produtividade destas culturas com a incorporação desta enzima, este é um dos caminhos promissores atualmente percorridos por pesquisadores da área (KESARWANI et al., 2000; DONALDSON et al., 2001; HU et al., 2003; LIVINGSTONE et al., 2005; BOLTON; THOMMA; NELSON, 2006).

Vários trabalhos já foram conduzidos por diversos autores que identificaram cultivares com considerável resistência parcial à *S. sclerotiorum*, testados em diversas avaliações de campo (GRAU; RADKE, 1984; KIM; DIERS, 2000; WEGULO; YANK; MARTINSON, 1998; YANG; LUNDEEN; UPHOFF, 1999; SAGATA, 2010; ZITO et al., 2006; GARCIA, 2008). Apesar da resistência parcial ter sido identificada em cultivares de soja, as atuais fontes de resistência em cultivares comerciais são limitadas e essas fontes não conseguem impedir completamente a perda de rendimento e de maneira desejada o progresso da doença (HOFFMAN et al., 1998; YANG; LUNDEEN; UPHOFF, 1999).

2.5 Quantificação da doença

A podridão branca da haste é avaliada a campo utilizando-se de incidência e de severidade dessa doença. Incidência é definida como a porcentagem (frequência) de

plantas doentes ou partes de plantas doentes em uma amostra ou população. Já severidade representa o percentual da área ou do volume de tecido coberto por sintomas (MORAES, 2007; JULIATTI; JULIATTI, 2010).

A variável incidência é a de maior simplicidade, precisão e facilidade de obtenção, especialmente quando se trata da simples contagem do número de plantas que apresentam sintomas em uma parcela, sendo assim dados reprodutíveis, independentemente do avaliador. Já severidade é mais apropriada para a avaliação de doenças foliares como manchas, ferrugens, oídios e mildios. Contudo, quantificar precisamente a área doente é tarefa extremamente difícil. Na maioria das situações, as lesões são numerosas e apresentam formas irregulares, o que torna a tarefa praticamente inexequível e muito sujeita ao erro, seja subestimando ou superestimando o nível da doença (AMORIM; BERGAMIN FILHO, 2011).

Existem ferramentas disponíveis para a avaliação da severidade de doenças de maneira mais precisa. Exemplos são as chaves descritivas, as escalas diagramáticas e de uso mais recente, a análise de imagens digitais processadas. As chaves descritivas são escalas aleatórias com um determinado número de graus da doença, onde cada grau é apropriadamente descrito. Nas escalas diagramáticas, os graus da doença são representados por ilustrações de plantas ou partes de plantas com os sintomas típicos em diferentes níveis de severidade. Finalmente, a utilização da informática tem permitido processar imagens digitais obtidas a partir de “scanners”, câmeras fotográficas ou câmeras de vídeo, que através de funções específicas de cada programa é capaz de distinguir áreas sadias e doentes, calculando-se a severidade da doença (AMORIM, 1995).

Especificamente para o mofo branco, a variável que melhor representa o nível real da doença no campo é o Índice de Doença, encontrado pelo produto da incidência e da severidade (incidência x severidade), variável esta já adotada por alguns pesquisadores (JULIATTI et al., 2010). De maneira isolada, nem a incidência e nem a severidade são capazes de apresentar fielmente a realidade da enfermidade, pois a distribuição da mesma é complexa. Pode haver em determinadas áreas, altos níveis de incidência, porém com uma severidade praticamente insignificante, enquanto, em outras áreas, pode ser encontrado níveis de severidade altos, com pequena incidência (JULIATTI; JULIATTI, 2010).

Na maioria dos trabalhos em que a doença é quantificada, avalia-se apenas a incidência (MEYER et al., 2011; PIMENTA et al., 2010), e quando a severidade é

avaliada, são utilizadas chaves descritivas (SCHUNK, 2009), ou mesmo escalas diagramáticas não publicadas.

Meyer et al. (2011), objetivando a avaliação da eficiência de fungicidas no controle do mofo branco em soja, quantificaram a doença apenas por incidência, através da contagem de plantas infectadas por *S. sclerotiorum*. Em outro experimento, onde as perdas causadas pelo mofo branco na cultura da soja foram quantificadas, a severidade da doença foi avaliada por uma chave descritiva em que eram dadas notas de zero a quatro, conforme o nível da doença, sendo que nota zero correspondia à planta sem sintoma e quatro caracterizava as plantas mortas (SCHUNK, 2009).

Oliveira et al. (2011) avaliaram a eficiência de fungicidas no controle da incidência e da severidade de mofo branco (*S. sclerotiorum*), na cultura da soja. A quantificação da incidência foi realizada contando a presença de sintomas em 100 plantas por parcela e a severidade foi estimada com auxílio de uma escala diagramática. Em trabalho similar, Jaccoud Filho et al. (2010) também avaliaram os níveis de incidência (contando plantas doentes) e severidade da doença com escala diagramática.

Juliatti et al. (2010), objetivando verificar os diferentes manejos disponíveis para o controle da referida doença, quantificaram incidência, severidade e ainda o índice de doença (incidência x severidade). Esses autores publicaram uma escala diagramática com base em fotos de severidade de sintomas em plantas variando de 0 a 100 % e apresentando 12 diferentes níveis de infestação, que serviram para abalizar as notas nas parcelas doentes, permitindo a avaliação da severidade média nas parcelas sob manejo químico e biológico (JULIATTI; JULIATTI, 2010).

Recentemente, uma nova escala desenvolvida pelo Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas da UFU através de imagens processadas pelo Quant (VALE; FERNADES FILHO; LIBERATO, 2003; LIBERATO, 2003), constando de 6 níveis de infestação, foi publicada. A mesma está sendo utilizada com sucesso na rede brasileira de ensaios para o controle de mofo branco da soja, seja para manejo químico ou biológico (JULIATTI et al., 2013).

2.6 Quantificação do patógeno no solo e na planta

Durante o estudo do mofo branco, um fator importante é a quantificação do patógeno no solo que se dá através da contagem de escleródios presentes na área. Para

isto, é necessário fazer uma amostragem do solo, e posteriormente em laboratório, separar e quantificar o número de escleródios. Em experimento realizado por Cassetari Neto et al. (2012), a amostragem foi realizada e os autores afirmaram que a população inicial de *S. sclerotiorum* no solo, no momento da emergência da cultura, era de 11,3 escleródios por m² naquele experimento.

A viabilidade dos escleródios deve ser avaliada pelas germinações miceliogênica e carpogênica induzidas em laboratório. A germinação miceliogênica dos escleródios pode ser avaliada em diferentes substratos, dentre eles: meio BDA e meio ágar-água a 2 % (SANTOS et al., 2012).

Reis et al. (2011) avaliaram a germinação carpogênica dos escleródios provenientes de lavouras de soja em cinco substratos: areia esterilizada, vermiculita, ágar-água a 1%, ágar-água a 1% + sulfato de estreptomicina e água esterilizada. Sendo que os melhores resultados foram encontrados com ágar-água, areia e vermiculita. Ferraz e Café-Filho (1998), visando a indução da germinação carpogênica, concluíram que substratos de incubação como areia, composto orgânico, ágar-água e composto orgânico + areia favoreceram a formação de apotécios.

Sabe-se também que fatores ambientais, especialmente temperatura e umidade do solo, influenciam diretamente na germinação carpogênica dos escleródios. Geraldine, Lobo Junior e Hikishima (2010) submeteram escleródios de *S. sclerotiorum* em laboratório a diferentes temperaturas (10, 13, 15, 18, 20, 23, 25 e 30°C) e diferentes umidades do solo (61, 75, 82, 89, 95, 100, 105, 110, 115 e 120% da capacidade de campo) em combinação. As combinações que proporcionaram germinação em menor intervalo de tempo e em maior percentual foram em temperaturas de 13, 15, 18 e 20°C com umidade superior a 75% da capacidade de campo.

Durante o desenvolvimento da cultura, um volume expressivo de escleródios é formado no interior do tecido vegetal. Uma maneira de quantificar o patógeno na planta é através dos procedimentos da colheita. Durante a trilha da soja os escleródios permanecem juntos com os grãos. Posteriormente em laboratório, eles podem ser separados e quantificados. Vários autores quantificaram a massa de escleródios obtida durante a trilha das plantas na parcela (PIMENTA et al., 2010; JACCOUD FILHO et al., 2010; MEYER et al., 2011; JULIATTI et al., 2010; CAMPOS et al., 2011). Jaccoud Filho et al. (2010) quantificaram o patógeno de maneira ainda mais completa. Além de calcularem a massa de escleródios, também foi avaliado o número de escleródios provenientes de cada parcela, que posteriormente foram correlacionados para hectare.

Esse procedimento, quando realizado de maneira correta, é capaz de estimar o incremento do potencial de inóculo do patógeno na área de uma safra para outra. Cassetari Neto et al. (2012), com o objetivo de avaliar fungicidas no controle químico do mofo branco da soja, concluíram que alguns tratamentos proporcionaram um incremento de 1,1 kg de escleródios ha^{-1} .

2.7 Processamento de imagens

A utilização da informática tem permitido processar imagens digitais obtidas a partir de “scanners”, câmeras fotográficas ou câmeras de vídeo que, através de funções específicas de cada programa, são capazes de distinguir áreas sadias e doentes, calculando a severidade da doença (AMORIM, 1995). Dentre estes programas, o Quant têm se destacado pela precisão e acurácia nos resultados obtidos.

Quant é um programa de computador desenvolvido com o objetivo de quantificar doenças de plantas (VALE; FERNADES FILHO; LIBERATO, 2003; LIBERATO, 2003). Inicialmente, o programa visava apenas quantificar a severidade de doenças a partir de imagens digitalizadas de folhas doentes - obtidas a partir de “scanners”, câmeras fotográficas ou câmeras de vídeo - de uma forma mais acurada e precisa. Entretanto, o programa tem sido amplamente utilizado, no Brasil e no exterior, com diferentes aplicações não só em fitopatologia, como também em outras áreas da ciência.

Uma característica desse programa é segmentar objetos em imagens digitais obtidas via “scanner” ou câmeras digitais, para quantificar dimensões. No caso da avaliação de severidade de doenças em folhas, são segmentados o fundo da imagem (a área da imagem não ocupada pela folha), tecido sadio, o clorótico e o necrótico. O QUANT fornece medidas da área foliar sadia e doente e a severidade, bem como o número e o tamanho de lesões na folha.

A quantificação de imagens digitais é uma mera contagem no número de pixels com cada cor e sua conversão em área ou percentagem. As dezenas ou centenas de milhares de cores da imagem digital original são reduzidas a três ou quatro cores apenas, dependendo do interesse do pesquisador. Para tal fim, o QUANT utiliza cinco procedimentos de processamento de imagens: limiar preto e branco, seleção de cores por pallete, seleção de cores por intervalo de coordenadas de cores, seleção de cores por amostragem e seleção de cores por meio de funções discriminantes.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local do experimento

O experimento foi conduzido no Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas (LAMIP), do Instituto de Ciências Agrárias (ICIAG), da Universidade Federal de Uberlândia - Campus Umuarama, em Uberlândia, MG.

3.2 Obtenção dos escleródios

Os escleródios utilizados foram provenientes de ensaios de mofo branco conduzidos em campo, sendo obtidos durante a trilha da soja para a separação dos grãos. No laboratório, pelo uso de um jogo de peneiras granulométricas, os escleródios foram separados dos grãos.

3.3 Tratamentos

Os tratamentos dos experimentos são referentes à Rede Nacional de ensaios de Mofo Branco safra 2011/2012. Foram constituídos por produtos químicos e biológicos aplicados no campo durante a condução da cultura para o controle do fitopatógeno *S. sclerotiorum* em número, dosagens e fases de aplicação conforme segue a Tabela 1.

Com estes tratamentos realizados em campo de soja, foram obtidas as variáveis Área Abaixo da Curva de Progresso da Doença (AACPD) da incidência, AACPD da severidade, AACPD do índice de doença, produtividade (Kg ha^{-1}), peso de mil grãos (g) e massa de escleródios (g parcela^{-1}). Os dados das variáveis acima foram liberados pelo Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti e usados para análises de correlações com as variáveis de laboratório.

A cultivar utilizada no experimento foi P98Y11. As aplicações foram realizadas com um volume de calda de 200 L ha^{-1} e utilizando como equipamento um CO_2 401 Polegadas quadradas, bico XR110.02. A parcela experimental foi de 10 m^2 , em delineamento de blocos casualizados, com quatro repetições.

TABELA 1. Tratamentos, doses, número e fases da soja em que os fungicidas químicos e biológicos foram utilizados no manejo da cultura. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Produto Comercial	Princípio Ativo	Doses	Número de aplicações a fases da soja
1	Testemunha (sem controle)	–	–	–
2	Cercobin	Tiofanato metílico	1 L ha ⁻¹	4 (R1, R1+10, R1+20 e R1+30)
3	Sumilex	Procimidone	1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
4	Frownicide	Fluazinan	1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
5	Verango + Aureo	Fluopyran	0,4 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
6	BAS 54001 F	Dymoxistrobim + Boscalide	1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
7	UBI 3129-00	Carboxim + Tiofanato metílico	0,75 L ha ⁻¹ + 1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
8	UBI 3144-00	Oxibarboxim + Tiofanato metílico	0,75 L ha ⁻¹ + 1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
9	NTX 1700 + Brotolom	Carbendazin + Lignosulfonato	1 L ha ⁻¹ + 0,5 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
10	Carbomax + Sialex	Carbenazazim + Procimidone	1 L ha ⁻¹ + 0,5 L ha ⁻¹	4 (R1, R1+10, R1+20 e R1+30)
11	IHF 44FLD	Fluazinam + Tiofanato metílico	1 kg ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
12	NTX 1700 + Fluazinam	Carbendazin + Fluazinam	1 L ha ⁻¹ + 0,5 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
13	A8779A	Cyprodinil	1 kg ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
				“...continua...”

“TABELA 1, Cont.”

14	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	Pyribencarb + Fluazinan + Epoxiconazol	500, 750, 320 e 0,5% do volume	3 (R1, R1+10 e R1+20)
15	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	Pyribencarb + Fluazinan + Epoxiconazol	625, 750, 320 e 0,5% do volume	3 (R1, R1+10 e R1+20)
16	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	Pyribencarb + Fluazinan + Epoxiconazol	750, 750, 320 e 0,5% do volume	3 (R1, R1+10 e R1+20)
17	IBIQF 200 + Iharol	Pyribencarb	0,5 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
18	IBIQF 200 + Iharol	Pyribencarb	0,625 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
19	IBIQF 200 + Iharol	Pyribencarb	0,75 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
20	IBIQF 200 + Iharol	Pyribencarb	0,875 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
21	Frownicide 500 SC	Fluazinan	0,75 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
22	Opus SC	Epoxiconazol	0,32 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
23	PrioriXtra + Nimbus	Azoxistrobina + ciproconazol	0,3 L ha ⁻¹ + 0,5%	3 (R1, R1+10 e R1+20)
24	Fronwncide 500 SC	Fluazinan	1 L ha ⁻¹	3 (R1, R1+10 e R1+20)
25	Trichodermil	<i>T. harzianum</i>	1 L ha ⁻¹ (2 x 10 ⁹)	2 (V3 e V6)
26	Trichodermax	<i>T. asperellum</i>	1 L ha ⁻¹ (1,5 x 10 ¹⁰)	2 (V3 e V6)
27	Quality	<i>T. asperellum</i>	0,1 Kg ha ⁻¹ (1 x 10 ¹²)	2 (V3 e V6)
28	Brotolom	Lignosulfonato	1 L ha ⁻¹	2 (V3 e V6)
29	Frownicide + Cercobin	Fluazinan + Tiofanato metílico	1 L ha ⁻¹ + 1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
30	Biofac + Break thru (0,1%)	Biofungicida <i>Penicillium</i> spp.	1 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)
31	Biofac + Break thru (0,1%)	Biofungicida <i>Penicillium</i> spp.	2 L ha ⁻¹	2 (R1 e R1+10)

3.4 Quantificação do número e área da superfície germinável dos escleródios

Pela definição do número de lesões em uma folha e também quantificação das dimensões das lesões, o programa Quant foi utilizado contando-se o número de escleródios e calculando a área de superfície germinável dos mesmos. Para isto, os escleródios foram colocados sobre uma folha de papel A4, visando o contraste preto e branco da imagem, e posteriormente fotografados. Foi feita uma escala em folha de papel para calibrar a imagem durante o processamento da imagem e dimensionar a área de cada escleródio.

Foram seguidos, durante o processamento da imagem até se obter os dados com o número de escleródios e a área de superfície germinável dos escleródios, uma série de passos que são enumerados no apêndice 1 (pg. 68).

Após realizados todos estes procedimentos, os dados de número e área de superfície germinável de escleródios de cada parcela estão prontos para análise. Sabendo que a parcela experimental colhida foi de 10 m^2 , com uma simples conversão foi capaz de saber o incremento do número, bem como a área de superfície germinável coberta por escleródios em um hectare.

3.5 Separação dos escleródios em diferentes frações de tamanho

Com o objetivo de verificar se o tamanho do escleródio influencia em sua germinação, os escleródios coletados foram separados em três diferentes frações de tamanho por um conjunto de peneiras. A primeira fração (F1) foi representada pelos menores escleródios, aqueles que passaram por uma peneira de 10 mesh (abertura de 2,00 mm ou 0,0787 polegadas quadradas). Já a segunda fração (F2) foi representada pelos escleródios intermediários, aqueles que foram retidos pela peneira de 10 mesh. Na terceira fração (F3), a representação se deu pelos escleródios maiores, os retidos em uma peneira de 6 mesh (abertura de 3,36 mm ou 0,1323 polegadas quadradas).

3.6 Viabilidade dos escleródios

A viabilidade dos escleródios foi realizada com a indução das germinações miceliogênica e carpogênica dos mesmos.

3.6.1 Germinação miceliogênica

A germinação miceliogênica foi realizada em meio de cultura BDA (batata, dextrose e ágar), contendo para cada 1 L: 200 g de batata, 20 g de dextrose, 20 g de ágar e 1000 mL de água destilada.

O ensaio foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), em parcelas sub-subdivididas, sendo que o fator parcela foi representado pelos 31 tratamentos (Tabela 01), o de subparcelas foram as três frações de tamanho e o fator de sub-subparcela foram os quatro tempos de avaliação, em quatro repetições, sendo cada repetição representada por uma placa de Petri contendo cinco escleródios.

Os escleródios foram previamente desinfestados em álcool 70% por 2 minutos, hipoclorito de sódio a 1% por 3 minutos, lavados em água autoclavada por 1 minuto e secos ao ar em ambiente asséptico no interior de câmara de fluxo laminar. Posteriormente, em cada placa de Petri foram depositados sobre o meio de cultura cinco escleródios (unidade experimental) e colocados para germinar.

A incubação foi realizada em câmara de crescimento do tipo BOD a 25 °C e fotoperíodo de 12 horas.

As avaliações foram realizadas às 24, 48, 72 e 96 horas após o início da incubação. Foi utilizado um microscópio estereoscópico no qual era observado o surgimento das hifas características do fungo. Em cada avaliação foi determinado o número de escleródios que apresentava germinação.

3.6.2 Germinação carpogênica

A germinação carpogênica foi realizada em solo esterilizado em autoclave duas vezes por 1 hora a 121 °C e 1 atm, com intervalo de 24 horas entre autoclavagens.

Os escleródios foram previamente desinfestados em álcool 70% por 2 minutos, hipoclorito de sódio a 1% por 3 minutos, lavados em água destilada por 1 minuto e secos ao ar.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), em parcelas subdivididas, sendo que o fator parcela foi representado pelos 31 tratamentos (Tabela 1), e o de subparcelas foram as três frações de tamanho, com quatro repetições.

A parcela experimental foi constituída de uma caixa de acrílico tipo gerbox de 11 x 11 x 3,5 cm de altura contendo 16 escleródios.

Em cada gerbox, foi colocado um volume de 150 cm³ - atingindo uma altura de 2 cm - de solo e adicionado água destilada até atingir 100% da capacidade de campo do solo. Na sequência, foram depositados 16 escleródios de maneira equidistantes na superfície do solo e incubados. A incubação foi realizada em câmara de crescimento com uma temperatura de 20 °C ± 2 °C e fotoperíodo de 12 horas.

O solo durante todo o experimento foi mantido a 100 % da CC. Quando a umidade do solo abaixava, era adicionada, com um minipressurizador manual, quantidade de água destilada de modo a manter a umidade de incubação constante.

As avaliações iniciaram quando foi verificado o início da germinação dos estipes a partir dos escleródios. Foram contados diariamente o número de estipes e de apotécios por unidade experimental em um período de 17 dias, após o qual foi percebido um decréscimo na quantidade das variáveis avaliadas. Quando o ensaio apresentou o máximo de germinação, isto é, no décimo quarto e décimo quinto dias de avaliação, foram contabilizados também o número de escleródios que haviam germinado tanto estipes (que se diferenciaram em apotécios ou não), como também o número de escleródios que deram origem a apotécios.

Foram avaliados, também, em cada gerbox, os números máximo de estipes germinados e o número máximo de apotécios formados a partir de um único escleródio.

Finalmente, após realizadas todas as avaliações descritas anteriormente, foram contados os escleródios que apresentavam parasitismo por antagonistas, especialmente *Trichoderma* sp. A separação dos mesmos foi realizada através do uso do microscópio estereoscópico e na persistência da dúvida eram confeccionadas lâminas e visualizadas em microscópio óptico.

3.7 Correlações das variáveis

Foram estimadas as correlações entre as variáveis referentes aos dados de campo com as variáveis que foram obtidas em laboratório durante os experimentos.

As variáveis de campo submetidas às análises de correlações foram: Área Abaixo da Curva de Progresso da Doença (AACPD) da incidência de mofo branco (AACINC), AACPD da severidade de mofo branco (AACSEV), AACPD do índice de

mofo branco (AACIND), massa de escleródios (MESC), produtividade (PROD) e peso de mil grãos (PMG).

As variáveis de laboratório submetidas às análises de correlações foram obtidas dos experimentos de quantificação, germinação miceliogênica e germinação carpogênica dos escleródios.

A partir da quantificação dos escleródios foram obtidas as variáveis: número de escleródios (NUMESC) e área de superfície germinável de escleródios (ASGE).

Durante a avaliação da germinação miceliogênica, foram obtidas as seguintes variáveis: porcentagem de germinação dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1), na primeira avaliação (24 horas) (1AV F1); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2), na primeira avaliação (24 horas) (1AV F2); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3), na primeira avaliação (24 horas) (1AV F3); porcentagem de germinação dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1), na segunda avaliação (48 horas) (2AV F1); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2), na segunda avaliação (48 horas) (2AV F2); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3), na segunda avaliação (48 horas) (2AV F3); porcentagem de germinação dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1), na terceira avaliação (72 horas) (3AV F1); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2), na terceira avaliação (72 horas) (3AV F2); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3), na terceira avaliação (72 horas) (3AV F3); porcentagem de germinação dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1), na quarta avaliação (96 horas) (4AV F1); porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2), na quarta avaliação (96 horas) (4AV F2) e porcentagem de germinação dos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) na quarta avaliação (96 horas) (4AV F3).

A partir das avaliações da germinação carpogênica dos escleródios foram obtidos: Germinação média de estipes dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1) (CAREST F1), germinação média de estipes dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) (CAREST F2), germinação média de estipes dos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) (CAREST F3), formação média de apotécios dos escleródios menores que 10 mesh (fração 1) (CARAPO F1), formação média de apotécios dos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) (CARAPO F2), formação média de apotécios dos escleródios maiores que 6 mesh

(fração 3) (CARAPO F3), porcentagem de escleródios menores que 10 mesh (fração 1) que germinaram estipes (ESCCES F1), porcentagem de escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) que germinaram estipes (ESCCES F2), porcentagem de escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) que germinaram estipes (ESCCES F3), porcentagem de escleródios menores que 10 mesh (fração 1) que formaram apotécios (ESCCAP F1), porcentagem de escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) que formaram apotécios (ESCCAP F2), porcentagem de escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) que formaram apotécios (ESCCAP F3), porcentagem de estipes viáveis nos escleródios menores que 10 mesh (fração 1) (VIAEST F1), porcentagem de estipes viáveis nos escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) (VIAEST F2), porcentagem de estipes viáveis nos escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) (VIAEST F3), porcentagem de escleródios menores que 10 mesh (fração 1) que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estipes (VIAESC F1), porcentagem de escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estipes (VIAESC F2), porcentagem de escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estipes (VIAESC F3), número máximo de estipes germinados por escleródio menor que 10 mesh (fração 1) (NUMAES F1), número máximo de estipes germinados por escleródio maior que 10 mesh e menor que 6 mesh (fração 2) (NUMAES F2), número máximo de estipes germinados por escleródio maior que 6 mesh (fração 3) (NUMAES F3), número máximo de apotécios formados por escleródio menor que 10 mesh (fração 1) (NUMAAP F1), número máximo de apotécios formados por escleródio maior que 10 mesh e menor que 6 mesh (fração 2) (NUMAAP F2) e número máximo de apotécios formados por escleródio maior que 6 mesh (fração 3) (NUMAAP F3).

3.8 Análises estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANAVA), utilizando-se o programa SISVAR (FERREIRA, 2000). Foram realizadas regressões e as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Quantificação do número e área da superfície germinável de escleródios (ASGE)

A quantificação do número e área da superfície germinável dos escleródios foi realizada com auxílio do programa Quant. Através dos procedimentos citados anteriormente, foi possível quantificar de maneira segura e eficiente o número de escleródios provenientes de cada parcela (FIGURA 1), e posteriormente, convertê-los no incremento de escleródios por hectare.

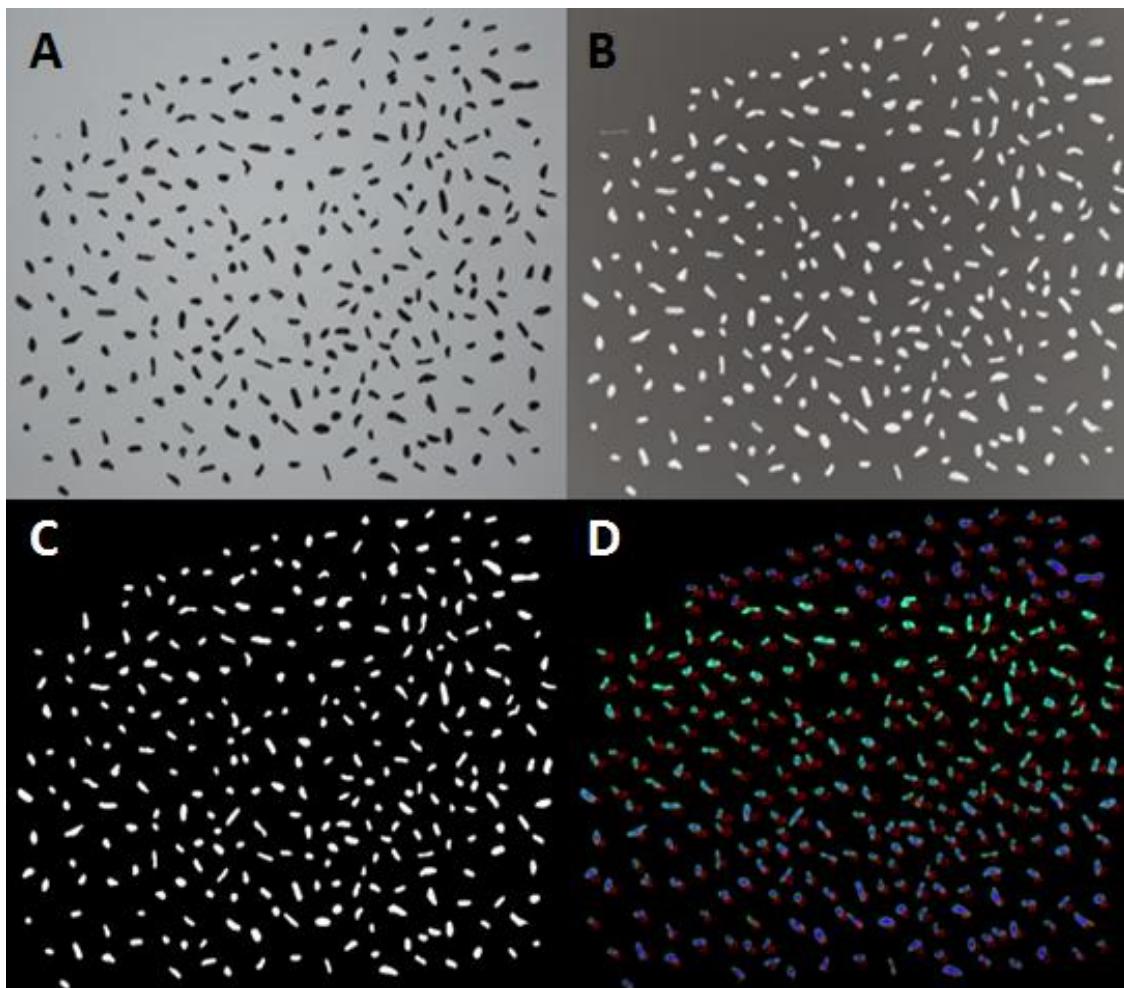


FIGURA 1. Quantificação do número e área da superfície germinável dos escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* com o Quant. A: Foto dos escleródios no Quant após realizado o comando “filtro” e depois “mediana”. B: Foto dos escleródios no Quant após realizado o comando “negativo” e “calibrar”. C: Foto dos escleródios no Quant após realizado o comando “Threshold”. D: Foto dos escleródios no Quant após realizado o comando “classificar”.

A quantificação do número de escleródios já foi realizada por outros autores (JACCOUD FILHO et al., 2010), todavia, utilizando como metodologia para a mesma, a contagem manual. Assim, a quantificação do número de escleródios através do processamento de imagens com o Quant, trata-se de uma nova ferramenta que poderá ser utilizada com precisão e acurácia em futuras pesquisas.

Utilizando a mesma metodologia, foi possível calcular a superfície germinável de cada escleródio em cm^2 e consequentemente a área germinável coberta por escleródios em cada parcela. Este dado através de uma simples conversão para uma melhor aplicação prática é capaz de informar a área germinável de escleródios em um hectare. A ASGE é uma variável ainda não encontrada na literatura, e que possivelmente será útil em estudos futuros de epidemiologia da podridão branca da haste da soja.

4.1.1 Quantificação do número de escleródios

Os tratamentos que apresentaram os maiores valores de números de escleródios foram Opus SC (Epoxiconazol), Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*), Brotolom (Lignosulfonato), Frownicide + Cercobin (Fluazinan + Tiofanato metílico) e Biofac (fermentado a base de *Penicillium* spp) nas duas doses testadas (1L ha^{-1} e 2L ha^{-1}). Tais tratamentos não diferiram da testemunha, sendo estatisticamente inferiores aos demais. Apesar de não diferirem da testemunha, o tratamento que apresentou o maior incremento de escleródios na área foi Trichodermil (*T. harzianum*), incremento este de 526.250 escleródios por hectare (TABELA 2).

TABELA 2. Número e área de superfície germinável média de escleródios (m^2) por hectare. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Número de escleródios hectare ⁻¹	Área superficial de escleródios hectare ⁻¹ (m^2)
1 Testemunha	382500 b	3,7658 b
2 Cercobin	89750 a	0,9215 a
3 Sumilex	53750 a	0,7220 a

“...continua...”

“TABELA 2, Cont.”

4 Frownicide	99000 a	0,9195 a
5 Verango + Aureo	28000 a	0,2798 a
6 BAS 54001 F	52000 a	0,5218 a
7 UBI 3129-00	46000 a	0,4708 a
8 UBI 3144-00	120750 a	1,2018 a
9 NTX 1700 + Brotolom	51750 a	0,4953 a
10 Carbomax + Sialex	16750 a	0,1435 a
11 IHF 44FLD	44500 a	0,3988 a
12 NTX 1700 + Fluazinam	39750 a	0,4378 a
13 A8779A	137250 a	1,7425 a
14 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	55000 a	0,5403 a
15 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	26250 a	0,3090 a
16 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	46000 a	0,5575 a
17 IBIQF 200 + Iharol	84000 a	0,8823 a
18 IBIQF 200 + Iharol	100250 a	0,9728 a
19 IBIQF 200 + Iharol	75000 a	0,7075 a
20 IBIQF 200 + Iharol	46750 a	0,4765 a
21 Frownicide 500 SC	83750 a	0,8133 a
22 Opus SC	334750 b	2,8715 b
23 Priori Xtra + Nimbus	89750 a	0,9903 a
24 Frownicide 500 SC	77500 a	0,7863 a
25 Trichodermil	526250 b	4,7595 b
26 Trichodermax	356000 b	3,5703 b
27 Quality	402500 b	3,8858 b
28 Brotolom	257250 b	2,9430 b
29 Frownicide + Cercobin	294750 b	3,0835 b
30 Biofac + Break thru (0,1%)	356000 b	3,5065 b
31 Biofac + Break thru (0,1%)	382750 b	4,1375 b

Médias seguidas de letras distintas na coluna diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Mesmo não diferindo de vários outros tratamentos (2, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 23 e 24), Carbamax + Sialex (Carbenzazim + Procimidone), IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol (Pyribencarb + Fluazinam +

Epoxiconazol), com as doses 625, 750 e 320 mL ha⁻¹ e Verango + Aureo (Fluopyran) (tratamentos 10, 15 e 5), resultaram em um incremento de apenas 16.750, 26.250 e 28.000 escleródios por hectare, respectivamente. Antes da implantação da cultura, foi realizada a quantificação de escleródios na área experimental (safra 2011/2012), por meio da amostragem do solo, e a população era de 7,1 escleródios m⁻² ou 71.000 escleródios por hectare.

A grande variação na quantidade de escleródios demonstra a alta variabilidade da distribuição espacial dos mesmos dentro da área experimental, característica marcante do inóculo de patógenos veiculados pelo solo. Gorgen (2009), quantificando escleródios encontrou uma variação de 4 a 544 escleródios por metro quadrado na área experimental.

Apesar destes valores de números de escleródios parecerem muito elevados, a literatura apresenta valores ainda mais exorbitantes. Venette (1998), trabalhando com lavouras de feijoeiro, afirmou que, em áreas com severa infecção de mofo branco na cultura de feijão, cerca de 2.460.145.000 escleródios por hectare retornaram ao solo ao final de uma safra.

Pode-se observar na Tabela 2, que com exceção dos tratamentos 22 e 29 (Opus SC e Frownicide + Cercobin) todos os demais tratamentos similares à testemunha foram representados por produtos biológicos. Isto mostra que os produtos biológicos não apresentaram eficácia na redução do incremento do número de escleródios.

Em trabalho realizado por Jaccoud Filho et al. (2010), onde também foi quantificado o número de escleródios, todos os tratamentos diferiram estatisticamente da testemunha, contudo, todos os tratamentos eram representados por fungicidas químicos. Tais resultados corroboram com o que pôde ser observado na quantificação do presente trabalho.

4.1.2 Quantificação da área de superfície germinável de escleródios

A grande semelhança apresentada entre os dados e os resultados estatísticos do número e da área da superfície germinável de escleródios (Tabela 2) atesta a confiabilidade tanto da nova variável quantificada, como também da metodologia empregada.

Os tratamentos que apresentaram os maiores valores de área de escleródios foram Opus SC (Epoxiconazol), Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*), Brotolom (Lignosulfonato), Frownicide + Cercobin (Fluazinan + Tiofanato metílico) e Biofac (fermentado a base de *Penicillium* spp), nas duas doses testadas (1L ha⁻¹ e 2L ha⁻¹). Tais tratamentos não diferiram da testemunha, que apresentou uma área coberta por escleródios em um hectare de 3,7675 m², sendo estatisticamente piores que os demais. Apesar de não diferir da testemunha, o tratamento que apresentou uma maior superfície germinável de escleródios foi Trichodermil (*T. harzianum*), área esta de 4,7600 m² por hectare (Tabela 2).

Apesar de não diferenciar de vários outros tratamentos (2, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 23 e 24), Carbamax + Sialex (Carbenzazim + Procimidone), Verango + Aureo (Fluopyran) e IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol (Pyribencarb + Fluazinan + Epoxiconazol), com as doses 625, 750 e 320 mL ha⁻¹ (tratamentos 10, 5 e 15), resultaram em uma menor superfície de escleródios: 0,1450 m², 0,2800 m² e 0,3075 m² por hectare, respectivamente.

De maneira semelhante ao número de escleródios, pode-se observar, na tabela 2, que com exceção dos tratamentos 22 e 29 (Opus SC e Frownicide + Cercobin) todos os demais tratamentos que compararam com a testemunha são representados por produtos biológicos.

4.2 Germinação miceliogênica dos escleródios

Diversos meios de cultura podem ser utilizados na indução da germinação miceliogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*, dentre eles BDA e ágar-água. O principal desafio de se trabalhar com BDA é - devido ser um meio rico em nutrientes - a fácil contaminação do mesmo por micro-organismos indesejáveis (fungos e bactérias), quando não são empregados altos rigores de assepsia em seu manuseio (FIGURA 2). No presente trabalho, foi observada interação significativa na germinação miceliogênica entre o tratamento e o tempo de avaliação, mostrando que os tratamentos diferem entre si de acordo com o período em que foram avaliados.

A Tabela 3 apresenta a média percentual de germinação miceliogênica dos escleródios nos diferentes tempos em que foram realizadas as avaliações, tempos estes de 24, 48, 72 e 96 horas. A partir deste último período, além de detectar contaminação

no meio de cultura, as hifas que germinaram no primeiro dia já começam a se sobrepor, fatores estes que tornam a avaliação praticamente inexplorável. Na primeira avaliação (24 horas de incubação), mesmo com uma variação de 0 % (tratamentos 4, 5, 8, 12, 13, 23, 27 e 29) a 21,67 % apresentada pela testemunha, não houve diferença estatística entre os tratamentos.

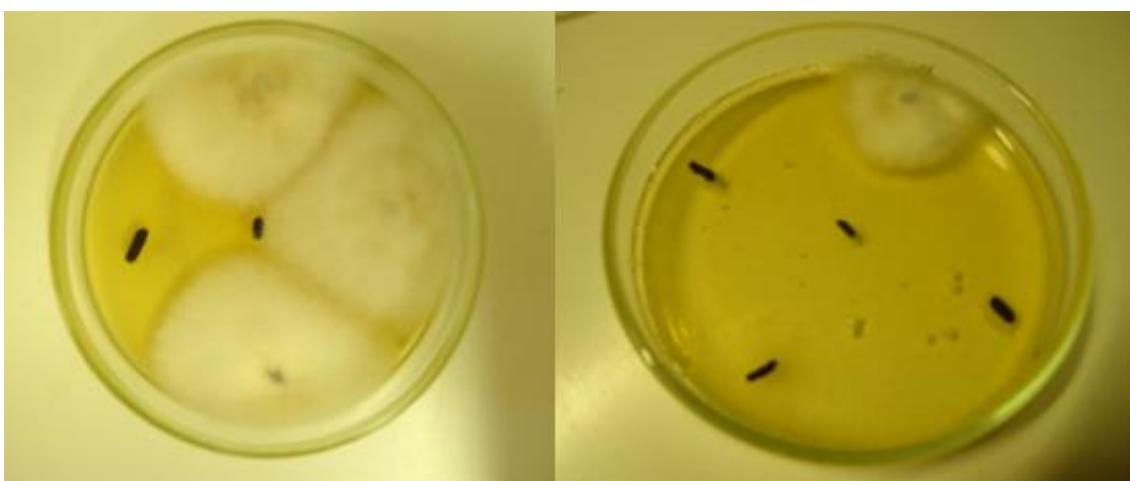


FIGURA 2. Germinação miceliogênica de escleródios do *Sclerotinia sclerotiorum* induzida em meio BDA.

Na segunda avaliação (48 horas de inoculação), a testemunha apresentou 65,00 % de germinação, sendo todos os demais tratamentos superiores a ela. Os melhores desempenhos (menores germinações) foram observados nos tratamentos 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 23, 27 e 29, sendo todos representados por produtos químicos, com exceção do tratamento 27 (Quality). Mesmo não diferindo dos tratamentos citados acima, merecem ser destacados os tratamentos 8 e 9 que apresentaram germinação inferior a 10 %.

Com 72 horas de incubação, novamente todos tratamentos foram melhores que a testemunha, que apresentou 86,67 % de germinação. As menores germinações foram observadas nos tratamentos 4, 5, 6, 7, 8, 9 e 10, variando de 20,00 % com UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato metílico) a 30,00 % com UBI 3129-00 (Carboxim + Tiofanato metílico). Seguindo a mesma tendência citada acima, todos são tratamentos químicos.

Na última avaliação (96 horas), a testemunha apresentou 93,33 % de germinação, contudo, vários tratamentos igualaram com ela estatisticamente. Os tratamentos que apresentaram maior inibição na germinação foram: Frownicide (Fluazinan), BAS 54001 F (Dymoxistrobim + Boscalide), UBI 3129-00 (Carboxim + Tiofanato metílico), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato metílico), NTX 1700 + Brotolom (Carbendazin + Lignosulfonato), Carbomax + Sialex (Carbenzazim + Procimidone) e NTX 1700 + Fluazinam (Carbendazin + Fluazinan), variando de 33,33 % a 48,33 %. Observou-se, de maneira geral, o mau desempenho dos produtos biológicos na inibição da germinação miceliogênica dos escleródios.

TABELA 3. Média percentual de germinação miceliogênica dos escleródios nos tratamentos em diferentes tempos. Uberlândia, 2013.

Tratamento	24 horas	48 horas	72 horas	96 horas
1 Testemunha	21,67 a	65,00 c	86,67 e	93,33 c
2 Cercobin	3,33 a	13,33 a	33,33 b	53,33 b
3 Sumilex	6,67 a	20,00 a	40,00 b	55,00 b
4 Frownicide	0,00 a	11,67 a	26,67 a	48,33 a
5 Verango + Aureo	0,00 a	10,00 a	26,67 a	51,67 b
6 BAS 54001 F	3,33 a	13,33 a	26,67 a	35,00 a
7 UBI 3129-00	3,33 a	11,67 a	30,00 a	45,00 a
8 UBI 3144-00	0,00 a	3,33 a	20,00 a	40,00 a
9 NTX 1700 + Brotolom	1,67 a	8,33 a	21,67 a	45,00 a
10 Carbomax + Sialex	3,33 a	10,00 a	25,00 a	33,33 a
11 IHF 44FLD	8,33 a	23,33 a	43,33 b	55,00 b
12 NTX 1700 + Fluazinam	0,00 a	15,00 a	35,00 b	46,67 a
13 A8779A	0,00 a	16,67 a	35,00 b	61,67 b
14 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	11,67 a	36,67 b	63,33 c	78,33 c
15 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	8,33 a	30,00 b	68,33 d	83,33 c
16 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	5,00 a	41,67 b	58,33 c	78,33 c
17 IBIQF 200 + Iharol	13,33 a	33,33 b	63,33 c	81,67 c
18 IBIQF 200 + Iharol	16,67 a	36,67 b	68,33 d	80,00 c
19 IBIQF 200 + Iharol	6,67 a	36,67 b	61,67 c	76,67 c

“...continua...”

“TABELA 3, Cont.”

20 IBIQF 200 + Iharol	3,33 a	38,33 b	66,67 d	81,67 c
21 Frownicide 500 SC	11,67 a	45,00 b	66,67 d	75,00 c
22 Opus SC	8,33 a	41,67 b	70,00 d	80,00 c
23 Priori Xtra + Nimbus	0,00 a	15,00 a	40,00 b	60,00 b
24 Frownicide 500 SC	10,00 a	28,33 b	55,00 c	71,67 c
25 Trichodermil	11,67 a	41,67 b	71,67 d	85,00 c
26 Trichodermax	5,00 a	33,33 b	73,33 d	86,67 c
27 Quality	0,00 a	21,67 a	53,33 c	85,00 c
28 Brotolom	8,33 a	33,33 b	63,33 c	85,00 c
29 Frownicide + Cercobin	0,00 a	18,33 a	56,67 c	80,00 c
30 Biofac + Break thru (0,1%)	3,33 a	26,67 b	61,67 c	81,67 c
31 Biofac + Break thru (0,1%)	3,33 a	31,67 b	65,00 c	81,67 c

Médias seguidas de letras distintas na coluna diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Na tabela 4, pode ser observada a média percentual de germinação miceliogênica das três frações de tamanho em que os escleródios foram divididos nos tempos que foram realizadas as avaliações. Observou-se interação significativa entre o tamanho do escleródio e o tempo de avaliação.

TABELA 4. Média percentual de germinação miceliogênica dos escleródios nas três frações de tamanho em diferentes tempos. Uberlândia, 2013.

Tamanho de escleródio	24 horas	48 horas	72 horas	96 horas
Fração 1	5,00 a	25,16 a	49,84 a	68,71 a
Fração 2	6,61 a	30,00 b	53,23 a	68,55 a
Fração 3	5,65 a	23,39 a	49,52 a	65,48 a

Médias seguidas de letras distintas na coluna diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Fração 1: Escleródios menores que 10 mesh; Fração 2: Escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh; Fração 3: Escleródios maiores que 6 mesh.

Na segunda avaliação (48 horas de inoculação), a germinação dos escleródios intermediários (representados pela fração 2) foi de 30 %, sendo superior as demais frações (1 e 3). Entretanto, nos tempos 24, 72 e 96 horas não houve diferença estatística

entre as frações, mostrando que o tamanho do escleródio não influenciou na percentagem de germinação miceliogênica. Observa-se que houve uma tendência de maior germinação miceliogênica após 48 horas na fração intermediária (escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh).

As Tabelas 5 e 6 mostram as equações de regressão para os 31 tratamentos e para as três frações, respectivamente. A porcentagem de germinação miceliogênica apresentou o melhor ajuste para o modelo linear para tempo de germinação, em todos os tratamentos e tamanhos de escleródios.

TABELA 5. Equações de regressão da germinação miceliogênica dos escleródios para os 31 tratamentos. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Equação \hat{y}	R^2 (%)
1 Testemunha	$y = 0,9861x + 7,5000$	89,22
2 Cercobin	$y = 0,7083x - 16,6667$	97,97
3 Sumilex	$y = 0,6875x - 10,8333$	99,45
4 Frownicide	$y = 0,6667x - 18,3333$	98,04
5 Verango + Aureo	$y = 0,7153x - 20,8333$	96,31
6 BAS 54001 F	$y = 0,4514x - 7,5000$	99,29
7 UBI 3129-00	$y = 0,5972x - 13,3333$	98,09
8 UBI 3144-00	$y = 0,5694x - 18,3333$	92,62
9 NTX 1700 + Brotolom	$y = 0,5972x - 16,6667$	93,62
10 Carbomax + Sialex	$y = 0,4375x - 8,3333$	97,88
11 IHF 44FLD	$y = 0,6667x - 7,5000$	99,10
12 NTX 1700 + Fluazinam	$y = 0,6667x - 15,8333$	99,10
13 A8779A	$y = 0,8472x - 22,5000$	98,70
14 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	$y = 0,9444x - 9,1667$	98,70
15 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	$y = 1,0972x - 18,3333$	97,44
16 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	$y = 0,9861x - 13,3333$	96,66
17 IBIQF 200 + Iharol	$y = 0,9792x - 10,8333$	99,13
18 IBIQF 200 + Iharol	$y = 0,9236x - 5,0000$	97,33
19 IBIQF 200 + Iharol	$y = 0,9792x - 13,3333$	97,96
20 IBIQF 200 + Iharol	$y = 1,0972x - 18,3333$	97,14
		“...continua...”

“TABELA 5, Cont.”

21 Frownicide 500 SC	$y = 0,8819x - 3,3333$	93,47
22 Opus SC	$y = 1,0139x - 10,8333$	95,33
23 Priori Xtra + Nimbus	$y = 0,8542x - 22,5000$	99,17
24 Frownicide 500 SC	$y = 0,8819x - 11,6667$	99,22
25 Trichodermil	$y = 1,0417x - 10,0000$	97,40
26 Trichodermax	$y = 1,1875x - 21,6667$	96,90
27 Quality	$y = 1,1944x - 31,6667$	99,28
28 Brotolom	$y = 1,0833x - 17,5000$	99,66
29 Frownicide + Cercobin	$y = 1,1597x - 30,8333$	98,29
30 Biofac + Break thru (0,1%)	$y = 1,1250x - 24,1667$	98,96
31 Biofac + Break thru (0,1%)	$y = 1,1181x - 21,6667$	98,43

TABELA 6. Equações de regressão da germinação miceliogênica dos escleródios para as três frações de tamanho. Uberlândia, 2013.

Fração de escleródio	Equação \hat{y}	R^2 (%)
Fração 1	$y = 0,8992x - 16,7742$	99,75
Fração 2	$y = 0,8710x - 12,6613$	99,13
Fração 3	$y = 0,8569x - 15,4032$	99,16

4.3 Germinação carpogênica dos escleródios

Vários substratos podem ser utilizados na indução da germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*. Reis et al. (2011), testando areia grossa esterilizada, vermiculita, ágar-água a 1%, ágar-água a 1% + sulfato de estreptomicina e água esterilizada, concluíram que ágar-água, areia e vermiculita promoveram maior velocidade e percentual final de germinação carpogênica, sendo que aos 40 dias, 50% dos escleródios germinaram. No presente trabalho, utilizando solo esterilizado como substrato, 79,17% dos escleródios do tratamento testemunha já haviam germinado aos 35 dias.

Uma característica desejável em uma boa metodologia de germinação carpogênica de escleródios é a velocidade de germinação, ou seja, quanto menor o

intervalo entre o início da incubação e o início da germinação dos estípes melhor. Nas condições em que o experimento foi conduzido, o início da germinação dos estípes se deu aos 19 dias (temperatura de $20^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$, luz branca alternada de 12 horas e solo com umidade na capacidade de campo).

Outro fator que influencia diretamente a germinação carpogênica dos escleródios é a umidade do substrato. Napoleão et al. (2007), avaliando o efeito da umidade do solo sobre a germinação carpogênica de *S. sclerotiorum*, testaram 75 % e 100 % da capacidade de campo (CC), chegando a 70 % dos escleródios germinados com 100 % da CC. Resultados semelhantes foram encontrados no presente trabalho, em que utilizando também 100 % da CC, foi alcançado uma germinação de 79,17% dos escleródios no tratamento testemunha (FIGURA 3).

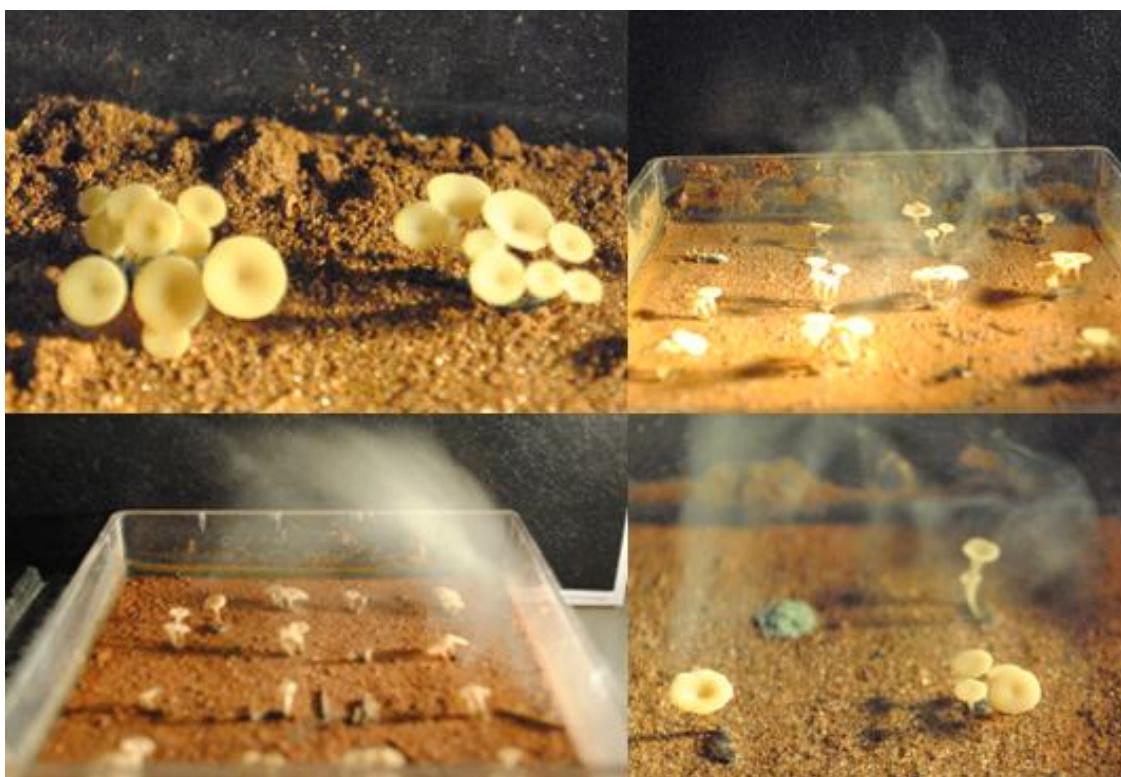


FIGURA 3. Germinação carpogênica de escleródios do *Sclerotinia sclerotiorum* induzida em solo esterilizado e liberação de ascósporos pelos apotécios.

No trabalho citado acima (NAPOLEÃO et al., 2007), os escleródios foram depositados nas caixas, enterrados a 5,0 mm de profundidade, enquanto que na condução deste trabalho, os mesmos foram colocados na superfície do solo.

Comparando-se os resultados, conclui-se que esta variável não influencia no percentual de germinação dos escleródios, desde que submetidos ao mesmo substrato e mesma umidade.

4.3.1 Germinação de estipes e apotécios

A Tabela 7 mostra a germinação média de estipes e apotécios formados por escleródio durante os 17 dias em que o experimento foi avaliado. Após este período, tanto os estipes, como também os apotécios, iniciaram o processo de degradação, encerrando assim as avaliações. Observou-se interação significativa entre o tratamento e a fração dos escleródios, mostrando que o tamanho influencia no número de estipes e apotécios germinados.

Com os escleródios menores (fração 1), o pior desempenho na germinação dos estipes (maior germinação) foi apresentado pelos tratamentos 1, 2, 4, 10, 13, 17, 18, 19, 20, 21, 22 e 23, variando de 1,148 no tratamento 21 (Frownicide 500 SC) a 2,585 na testemunha. Na fração 2, a maior germinação foi apresentada pelos tratamentos 1, 18, 19 e 22, variando de 2,795 no tratamento 19 (IBIQF 200 + Iharol na dose de 0,625 L ha⁻¹) a 3,650 no tratamento 18 (IBIQF 200 + Iharol na dose de 0,75 L ha⁻¹). Apesar de não terem diferido de vários outros tratamentos, Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, germinou apenas 0,003 estipes por escleródio e Trichodermil (*T. harzianum*) e não apresentou germinação de estipes, mostrando excelente inibição na germinação.

Para a fração 3, os melhores resultados foram com os tratamentos 3, 8, 10, 12, 21, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31. A testemunha apresentou 3,773 estipes por escleródio. Merecem destaque os tratamentos com Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, que não apresentaram germinação de estipes. Pode ser observado que os piores desempenhos (aqueles estatisticamente iguais à testemunha) em todas as frações foram sempre com produtos químicos, pois proporcionaram uma maior germinação de estipes, se comparados com os tratamentos biológicos.

Em determinados tratamentos (2, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 18, 19, 22 e 24), o tamanho do escleródio influenciou no número de estipes germinados. Nos tratamentos

2, 4, 5, 6, 7 e 11, não houve diferença estatística entre as frações 1 e 2, porém, os escleródios maiores germinaram mais estipes que os demais. Para os tratamentos 9, 18, 19, 22 e 24, as frações 2 e 3 se comportaram de maneira semelhante, germinando mais que os escleródios menores (fração 1). Já para os tratamentos 8 e 12, a fração que mais germinou foi a 2 (escleródios intermediários), sendo as frações 1 e 3 estatisticamente iguais.

Para a formação de apotécios, na fração 1, os tratamentos 1, 10, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 22, 23 e 24 foram os que resultaram em mais estruturas totalmente desenvolvidas. A testemunha atingiu 0,913 apotécios por escleródio. Na segunda fração, os piores desempenhos foram com os tratamentos 1, 18 e 22 (testemunha, IBIQF 200 + Iharol na dose de 0,75 L ha⁻¹ e Opus SC) que germinaram respectivamente, 1,440; 1,788 e 1,660 apotécios por escleródio. Destaque para Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que não apresentou formação de apotécios, ou seja, os estipes germinados foram todos inviáveis. Lembrando que Trichodremil (*T. harzianum*) não apresentou germinação de estipes, consequentemente, não houve formação de apotécios.

Na fração 3, a testemunha com uma germinação de 1,670 e o tratamento 2 (Cercobin) com 1,685 apotécios por escleródio foram os piores. Destaque para Sumilex (Procimidone), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato metílico), Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que não apresentou formação de apotécios, ou seja, os estipes germinados não apresentaram viabilidade. Lembrando que Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperelum*), Quality (*T. asperelum*), e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹ e a fração 3, não apresentaram germinação de estipes, logo, não houve formação de apotécios.

O tamanho do escleródio influenciou no número de apotécios formados nos tratamentos 1, 2, 6, 8, 11, 18 e 22. Nos tratamentos 2, 6 e 11, não houve diferença estatística entre as frações 1 e 2, porém, os escleródios maiores germinaram mais apotécios que os demais. Na testemunha, as frações 2 e 3 se comportaram de maneira semelhante, germinando mais que os escleródios menores. Já para os tratamentos 8, 18 e 22, os escleródios que mais germinaram foram os intermediários, sendo as frações 1 e 3 estatisticamente iguais.

Pode-se observar, através da Tabela 7, que tanto para germinação de estipes, como para formação de apotécios, os tratamentos representados por produtos biológicos

(25, 26, 27, 28, 30 e 31) se destacaram, sendo melhores que a testemunha, independentemente do tamanho do escleródio. Apesar dos produtos biológicos terem apresentado um grande incremento no número e área de escleródios, comparando-os de maneira geral com os tratamentos químicos na tabela abaixo, pode-se concluir que eles proporcionaram uma menor germinação. Justificativas para responder esta hipótese devem ser levantadas através de mais estudos.

Aparentemente, tanto a germinação de estipes como a formação de apotécios é pequena, contudo, Adams e Ayers (1979) afirmam que a presença de um único escleródio viável em cinco m² pode causar epidemia severa de mofo branco. Tomando como exemplo qualquer um dos tratamentos aplicados, levando em consideração a formação média de apotécios e o incremento do número de escleródios provenientes da colheita por hectare (Tabela 2), pode-se concluir que facilmente poderá ocorrer epidemia de mofo branco em uma área onde existem escleródios.

TABELA 7. Número médio de estipes germinados e apotécios formados por escleródio. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Germinação média de estipes por escleródio			Formação média de apotécios por escleródio		
	Fração 1	Fração 2	Fração 3	Fração 1	Fração 2	Fração 3
1 Testemunha	2,585 bA	2,920 cA	3,773 bA	0,913 bA	1,440 cB	1,670 cB
2 Cercobin	1,385 bA	1,005 aA	2,928 bB	0,100 aA	0,233 aA	1,685 cB
3 Sumilex	0,873 aA	0,828 aA	1,255 aA	0,098 aA	0,210 aA	0,000 aA
4 Frownicide	1,383 bA	0,640 aA	2,388 bB	0,320 aA	0,075 aA	0,203 aA
5 Verango + Aureo	0,270 aA	0,588 aA	2,425 bB	0,188 aA	0,193 aA	0,378 aA
6 BAS 54001 F	0,850 aA	0,248 aA	2,673 bB	0,333 aA	0,040 aA	0,935 bB
7 UBI 3129-00	1,058 aA	0,760 aA	2,770 bB	0,400 aA	0,210 aA	0,795 bA
8 UBI 3144-00	0,503 aA	1,608 bB	0,350 aA	0,190 aA	0,975 bB	0,000 aA
9 NTX 1700 Brotolom	+	0,590 aA	2,453 bB	2,058 bB	0,298 aA	1,030 bA
10 Carbomax Sialex	+	1,240 bA	0,778 aA	0,878 aA	0,795 bA	0,323 aA
11 IHF 44FLD	0,560 aA	1,365 aA	2,920 bB	0,150 aA	0,390 aA	0,938 bB
12 NTX 1700 Fluazinam	+	0,985 aA	1,833 bB	0,538 aA	0,285 aA	0,628 aA
13 A8779A	1,495 bA	2,280 bA	1,688 bA	0,350 aA	0,783 bA	0,450 aA

“...cont...”

“TABELA 7, Cont.”

14	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	0,983 aA	1,463 aA	1,733 bA	0,335 aA	0,655 aA	0,703 bA
15	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	1,063 aA	1,720 bA	1,790 bA	0,545 bA	1,028 bA	0,623 bA
16	IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	1,035 aA	1,590 bA	2,005 bA	0,518 bA	0,693 aA	1,100 bA
17	IBIQF 200 + Iharol	1,803 bA	2,078 bA	2,590 bA	0,650 bA	0,925 bA	1,250 bA
18	IBIQF 200 + Iharol	1,678 bA	3,650 cB	2,890 bB	0,620 bA	1,788 cB	1,165 bA
19	IBIQF 200 + Iharol	1,523 bA	2,795 cB	2,440 bB	0,628 bA	1,068 bA	1,143 bA
20	IBIQF 200 + Iharol	1,595 bA	2,135 bA	2,405 bA	0,933 bA	0,955 bA	1,050 bA
21	Frownicide 500 SC	1,148 bA	0,350 aA	0,743 aA	0,448 aA	0,215 aA	0,325 aA
22	Opus SC	1,448 bA	3,330 cB	2,890 bB	0,753 bA	1,660 cB	0,975 bA
23	Priori Xtra + Nimbus	1,398 bA	1,253 aA	1,923 bA	0,843 bA	0,630 aA	0,945 bA
24	Frownicide 500 SC	1,013 aA	2,148 bB	2,060 bB	0,508 bA	0,823 bA	1,188 bA
25	Trichodermil	0,443 aA	0,000 aA	0,000 aA	0,230 aA	0,000 aA	0,000 aA
26	Trichodermax	0,253 aA	0,498 aA	0,000 aA	0,140 aA	0,365 aA	0,000 aA
27	Quality	0,773 aA	0,645 aA	0,000 aA	0,403 aA	0,200 aA	0,000 aA
28	Brotolom	0,628 aA	0,863 aA	0,035 aA	0,360 aA	0,323 aA	0,000 aA
29	Frownicide + Cercobin	0,635 aA	0,393 aA	1,063 aA	0,393 aA	0,205 aA	0,095 aA
30	Biofac + Break thru (0,1%)	0,223 aA	0,003 aA	0,038 aA	0,098 aA	0,000 aA	0,000 aA
31	Biofac + Break thru (0,1%)	0,580 aA	0,518 aA	0,000 aA	0,313 aA	0,083 aA	0,000 aA

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna e maiúsculas na linha para a mesma variável diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Fração 1: Escleródios menores que 10 mesh; Fração 2: Escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh; Fração 3: Escleródios maiores que 6 mesh.

4.3.2 Viabilidade de escleródios e estipes

A Tabela 8 mostra a viabilidade dos escleródios na germinação de estipes e na formação de apotécios que apresentavam a capacidade de liberar ascósporos. Ocorreu interação significativa entre o tratamento e a fração dos escleródios, mostrando assim, que o tamanho influencia na viabilidade dos mesmos.

Pode ser observado que os produtos aplicados na condução da cultura influenciaram na posterior viabilidade dos escleródios, tanto na germinação dos estipes, como também na formação dos apotécios. Primeiramente, referindo-se à viabilidade dos escleródios menores que 10 mesh na germinação dos estipes, os tratamentos 3, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31 foram melhores que a testemunha, que apresentou 78,65 % de escleródios germinados. Merecem ser destacados os tratamentos 5, 8, 12 e 30 (Verango + Aureo, UBI 3144-00, NTX 1700 + Fluazinam e Biofac + Break thru (0,1%) na dose de 1L ha⁻¹), que apresentaram respectivamente, 18,75 %; 23,44 %; 21,88 % e 21,88 % de viabilidade nos escleródios (Tabela 8).

Na fração 2, os piores desempenhos foram para os tratamentos 1, 9, 14, 15, 17, 18, 19, 20 e 22, em que a viabilidade dos escleródios variou de 81,25 % a 97,92 %. Apesar de não terem diferido de vários outros tratamentos (2, 3, 4, 5, 6, 7, 10, 21, 26, 27, 28, 29 e 31), Trichodermil (*T. harzianum*) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹ (tratamentos 25 e 30), apresentaram apenas 0 e 6,25 % de escleródios viáveis, respectivamente.

Nos escleródios maiores que 6 mesh, os tratamentos 11, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 22, 23 e 24, foram piores que a testemunha, que apresentou uma viabilidade de escleródios na germinação de estipes de 62,50 %. Os tratamentos 3, 8, 10, 12, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31 foram superiores à testemunha, destacando Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*), e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, que não germinaram estipes (0% de viabilidade dos escleródios) e Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que apresentaram viabilidade em apenas 3,13 % dos escleródios.

O tamanho dos escleródios influenciou na viabilidade dos mesmos para a germinação de estipes nos tratamentos 2, 5, 6, 8, 9, 10, 11, 12, 27, 28 e 31. Os tratamentos 8, 9 e 12 apresentaram maior viabilidade nos escleródios intermediários (fração 2), enquanto que nos tratamentos 2 e 6, esta fração apresentou menor porcentagem de germinação. Nos tratamentos 5 e 11, os escleródios maiores (fração 3)

apresentaram maior germinação. Já para os tratamentos 27, 28 e 31 (produtos biológicos), aconteceu o contrário, os escleródios menores (frações 1 e 2) apresentaram maior viabilidade. No tratamento 10, a fração 1 apresentou germinação superior às demais.

Em relação à viabilidade dos escleródios na formação de apotécios, na fração 1, os tratamentos 10, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23 e 24 foram estatisticamente semelhantes à testemunha que apresentou 54,69 % de germinação. Apesar de não diferirem de vários outros tratamentos merecem destaque: Cercobin (Tiofanato metílico), Sumilex (Procimidone), NTX 1700 + Fluazinam (Carbendazin + Fluazinan) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹ (tratamentos 2, 3, 12 e 30, respectivamente), que apresentaram viabilidade abaixo de 10 % (Tabela 8).

Para a segunda fração, os tratamentos que apresentaram resultados semelhantes à testemunha foram 8, 9, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 22, 23 e 24, sendo que a viabilidade daquela foi de 72,40 %. Vários tratamentos apresentaram germinação abaixo de 10 %: 2, 4, 5, 6, 7, 25, 30 e 31. Destaque para Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que não apresentou formação de apotécios, ou seja, os estipes foram inviáveis. Lembrando que no tratamento com Trichodermil (*T. harzianum*), não houve germinação de estipes, consequentemente, a formação de apotécios também foi 0%.

Na fração 3, os tratamentos 14, 16, 17, 18, 19, 22, 23 e 24 foram piores que a testemunha, com a viabilidade dos escleródios na formação de apotécios variando de 54,17 % a 72,92%. Os tratamentos 3, 8, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31 foram melhores que a testemunha e merecem ser destacados. Sumilex (Procimidone), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato metílico), Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, não apresentaram formação de apotécios (escleródios totalmente inviáveis). E ressalva aos tratamentos com Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, que não germinaram estipes, consequentemente, também não formaram apotécios (Tabela 8).

A viabilidade dos escleródios na formação de apotécios foi influenciada pelo tamanho dos mesmos nos tratamentos 2, 8, 9, 10 e 31. Nos tratamentos 8 e 9, a maior diferenciação de apotécios ocorreu nos escleródios maiores que 10 mesh e menores que

6 mesh (fração 2). No tratamento 2, os escleródios maiores que seis mesh (fração 3) tiveram percentual superior às demais. Entretanto, nos tratamentos 10 e 31, a situação foi inversa, sendo a maior viabilidade encontrada nos escleródios menores que 10 mesh (fração 1). Tanto na germinação de estipes como na formação de apotécios, pode ser notada uma tendência de maior viabilidade para os escleródios menores.

Mais uma vez, pode ser observado o bom desempenho dos produtos biológicos. A viabilidade de seus escleródios, tanto na germinação dos estipes, como na formação dos apotécios, não ultrapassou 50 %. Apesar de terem propiciado a formação de grande número de escleródios no campo, a viabilidade dos mesmos nas condições em que o experimento foi conduzido foi baixa. Independentemente da fração, seus resultados foram sempre estatisticamente superiores aos da testemunha.

TABELA 8. Média percentual de escleródios viáveis na germinação de estipes e na formação de apotécios. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Percentual de escleródios que germinaram estipes			Percentual de escleródios que formaram apotécios		
	Fração 1	Fração 2	Fração 3	Fração 1	Fração 2	Fração 3
1 Testemunha	78,65 bA	96,36 cA	62,50 bA	54,69 bA	72,40 bA	41,67 bA
2 Cercobin	87,50 bB	40,63 aA	65,63 bB	6,25 aA	7,81 aA	43,75 bB
3 Sumilex	28,13 aA	39,06 aA	20,31 aA	9,38 aA	12,50 aA	0,00 aA
4 Frownicide	60,94 bA	29,69 aA	51,56 bA	18,75 aA	3,13 aA	14,06 aA
5 Verango + Aureo	18,75 aA	25,00 aA	57,81 bB	15,63 aA	7,81 aA	7,81 aA
6 BAS 54001 F	50,00 aB	12,50 aA	64,06 bB	23,44 aA	4,69 aA	39,06 bA
7 UBI 3129-00	40,63 aA	23,44 aA	56,25 bA	15,63 aA	4,69 aA	18,75 aA
8 UBI 3144-00	23,44 aA	70,31 bB	21,88 aA	12,50 aA	43,75 bB	0,00 aA
9 NTX 1700 Brotolom	+	40,63 aA	90,63 cB	43,75 bA	25,00 aA	57,81 bB
10 Carbomax Sialex	+	65,63 bB	32,81 aA	28,25 aA	53,13 bB	18,75 aA
11 IHF 44FLD		35,94 aA	56,25 bA	81,25 cB	12,50 aA	23,44 aA
12 NTX 1700 Fluazinam	+	21,88 aA	62,50 bB	20,31 aA	7,81 aA	31,25 aA
13 A8779A		56,25 bA	68,75 bA	51,56 bA	14,06 aA	37,50 aA

“...cont..”

“TABELA 8, Cont.”

14	IBIQF 200	+						
	Frownicide 500 SC	+	64,58 bA	87,50 cA	60,42 bA	39,59 bA	66,67 bA	54,17 cA
	Opus SC + Iharol							
15	IBIQF 200	+						
	Frownicide 500 SC	+	75,00 bA	81,25 cA	72,92 cA	64,58 bA	72,92 bA	50,00 bA
	Opus SC + Iharol							
16	IBIQF 200	+						
	Frownicide 500 SC	+	70,83 bA	70,83 bA	75,00 cA	52,08 bA	54,17 bA	64,59 cA
	Opus SC + Iharol							
17	IBIQF 200	+	81,25 bA	89,59 cA	81,25 cA	50,00 bA	66,67 bA	58,33 cA
	Iharol							
18	IBIQF 200	+	87,50 bA	97,92 cA	89,58 cA	60,42 bA	89,58 bA	66,67 cA
	Iharol							
19	IBIQF 200	+	79,17 bA	95,84 cA	79,17 cA	54,17 bA	60,42 bA	70,84 cA
	Iharol							
20	IBIQF 200	+	70,84 bA	83,33 cA	75,00 cA	60,42 bA	62,50 bA	52,09 bA
	Iharol							
21	Frownicide 500		54,17 bA	31,25 aA	43,75 bA	37,50 bA	29,17 aA	31,25 bA
	SC							
22	Opus SC		70,83 bA	97,92 cA	77,08 cA	62,50 bA	72,92 bA	58,34 cA
23	Priori Xtra	+	75,00 bA	70,83 bA	85,42 cA	62,50 bA	56,25 bA	72,92 cA
	Nimbus							
24	Frownicide 500		56,25 bA	68,75 bA	75,00 cA	43,75 bA	47,92 bA	64,58 cA
	SC							
25	Trichodermil		29,69 aA	0,00 aA	0,00 aA	18,75 aA	0,00 aA	0,00 aA
26	Trichodermax		26,56 aA	28,13 aA	0,00 aA	15,63 aA	21,88 aA	0,00 aA
27	Quality		42,19 aB	32,81 aB	0,00 aA	31,25 aA	14,06 aA	0,00 aA
28	Brotolom		37,50 aB	34,38 aB	3,13 aA	26,56 aA	15,63 aA	0,00 aA
29	Frownicide	+	39,06 aA	29,69 aA	25,00 aA	31,25 aA	12,50 aA	5,13 aA
	Cercobin							
30	Biofac + Break		21,88 aA	6,25 aA	3,13 aA	4,69 aA	0,00 aA	0,00 aA
	thru (0,1%)							
31	Biofac + Break		45,31 aB	26,56 aB	0,00 aA	31,25 aB	6,25 aA	0,00 aA
	thru (0,1%)							

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna e maiúsculas na linha para a mesma variável diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Fração 1: Escleródios menores que 10 mesh; Fração 2: Escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh; Fração 3: Escleródios maiores que 6 mesh.

Esta viabilidade de escleródios pode ainda ser influenciada pelo sistema de plantio adotado na área. Gorgen (2009) afirma que o uso de palhada sobre o solo no sistema de plantio direto reduz consideravelmente, tanto o número total de apotécios

formados, como o número de apotécios formados por escleródio. Lembrando que, no presente trabalho, os produtos foram aplicados na planta - não no solo - e que os escleródios utilizados foram obtidos a partir da trilha da planta, assim tais condições poderão influenciar a viabilidade dos mesmos em campo, não nos resultados obtidos no experimento.

Nem todos os estipes que germinaram se diferenciaram em apotécios, - local este onde estão inseridos as ascas e os ascósporos, que são as estruturas propagativas e reprodutivas - uma porcentagem morreram antes desta diferenciação (FIGURA 4). A Tabela 9 apresenta a viabilidade dos estipes através da porcentagem dos mesmos que se transformaram em apotécios. Esta informação é de grande importância, pois são os ascósporos liberados pelos apotécios que disseminam a doença a campo. Provavelmente, os tratamentos aplicados no campo podem ter deixado resíduos que influenciaram diretamente nesta variável. Nem sempre os trabalhos científicos trazem de maneira detalhada esta viabilidade, pois um alto percentual de germinação de estipes não significa necessariamente em uma grande formação de apotécios.



FIGURA 4. Ascas e ascósporos de *Sclerotinia sclerotiorum* provenientes da germinação carpogênica dos escleródios.

A viabilidade dos estipes da testemunha, na fração 1, foi de 35,35%. Apesar de não terem diferido estatisticamente de vários outros tratamentos (4, 5, 6, 7, 8, 11, 12, 13 e 30) que também foram melhores que a testemunha, merecem destaque Cercobin (Tiofanato metílico) e Sumilex (Procimidone), que apresentaram viabilidade de estipes inferior a 10 %. Na fração 2, vários tratamentos (2, 3, 4, 5, 6, 7, 11, 25, 27, 28, 29, 30 e

31) foram superiores à testemunha, que apresentou 48,03 % dos estípites viáveis. Ressaltando que *Trichodermil* (*T. harzianum*) não apresentou germinação de estípites e destacando o ótimo desempenho de Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que apresentou estípites com 0 % de viabilidade.

TABELA 9. Média percentual de estípites viáveis e de escleródios que deram origem a apotécios a partir dos escleródios que haviam germinado estípites. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Percentual de estípites viáveis			Percentual de escleródios que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estípites		
	Fração 1	Fração 2	Fração 3	Fração 1	Fração 2	Fração 3
1 Testemunha	35,35 bA	48,03 bA	43,78 bA	72,83 bA	74,89 cA	71,23 bA
2 Cercobin	8,72 aA	12,58 aA	55,42 bB	7,88 aA	12,50 aA	67,27 bB
3 Sumilex	7,23 aA	14,00 aA	0,00 aA	18,75 aA	19,44 aA	0,00 aA
4 Frownicide	17,81 aA	10,27 aA	13,18 aA	21,84 aA	7,74 aA	20,68 aA
5 Verango + Aureo	17,49 aA	23,99 aA	25,01 bA	20,83 aA	20,24 aA	13,75 aA
6 BAS 54001 F	29,24 aA	24,00 aA	34,75 bA	37,50 aA	41,67 bA	54,17 bA
7 UBI 3129-00	22,71 aA	19,04 aA	21,45 aA	25,00 aA	14,58 aA	25,57 aA
8 UBI 3144-00	21,51 aA	35,69 bA	0,00 aA	26,14 aA	43,75 bA	0,00 aA
9 NTX 1700 Brotolom	+	37,78 bA	40,52 bA	19,48 aA	32,47 aA	61,77 cA
10 Carbomax Sialex	+	62,99 bA	38,61 bA	45,10 bA	79,76 bA	46,43 bA
11 IHF 44FLD		13,44 aA	21,24 aA	33,22 bA	18,18 aA	31,73 bA
12 NTX 1700 Fluazinam	+	16,44 aA	36,33 bA	12,89 aA	13,89 aA	46,92 bA
13 A8779A		13,76 aA	40,79 bA	25,00 bA	15,00 aA	53,62 cA
14 IBIQF 200 Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol		36,83 bA	46,79 bA	43,31 bA	62,51 bA	76,80 cA
						91,25 bA
15 IBIQF 200 Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol		52,84 bA	57,71 bA	35,72 bA	85,63 bA	90,25 cA
						67,10 bA
16 IBIQF 200 Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol		51,94 bA	45,49 bA	54,94 bA	73,54 bA	76,79 cA
						85,57 bA

“...cont..”

“TABELA 9, Cont.”

17	IBIQF 200 Iharol	+	37,92 bA	41,93 bA	46,69 bA	61,88 bA	75,00 cA	70,28 bA
18	IBIQF 200 Iharol	+	38,47 bA	49,23 bA	41,75 bA	69,32 bA	91,67 cA	75,65 bA
19	IBIQF 200 Iharol	+	42,37 bA	40,63 bA	47,05 bA	67,50 bA	62,88 cA	89,45 bA
20	IBIQF 200 Iharol	+	56,91 bA	46,60 bA	44,92 bA	85,07 bA	74,95 cA	70,32 bA
21	Frownicide 500 SC		38,32 bA	62,28 bA	38,91 bA	67,50 bA	93,75 cA	66,78 bA
22	Opus SC		51,20 bA	49,67 bA	32,28 bA	89,45 bA	74,81 cA	75,07 bA
23	Priori Xtra Nimbus	+	60,56 bA	49,98 bA	43,58 bA	82,92 bA	78,54 cA	85,92 bA
24	Frownicide 500 SC		50,24 bA	43,13 bA	57,11 bA	78,93 bA	73,89 cA	85,68 bA
25	Trichodermil		40,36 bB	0,00 aA	0,00 aA	45,71 aB	0,00 aA	0,00 aA
26	Trichodermax		37,25 bB	36,67 bB	0,00 aA	40,63 aB	38,89 bB	0,00 aA
27	Quality		40,43 bB	18,81 aA	0,00 aA	59,66 bB	20,24 aA	0,00 aA
28	Brotolom		50,98 bB	17,65 aA	0,00 aA	64,29 bB	19,23 aA	0,00 aA
29	Frownicide Cercobin	+	39,64 bA	24,39 aA	2,30 aA	50,86 bB	15,39 aA	20,52 aA
30	Biofac + Break thru (0,1%)		20,75 aA	0,00 aA	0,00 aA	10,56 aA	0,00 aA	0,00 aA
31	Biofac + Break thru (0,1%)		34,90 bB	5,66 aA	0,00 aA	48,22 bB	10,00 aA	0,00 aA

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna e maiúsculas na linha para a mesma variável diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Fração 1: Escleródios menores que 10 mesh; Fração 2: Escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh; Fração 3: Escleródios maiores que 6 mesh.

Na fração 3, a viabilidade dos estípes da testemunha foi 43,78 %, sendo que Frownicide 500 SC (Fluazinan) atingiu 57,11 %, todavia, não diferiu da mesma. Os melhores tratamentos foram 3, 4, 7, 8, 9, 12, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31. Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperelum*), Quality (*T. asperelum*), e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, não haviam apresentado germinação. Ótimo desempenho para os tratamentos Sumilex (Procimidone), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato metílico), Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹ (3 e 8, 29 e 30, respectivamente), que apresentaram estípes

totalmente inviáveis e para Frownicide + Cercobin (Fluazinan + Tiofanato metílico), que apresentou viabilidade em apenas 2,30 % dos estipes.

O percentual de estipes viáveis foi influenciado pelo tamanho dos escleródios que lhes deram origem apenas nos tratamentos 2, 25, 26, 27, 28 e 31. Com exceção ao tratamento 2 (Cercobin), em que os estipes oriundos dos escleródios maiores (fração 3) foram mais viáveis, para os demais tratamentos seguiu-se a tendência inversa. Os estipes germinados a partir dos escleródios da fração 1 (menores) apresentaram maior viabilidade que os demais (oriundos das frações 2 e 3). No tratamento 26 (Trichodermax), os estipes dos escleródios intermediários apresentaram viabilidade semelhante aos da fração 1 e não aos maiores, seguindo assim a mesma tendência acima citada.

A Tabela 8 mostra o percentual de escleródios que germinaram estipes e ainda o percentual que resultou em apotécios. A segunda parte da tabela 9 apresenta a relação desta viabilidade, ou seja, a porcentagem de escleródios que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estipes.

Na primeira fração, os tratamentos 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 25, 26 e 30 apresentaram melhor desempenho que a testemunha. Nestes tratamentos, a viabilidade dos escleródios que haviam germinados estipes na formação de apotécios variou de 7,88 % a 45,71 %, com Cercobin (Tiofanato metílico) e Trichodermil (*T. harzianum*), respectivamente. A testemunha apresentou 72,83 %, e apesar de não ter diferido estatisticamente da mesma, o pior desempenho foi com Opus SC (Epoxiconazol) atingindo 89,45 %.

Na fração 2, os melhores tratamentos foram 2, 3, 4, 5, 7, 25, 27, 27, 29, 30 e 31. Destaque para Frownicide (Fluazinan), em que apenas 7,74 % dos escleródios que haviam germinado estipes resultaram em apotécios formados para a liberação dos ascósporos. A testemunha, nesta fração, apresentou 74,89 % de viabilidade. Ressaltando que Trichodermil (*T. harzianum*) não apresentou germinação de estipes e que Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, apresentaram escleródios com 0 % de viabilidade na formação dos apotécios.

Com os escleródios maiores que seis mesh, os tratamentos 3, 4, 5, 7, 8, 9, 12, 13, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31 foram melhores que a testemunha. Destaque para os tratamentos com Verango + Aureo (Fluopyran) e NTX 1700 + Fluazinam (Carbendazin + Fluazinan) em que a viabilidade dos escleródios que haviam germinados estipes na formação de apotécios foi inferior a 15 %. Os tratamentos Trichodermil (*T. harzianum*),

Trichodermax (*T. asperelum*), Quality (*T. asperelum*) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, não apresentaram germinação de estipes e Sumilex (Procimidone), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato), Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, apresentaram 0 % de viabilidade nos escleródios que haviam germinados estipes na formação de apotécios.

A fração de tamanho influenciou na viabilidade dos escleródios que apresentaram germinação de estipes para a formação dos apotécios nos tratamentos 2, 25, 26, 27, 28, 29 e 31. No tratamento com Cercobin (Tiofanato metílico), a maior viabilidade se deu com os escleródios maiores que 6 mesh. Todavia, para os demais tratamentos, os escleródios menores apresentaram maior viabilidade. Isto significa que uma maior porcentagem dos escleródios menores que haviam germinados estipes originou apotécios, quando comparados com os escleródios maiores.

4.3.3 Número máximo de estipes e apotécios por escleródio

A Tabela 10 mostra o número máximo de estipes e de apotécios formados a partir de um único escleródio. Houve interação significativa entre tratamento e fração, confirmando que o tamanho influencia no número máximo de estipes e de apotécios que podem ser originados a partir de um escleródio.

O número máximo de estipes germinados a partir de um único escleródio não apresentou diferença estatística para as duas menores dimensões de tamanho (frações 1 e 2), apesar de uma variação considerável. Na fração 1, a germinação variou de 0,75 no tratamento 5 (Verango + Aureo) a 7,00 estipes em um escleródio na testemunha e no tratamento 2 (Cercobin). Com os escleródios intermediários (fração 2), a variação foi de 0 com Trichodermil (*T. harzianum*) (não apresentou germinação) a 14,75 estipes em um único escleródio com NTX 1700 + Brotolom (Carbendazin + Lignosulfonato).

Na fração 3, o pior desempenho foi para o tratamento 7 (UBI 3129-00), que apresentou uma germinação máxima de 30,25 estipes em um único escleródio, inclusive, sendo pior que a testemunha. Frownicide (Fluazinan) e testemunha obtiveram resultados semelhantes, germinando 22,25 e 21,50 estipes em um escleródio, respectivamente. Os melhores tratamentos foram Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperelum*), Quality (*T. asperelum*) e Biofac + Break thru (0,1%)

(fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, que não apresentaram germinação, e Brotolom (Lignosulfonato) com germinação máxima de 2,25 estipes por escleródio.

O número máximo de estipes germinados em um único escleródio foi influenciado pela fração de tamanho apenas nos tratamentos 1, 4, 5, 6, 7, 9, 11 e 30. Obviamente, os escleródios maiores que 6 mesh (fração 3) apresentaram maior germinação, quando comparados com as frações de tamanhos inferiores (1 e 2). Exceção feita somente ao tratamento 9 (NTX 1700 + Brotolom), em que os escleródios intermediários (fração 2) apresentaram germinação semelhante aos maiores (fração 3), e não aos menores como nos demais tratamentos.

A variável número máximo de apotécios formados por escleródio não apresentou diferença estatística na fração 1. A germinação máxima variou de 0,75 com Verango + Aureo (Fluopyran) e IHF 44FLD (Fluazinam + Tiofanato metílico) (tratamentos 5 e 11) a 5,50 apotécios por escleródio na testemunha. Na fração 2, vários tratamentos foram superiores à testemunha (2, 3, 4, 5, 6, 8, 10, 21, 25, 26, 27, 28, 29, 30 e 31), que apresentou uma germinação de 6,50 apotécios em um único escleródio. Destaque para Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que não apresentou formação de apotécios e para Trichodermil (*T. harzianum*), que não apresentou germinação de estipes.

Nos escleródios maiores que 6 mesh, os tratamentos 2, 7, 11, 16, 17, 18, 20 e 22 foram estatisticamente iguais à testemunha, que apresentou germinação máxima de 7,50 apotécios por escleródio. Dentre os vários tratamentos que foram melhores em relação à testemunha, merecem ser destacados Sumilex (Procimidone), UBI 3144-00 (Oxibarboxim + Tiofanato), Brotolom (Lignosulfonato) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado de *Penicillium* spp.), na dose de 1L ha⁻¹, que não apresentaram formação de apotécios e para Trichodermil (*T. harzianum*), Trichodermax (*T. asperellum*), Quality (*T. asperellum*) e Biofac + Break thru (0,1%) (fermentado a base de *Penicillium* spp.), na dose de 2L ha⁻¹, que não apresentaram germinação de estipes.

O tamanho dos escleródios influenciou na máxima germinação de apotécios somente nos tratamentos 2, 6, 7, 9, 11, 18 e 22. Podem ser observados dois comportamentos. Nos tratamentos 2, 6, 7 e 11, os escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh (fração 2) apresentaram germinação semelhante aos menores (fração 1) e, portanto, inferior aos maiores (fração 3). Já para os tratamentos 9, 18 e 22, a germinação dos escleródios da fração 2 foi superior aos menores e semelhante aos da fração 3 (maiores que 6 mesh).

TABELA 10. Número médio máximo de estipes germinados e de apotécios formados a partir de um único escleródio. Uberlândia, 2013.

Tratamento	Número máximo de estipes por escleródio			Número máximo de apotécios por escleródio		
	Fração 1	Fração 2	Fração 3	Fração 1	Fração 2	Fração 3
1 Testemunha	7,00 aA	10,75 aA	21,50 dB	5,50 aA	6,50 bA	7,50 cA
2 Cercobin	7,00 aA	6,75 aA	12,75 cA	2,00 aA	2,00 aA	11,75 cB
3 Sumilex	5,25 aA	7,00 aA	12,75 cA	1,00 aA	2,00 aA	0,00 aA
4 Frownicide	6,50 aA	4,50 aA	22,25 dB	2,75 aA	2,00 aA	0,75 aA
5 Verango + Aureo	0,75 aA	5,75 aA	16,75 cB	0,75 aA	1,50 aA	2,75 aA
6 BAS 54001 F	4,75 aA	4,75 aA	13,75 cB	1,75 aA	0,75 aA	6,75 bB
7 UBI 3129-00	4,75 aA	7,75 aA	30,25 eB	2,75 aA	4,00 bA	7,75 cB
8 UBI 3144-00	3,75 aA	7,00 aA	6,00 bA	2,25 aA	3,25 aA	0,00 aA
9 NTX 1700 + Brotolom	3,00 aA	14,75 aB	10,50 bB	1,50 aA	5,25 bB	6,75 bB
10 Carbomax Sialex	5,25 aA	7,50 aA	7,50 bA	3,50 aA	2,75 aA	5,75 bA
11 IHF 44FLD	3,00 aA	8,75 aA	16,00 cB	0,75 aA	4,00 bA	10,50 cB
12 NTX 1700 + Fluazinam	4,75 aA	7,50 aA	5,00 bA	3,50 aA	4,50 bA	1,75 aA
13 A8779A	5,50 aA	13,00 aA	11,75 bA	2,50 aA	5,00 bA	4,75 bA
14 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	5,75 aA	6,50 aA	8,25 bA	2,75 aA	6,00 bA	6,25 bA
15 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	3,25 aA	5,25 aA	5,50 bA	2,75 aA	3,75 bA	4,75 bA
16 IBIQF 200 + Frownicide 500 SC + Opus SC + Iharol	3,75 aA	7,50 aA	8,25 bA	3,50 aA	4,75 bA	7,75 cA
17 IBIQF 200 + Iharol	6,25 aA	7,75 aA	9,00 bA	3,75 aA	5,00 bA	7,75 cA
18 IBIQF 200 + Iharol	5,50 aA	8,50 aA	10,00 bA	3,50 aA	8,00 bB	8,50 cB
19 IBIQF 200 + Iharol	5,25 aA	10,75 aA	9,75 bA	4,00 aA	5,75 bA	7,00 bA

“...cont..”

“TAB. 10, Cont.”

20	IBIQF 200 + Iharol	6,00 aA	6,50 aA	8,75 bA	5,00 aA	4,50 bA	7,25 cA
21	Frownicide 500 SC	6,75 aA	2,75 aA	5,25 bA	3,75 aA	2,75 aA	4,00 bA
22	Opus SC	5,50 aA	9,50 aA	10,00 bA	3,75 aA	8,00 bB	8,50 cB
23	Priori Xtra + Nimbus	5,50 aA	5,75 aA	7,50 bA	3,75 aA	4,25 bA	4,75 bA
24	Frownicide 500 SC	4,50 aA	9,75 aA	7,50 bA	3,25 aA	7,25 bA	6,25 bA
25	Trichodermil	2,50 aA	0,00 aA	0,00 aA	2,25 aA	0,00 aA	0,00 aA
26	Trichodermax	2,00 aA	2,25 aA	0,00 aA	1,00 aA	2,25 aA	0,00 aA
27	Quality	4,50 aA	4,25 aA	0,00 aA	2,75 aA	2,50 aA	0,00 aA
28	Brotolom	4,25 aA	3,50 aA	2,25 aA	3,00 aA	1,25 aA	0,00 aA
29	Frownicide + Cercobin	3,25 aA	2,25 aA	8,25 bA	2,00 aA	1,00 aA	0,75 aA
30	Biofac + Break thru (0,1%)	2,00 aA	1,50 aA	13,75 cB	1,50 aA	0,00 aA	0,00 aA
31	Biofac + Break thru (0,1%)	3,25 aA	4,50 aA	0,00 aA	2,25 aA	2,50 aA	0,00 aA

Médias seguidas de letras distintas minúsculas na coluna e maiúsculas na linha para a mesma variável diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5 % de probabilidade.

Fração 1: Escleródios menores que 10 mesh; Fração 2: Escleródios maiores que 10 mesh e menores que 6 mesh; Fração 3: Escleródios maiores que 6 mesh.

4.3.4 Parasitismo dos escleródios por antagonistas

O parasitismo por antagonistas, especialmente *Trichoderma* sp., foi insignificante, não sendo suficiente para justificar a pequena viabilidade apresentada pelos escleródios provenientes dos tratamentos biológicos, tanto na germinação dos estipes, como na formação de apotécios. Todavia, deve ser ressaltado que os escleródios foram obtidos a partir da parte aérea da planta e não do solo.

4.4 Correlações entre as variáveis de campo e de laboratório

A Tabela 11 mostra os índices de correlação entre as variáveis de campo (AACPD da incidência de mofo branco, AACPD da severidade de mofo branco, AACPD do índice de mofo branco, massa de escleródios, produtividade e peso de mil

grãos) com as diversas variáveis que foram avaliadas em laboratório durante os trabalhos de quantificação, germinação miceliogênica e germinação carpogênica dos escleródios.

TABELA 11- Correlação entre as variáveis provenientes do campo com as variáveis obtidas em laboratório. Uberlândia, 2013.

Correlação de Pearson						
Variável	AACINC	AACSEV	AACIND	PESC	PROD	PMG
NUMESC	0,763 **	0,675 **	0,706 **	0,842 **	-0,426 **	-0,452 **
AREESC	0,756 **	0,653 **	0,687 **	0,829 **	-0,437 **	-0,475 **
1AV F1	0,149	0,133	0,190 *	0,134	-0,119	-0,235 **
1AV F2	0,016	0,051	0,131	0,052	-0,216 *	-0,251 **
1AV F3	0,135	0,113	0,173	0,129	-0,244 **	-0,340 **
2AV F1	0,240 **	0,045	0,275 **	0,233 **	-0,401 **	-0,478 **
2AV F2	0,144	0,110	0,248 **	0,232 **	-0,467 **	-0,417 **
2AV F3	0,266 **	0,195 *	0,336 **	0,359 **	-0,564 **	-0,556 **
3AV F1	0,302 **	0,128	0,324 **	0,316 **	-0,587 **	-0,542 **
3AV F2	0,177 *	0,123	0,264 **	0,232 **	-0,528 **	-0,482 **
3AV F3	0,340 **	0,221 *	0,353 **	0,446 **	-0,712 **	-0,650 **
4AV F1	0,318 **	0,093	0,296 **	0,358 **	-0,667 **	-0,605 **
4AV F2	0,221 *	0,110	0,266 **	0,284 **	-0,628 **	-0,511 **
4AV F3	0,410 **	0,297 **	0,416 **	0,482 **	-0,686 **	-0,640 **
CAREST F1	-0,106	-0,088	-0,001	-0,062	-0,091	0,003
CAREST F2	-0,222 *	-0,096	-0,105	-0,127	-0,125	0,010
CAREST F3	-0,266 **	-0,140	-0,145	-0,240 **	0,129	0,223 *
CARAPO F1	-0,130	-0,142	-0,047	-0,034	-0,251 **	-0,131
CARAPO F2	-0,178 *	-0,064	-0,055	-0,072	-0,183 *	-0,051
CARAPO F3	-0,230 *	-0,161	-0,111	-0,201 *	-0,067	0,087
ESCCES F1	-0,244 **	-0,212 *	-0,165	-0,111	-0,127	0,051
ESCCES F2	-0,290 **	-0,207 *	-0,170	-0,209 *	-0,167	-0,016
ESCCES F3	-0,472 **	-0,371 **	-0,338 **	-0,434 **	0,028	0,226 *
ESCCAP F1	-0,211 *	-0,232 **	-0,134	-0,077	-0,340 **	-0,158
ESCCAP F2	-0,273 **	-0,224 *	-0,129	-0,179 *	-0,290 **	-0,080

“...cont...”

“CONTINUA”

ESCCAP F3	-0,375 **	-0,338 **	-0,243 **	-0,307 **	-0,198 *	0,051
VIAEST F1	-0,091	-0,181 *	-0,089	0,027	-0,314 **	-0,257 **
VIAEST F2	-0,326 **	-0,269 **	-0,203 *	-0,234 **	-0,141	0,011
VIAEST F3	-0,400 **	-0,376 **	-0,280 **	-0,377 **	-0,057	0,162
VIAESC F1	-0,125	-0,193 *	-0,075	0,011	-0,389 **	-0,294 **
VIAESC F2	-0,380 **	-0,340 **	-0,227 *	-0,269 **	-0,221 *	-0,014
VIAESC F3	-0,394 **	-0,374 **	-0,249 **	-0,328 **	-0,163	0,093
NUMAES F1	-0,157	-0,120	-0,096	-0,081	0,022	0,024
NUMAES F2	-0,190 *	-0,055	-0,104	-0,238 **	0,145	0,236 **
NUMAES F3	-0,060	0,016	-0,031	-0,154	0,252 **	0,259 **
NUMAAP F1	-0,099	-0,132	-0,021	-0,003	-0,215 *	-0,156
NUMAAP F2	-0,259 **	-0,140	-0,129	-0,130	-0,137	0,010
NUMAAP F3	-0,301 **	-0,190 *	-0,184 *	-0,264 **	0,076	0,251 **

** A correlação é significativa no nível 0,01. * A correlação é significativa no nível 0,05.

Abreviações - AACINC: Área Abaixo da Curva de Progresso da Doença (AACPD) da incidência de mofo branco; AACSEV: AACPD da severidade de mofo branco; AACIND: AACPD do índice de mofo branco; MESC: Massa de escleródios; PROD: Produtividade; PMG: Peso de mil grãos; NUMESC: Número de escleródios; AREESC: Área superficial de escleródios; 1AV F1: % de germinação miceliogênica na primeira avaliação (24 horas) na fração 1; 1AV F2: % de germinação miceliogênica na primeira avaliação (24 horas) na fração 2; 1AV F3: % de germinação miceliogênica na primeira avaliação (24 horas) na fração 3; 2AV F1: % de germinação miceliogênica na segunda avaliação (48 horas) na fração 1; 2AV F2: % de germinação miceliogênica na segunda avaliação (48 horas) na fração 2; 2AV F3: % de germinação miceliogênica na segunda avaliação (48 horas) na fração 3; 3AV F1: % de germinação miceliogênica na terceira avaliação (72 horas) na fração 1; 3AV F2: % de germinação miceliogênica na terceira avaliação (72 horas) na fração 2; 3AV F3: % de germinação miceliogênica na terceira avaliação (72 horas) na fração 3; 4AV F1: % de germinação miceliogênica na quarta avaliação (96 horas) na fração 1; 4AV F2: % de germinação miceliogênica na quarta avaliação (96 horas) na fração 2; 4AV F3: % de germinação miceliogênica na quarta avaliação (96 horas) na fração 3; CAREST F1: Germinação média de estipes por escleródio na fração 1; CAREST F2: Germinação média de estipes por escleródio na fração 2; CAREST F3: Germinação média de estipes por escleródio na fração 3; CARAPO F1: Formação média de apotécios por escleródio na fração 1; CARAPO F2: Formação média de apotécios por escleródio na fração 2; CARAPO F3: Formação média de apotécios por escleródio na fração 3; ESCCES F1: % de escleródios que germinaram estipes na fração 1; ESCCES F2: % de escleródios que germinaram estipes na fração 2; ESCCES F3: % de escleródios que germinaram estipes na fração 3; ESCCAP F1: % de escleródios que formaram apotécios na fração 1; ESCCAP F2: % de escleródios que formaram apotécios na fração 2; ESCCAP F3: % de escleródios que formaram apotécios na fração 3; VIAEST F1: % de estipes viáveis na fração 1; VIAEST F2: % de estipes viáveis na fração 2; VIAEST F3: % de estipes viáveis na fração 3; VIAESC F1: % de escleródios que deram origem a apotécios a partir dos escleródios que haviam germinado estipes na fração 1; VIAESC F2: % de escleródios que deram origem a apotécios a partir dos escleródios que haviam germinado estipes na fração 2; VIAESC F3: % de escleródios que deram origem a apotécios a partir dos escleródios que haviam germinado estipes na fração 3; NUMAES F1: Número máximo de estipes germinados por escleródio na fração 1; NUMAES F2: Número máximo de estipes germinados por escleródio na fração 2; NEMAES F3: Número máximo de estipes germinados por escleródio na fração 3; NUMAAP F1: Número máximo de apotécios formados por escleródio na fração 1; NUMAAP F2: Número máximo de apotécios formados por escleródio na fração 2; NUMAAP F3: Número máximo de apotécios formados por escleródio na fração 3.

São observados na parte superior da Tabela 11 altos índices de correlação significativa entre as variáveis de campo com número e área de escleródio, o que é facilmente explicado. A correlação de número e área é diretamente proporcional com a doença no campo (AACPD de incidência, severidade e índice) e com a massa de escleródios, ou seja, quanto mais doença é apresentada em campo maior será o incremento de escleródios na área. E, inversamente proporcional com produtividade e peso de mil grãos, ou seja, na medida em que são formados mais escleródios, a produtividade e o peso de mil grãos reduzem.

Na sequência, são apresentados os índices de correlação entre as variáveis de campo com a viabilidade dos escleródios na germinação miceliogênica nos diferentes tempos de avaliação. É observado que, na grande maioria, as correlações foram significativas, sendo diretamente proporcional com as variáveis de doença e massa de escleródio e inversamente proporcional com produtividade e peso de mil grãos.

Pode se concluir que da mesma forma que os tratamentos não são eficazes em campo no controle do mofo branco, eles também não são eficazes em laboratório na inibição da germinação miceliogênica dos escleródios, ou seja, na medida que existe mais doença no campo, a viabilidade dos escleródios na germinação miceliogênica também será maior. Concluindo o raciocínio, na medida que os tratamentos obtêm uma maior produtividade e um maior peso de mil grãos (provavelmente a pressão de doença no campo foi menor), a viabilidade dos escleródios na germinação miceliogênica dos escleródios é menor (TABELA 11).

O restante da tabela apresenta os índices de correlação dos dados de campo com as múltiplas variáveis de laboratório relacionadas com a viabilidade dos escleródios na germinação carpogênica dos mesmos. Surpreendentemente, pode ser observado que na maioria dos índices em que houve correlação significativa, esta se deu de maneira inversa àquela observada com a germinação miceliogênica. A correlação foi inversamente proporcional com as variáveis de doença e massa de escleródio e diretamente proporcional com produtividade e peso de mil grãos.

Diante do exposto, hipotetiza-se que os tratamentos que não apresentaram eficácia no controle do mofo branco no campo apresentaram a capacidade de inibir tanto a germinação dos estípes como a formação dos apotécios em laboratório. Ou seja, à medida que havia grande pressão de doença no campo, a viabilidade dos escleródios na germinação carpogênica em laboratório foi reduzida.

Observando os dados, ainda pode-se afirmar que os tratamentos que proporcionaram maior produtividade e peso de mil grãos (dados não publicados no presente trabalho) foram aqueles que apresentaram as maiores viabilidades de escleródios. Ou seja, na relação que a produtividade aumenta, as porcentagens de germinação dos escleródios aumentam também.

Tal hipótese pode ser confirmada tomando como exemplo os produtos biológicos. Tais tratamentos apresentaram altos índices de doença no campo e não foram tão bem nas variáveis produtividade e peso de mil grãos (dados não publicados no presente trabalho). No entanto, foram melhores que os tratamentos químicos na inibição da germinação carpogênica dos escleródios. Tratamentos estes que, de maneira geral, controlaram mais eficazmente a doença no campo e proporcionaram maior produtividade.

5 CONCLUSÕES

O programa Quant mostrou-se eficiente na quantificação do número e área de escleródios, podendo ser utilizado com acurácia e precisão em futuros trabalhos para estes fins.

O tratamentos biológicos não foram eficazes na redução do incremento do número de escleródios na área.

Os tratamentos químicos foram eficazes na inibição da germinação miceliogênica dos escleródios.

O tamanho do escleródio não influenciou de maneira significativa na germinação miceliogênica dos mesmos.

Os tratamentos biológicos foram mais eficazes que os químicos na inibição da germinação carpogênica dos escleródios.

Escleródios menores apresentaram maior viabilidade na germinação carpogênica em relação aos maiores.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABAWI, G. S.; GROGAN, R. G. Source of primary inoculum and effects of temperature and moisture on infection of beans by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 65, n. 3, p. 300-309, 1975.

ADAMS, P. B. Comparison of antagonists of *Sclerotinia* species. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 79, n. 12, p. 1345-1347, 1989.

ADAMS, P. B.; AYRES, W. A. Ecology of *Sclerotinia* species. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 69, n. 8, p. 896-899, 1979.

AGRIOS, G. **Plant Pathology**. 4 ed. San Diego: Academic Press, 1997.

ALMEIDA, A. M. R.; FERREIRA, L. P.; YORINORI, J. T.; SILVA, J. F. V.; HENNING, A. A.; GODOY, C. V.; COSTAMILAN, L. M.; MEYER M. C. Doenças da Soja (*Glycine Max*). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. **Manual de fitopatologia**: doenças das plantas cultivadas. São Paulo: Ceres, v. 2, cap. 64, p. 569-588, 2005.

AMORIM, L. Avaliação de doenças. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de fitopatologia**: princípios e conceitos. São Paulo: Ceres, v. 1, cap. 32, p. 647-671, 1995.

AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A. Fenologia, Patometria e Quantificação de Danos. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia**: princípios e conceitos. São Paulo: Ceres, v. 1, cap. 33, p. 517-544, 2011.

AYERS, W. A.; ADAMS, P. B. Mycoparasitism of sclerotial fungi by *Tratosperma oligocladum*. **Canadian Journal Microbiology**, Saskatoon, v. 27, p. 886-892, 1981.

BAE, Y. S.; KNUDSEN, G. R. Effect of sclerotial distribution pattern of *Sclerotinia sclerotiorum* on biocontrol efficacy of *Trichoderma harzianum*. **Applied Soil Ecology**, [S.I.], v. 35, p. 21-24, 2007.

BARDIN, S. D.; HUANG, H. C. Research on biology and control of Sclerotinia diseases in Canada. **Canadian Journal Plant Pathology**, Ottawa, v. 23, n. 1, p. 88-98, 2001.

BEDENDO, I. P.; MASSOLA JUNIOR, N. S.; AMORIM, L. Controle Cultural, Físico e Biológico de Doenças de Plantas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia**: princípios e conceitos. São Paulo: Ceres, v. 1, cap. 17, p. 367-388, 2011.

BOLAND, G. J.; HALL, R. Index of plants of hostes *Sclerotinia sclerotiorum*. **Canadian Journal Plant Pathology**, Ottawa, v. 16, n. 1, p. 93-108, 1994.

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**, Lancaster, v. 11, n. 1, p. 1-16, 2006.

CAIRES, A. M. **Reação de genótipos de soja transgênicos e convencionais à podridão branca da haste**. 2011. 53f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, MG, 2011.

CAMPOS, H. D.; SILVA, L. H. C. P.; CABRAL, D. A. C.; SILVA, J. R. C.; RIBEIRO, G. C.; SILVA, R. S. Eficácia de fungicidas para controle do mofo branco na cultura da soja na safra 2010/2011, Montividiu - GO. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 32. **Anais...** São Pedro, SP, 2011.

CASSETARI NETO, D.; FREITAS, M.; MACHADO, A. Q.; GIACHINI, R. M.; BARBOSA, C. T.; CARDOSO JUNIOR, C. Avaliação de fungicidas no controle químico do mofo branco da soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 45. **Anais...** Manaus, AM, 2012.

CHAVES, E. **Sobrevivência de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* em solo, com aplicação de *Clonostachys rosea***. 2011. 47f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2011.

CHAVES, G. M. Estudos sobre *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) de Bary. **Experimentae**, Viçosa, v. 4, n. 2, p. 64-133, 1964.

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

COLEY-SMITH, J. R.; COOKE, R. C. Survival and germination of fungal sclerotia. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 9, p. 65-92, 1971.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Conjuntura soja**. 2013. Disponível em:
<http://www.agricultura.gov.br/arq_editor/file/camaras_setoriais/Soja/18RO/App_Cona_C_conjuntura.pdf>. Acesso em: 19 jul. 2013.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da Safra Brasileira**: grãos safra 2011/2012. Décimo Segundo Levantamento. 2012a. Disponível em:
<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/12_09_06_09_18_33_boletim_graos_-_setembro_2012.pdf>. Acesso em: 23 dez. 2012.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da Safra Brasileira**: grãos safra 2012/2013. Terceiro Levantamento. 2012b. Disponível em:
<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/12_12_06_09_10_01_boletim_portugues_dezembro_2012.pdf>. Acesso em: 25 dez. 2012.

COOK, R. J.; BAKER, K. F. **The Nature and Practice of Biological Control of Plant Pathogens**. Saint Paul: APS Press, 1983.

COSTA, G. R.; COSTA, J. L. S. Influência do solo e de substratos para produção de escleródios na germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 36, n. 2, p. 83-87, 2006.

COSTA, G. R.; COSTA, J. L. S. Efeito da aplicação de fungicidas no solo sobre a germinação carpogênica e miceliogênica de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 34, n. 3, p. 133-138, 2004.

COYNE, D. P.; STEADMAN, J. R.; ANDERSON, F. N. Effect of modified plant architecture of great northern dry bean varieties (*Phaseolus vulgaris*) on White mold severity, and components of yield. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 5, n. 4, p. 379-382, 1974.

DANIELSON, G. A.; NELSON, B. D.; HELMS, T. C. Effect of *Sclerotinia* stem rot on yield of soybean inoculated at different growth stages. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 88, n. 3, p. 297-300, 2004.

DAVET, P. Criteria for selecting *Trichoderma* clones antagonistic to sclerotial fungi in soil. **Bulletin OEPP**, [S.l.], v. 17, p. 535-540, 1988.

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

DOMSCH, K. H.; GAMS, W.; ANDERSON, T. H. *Sclerotinia*. In: **Compendium of Soil Fungi**. London: Academic Press, p. 712-716, 1980.

DONALDSON, P. A.; ANDERSON, T.; LANE, B. G.; DAVIDSON, A. L.; SOMMONDS, D. H. Soybean plants expressing an active oligomeric oxalate oxidase from the wheat gf-2.8 (germin) gene are resistant to the oxalate-secreting pathogen *Sclerotinia sclerotiorum*. **Physiological Molecular Plant Pathology**, Washington, v. 59, n. 6, p. 297-307, 2001.

DOW, R. L.; PORTER, D. M.; FOWELL, N. L. Effect of environmental factors on *Sclerotinia minor* and *Sclerotinia* blight of peanut. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 78, n. 6, p. 672-676, 1988.

EMBRAPA. **IV Congresso Brasileiro de Soja**. 2006. Disponível em: <http://www.cnpso.embrapa.br/index.php?cod_pai=3&op_page=195>. Acesso em: 25 dez. 2012.

EMBRAPA. **Tecnologias de produção de soja**: região central do Brasil 2004. Embrapa Soja: Sistemas de Produção, No. 1. 2005. Disponível em: <<http://www.cnpso.embrapa.br/producaosoja/SojanoBrasil.htm>>. Acesso em: 27 dez. 2012.

EMBRAPA SOJA. **Soja em números (safra 2010/2011)**. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Embrapa. 2012. Disponível em:

<http://www.cnpsso.embrapa.br/index.php?cod_pai=2&op_page=294>. Acesso em: 02 jan. 2013.

FERRAZ, L. C. L.; et al. Effects of soil moisture, organic matter and grass mulching on the carpogenic germination of sclerotinia and infection of bean by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 48, n. 1, p. 77-82, 1999.

FERRAZ, L. C. L.; CAFÉ FILHO, A.C. Meios de cultura e fatores culturais para produção de escleródios e apotécios de *Sclerotinia sclerotiorum* in vitro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 3, p. 364-369, 1998.

FERRAZ, L. C. L.; NASSER, L. C. B.; CAFÉ-FILHO, A. C. Viabilidade de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* e incidência de fungos antagonistas em solo de Cerrado. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 4, p. 208-210, 2011.

FERREIRA, F. A. **Sistema Sisvar para análises estatísticas**. Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2000. Disponível em:
<<http://www.dex.ulfa.br/~danielff/softwares.htm>>. Acesso em: 30 nov. 2012.

GARCIA, R. A. **Produção de inóculo, efeito de extratos vegetais e de fungicidas e reação de genótipos de soja à Sclerotinia sclerotiorum**. 2008. 154 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Instituto de Ciência Agrárias, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, MG, 2008.

GARCIA, R. A.; JULIATTI, F. C.; CASSEMIRO, T. A. Produção de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* (lib.) de Bary em meio de cultura. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 28, n. 1, p. 1-7, 2012.

GERALDINE, A. M.; LOBO JUNIOR, M.; HIKISHIMA, M. 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. Anais...** Bento Gonçalves, 2010.

GORGEN, C. A. **Manejo do mofo branco da soja com palhada de *Bracharia riziziensis* e *Trichoderma harzianum* '1306'**. 2009. 78f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Goiás, Campus Jataí, Jataí, GO, 2009.

GRAU, C. R. Sclerotinia stem rot of soybean. In: WYLLIE, T. D.; SCOTT, D. H. **Soybean Diseases of the North Central Region**. The American Phytopathological Society, Saint Paul, p. 56-66, 1988.

GRAU, C. R.; RADKE, V. L. Effects of cultivars and cultural practices on *Sclerotinia* stem rot of soybean. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 68, n. 1, p. 56-58, 1984.

HARIKRISHNAN, R.; DEL RÍO, L. E. Influence of temperature, relative humidity, ascospore concentration, and length of drying of colonized dry bean flowers on white mold development. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 90, n. 7, p. 946-950, 2006.

HAWKSWORTH, D. L. et al. **Dictionary of the fungi**. 8. ed. Wallingford: CAB International, 1995, 616p.

HENNEBERG, L.; GRABICOSKI, E. M. G.; JACCOUD FILHO, D. S.; PANOBIANCO, M. Incidência de *Sclerotinia sclerotiorum* em sementes de soja e sensibilidade dos testes de detecção. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n. 6, p. 763-768, 2012.

HIKISHIMA, M.; MAIA, A. H. N.; MAIA, A.; LOBO JUNIOR, M. Uso de modelos lineares generalizados para estimar germinação carpogênica de escleródios de *S. sclerotiorum*. **Resumos da Reunião Anual da Região Brasileira da Sociedade Internacional de Biometria e Simpósio de Estatística Aplicada à Experimentação Agronômica**. Maringá, PR, 2011 Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/50004/1/seagro.pdf>>. Acesso em: 23 jan. 2013.

HOFFMAN, D. D.; HARTMAN, G. L.; MUELLER, D. S.; LEITZ, R. A.; NICKELL, C. D.; PEDERSEN, W. L. Yield and seed quality of soybean cultivars infected with *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 82, n. 7, p. 826-829, 1998.

HOMECHIN, M. Plantas daninhas hospedeiras de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 7, n. 3, p. 472, 1982, (Resumo).

HU, X.; BIDNEY, D. L.; YALPANI, N.; DUVICK, J. P.; CRASTA, O.; FOLKERTS, O.; LU, G. Over expression of a gene encoding hydrogen peroxide-generating oxalate oxidase evokes defense responses in sunflower. **Plant Physiology**, [S.l.], v. 133, p. 170-181, 2003.

HUANG, H. C. Control of *Sclerotinia* wilt of sunflowers by hyperparasites. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ontario, v. 2, n. 1, p. 26-32, 1980.

HUANG, H. C.; KOZUB, G. C. Influence of inoculum production temperature on carpogenic germination of sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Canadian Journal of Microbiology**, Saskatoon, v. 39, p. 548-550, 1993.

HUANG, H. C.; KOZUB, G. C. A simple method for production of apothecia from sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Protection Bulletin**, Taiwan, v. 31, p. 333-345, 1989.

INGLIS, G. D.; BOLAND, G. L. The microflora of bean and rapeseed petals and the influence of the microflora of bean petals on white mold. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ottawa, v. 12, n. 1, p. 129-134, 1990.

JACCOUD FILHO, D. S. **Encontro Internacional de Mofo Branco: Globalizando o problema, fundamentando soluções**. International Meeting of White Mold: Globalizing the problem, basing solutions. Ponta Grossa, Paraná, Brasil, 16 a 19 de julho de 2012. Disponível em: <<http://eventos.uepg.br/eimofobranco/>>. Acesso em: 28 dez. 2012.

JACCOUD FILHO, D. S.; VRISMAN, C. M.; MANOSSO NETO, M. O.; HENNEBERG, L.; GRABICOSKI, E. M. G.; PIERRE, M. L. C.; SARTORI, F. F. Avaliação da eficácia e do manejo de fungicidas no controle do “mofo branco” (*Sclerotinia sclerotiorum*) na cultura da soja. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 31. **Anais...** Brasília, DF, 2010.

JULIATTI, F. C.; JULIATTI, F. Ca. **Podridão branca da haste da soja:** manejo e uso de fungicidas em busca da sustentabilidade nos sistemas de produção. Uberlândia: Composer, 2010, 33p.

JULIATTI, F. C.; CRATO, F. F.; JULIATTI, F. Ca; COUTO, K. R; JULIATTI, B. C. M. Escala diagramática para avaliação da severidade de mofo branco em soja. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 29, n. 3, p. 676-680, 2013.

JULIATTI, F. C.; REZENDE, A. A.; CAIRES, A. M.; AGUIAR, P.; CARNEIRO, L. M. S. Diferentes manejos no controle da podridão branca da haste da soja (*Sclerotinia sclerotiorum*). In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 31. **Anais...** Brasília, DF, 2010.

JULIATTI, F. C.; POLIZEL, A. P.; JULIATTI, F. Ca. **Manejo integrado de doenças na cultura da soja.** Uberlândia: EDUFU, 2004. 327p.

KESARWANI, M.; AZAM, M.; NATARAJAN, K.; MEHTA, A.; DATTA, A. Oxalate decarboxylase from *Collybia velutipes*. Molecular cloning and its overexpression to confer resistance to fungal infection in transgenic tobacco and tomato. **Journal of Biological Chemistry**, Bethesda, v. 275, n. 10, p. 7230-7238, 2000.

KIM, H. S.; DIERS, B. W. Inheritance of partial resistance to *Sclerotinia* stem rot in soybean. **Crop Science**, Madison, v. 40, n. 1, p. 55-61, 2000.

LEE, C. D.; PENNER, D.; HAMMERSCHMIDT, R. Influence of formulated glyphosate and activator adjuvants on *Sclerotinia sclerotiorum* in glyphosate-resistant and susceptible *Glycine max*. **Weed Science**, Lawrence, v. 48, n. 6, p. 710-715, 2000.

LI, Y. B.; YONGLI, Z.; NIAN, L. B. Study on the dissemination distance of sunflower stem rot fungus. **Plant Protection**, Poznan, v. 20, n.1, p. 12-13, 1994.

LIBERATO, J. R. **Desenvolvimento e avaliação do Programa QUANT para a quantificação de doenças de plantas por análise de imagens digitais.** 2003. 120f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2003.

LIVINGSTONE, D. M.; HAMPTON, J. L.; PHIPPS, P. M.; GRABAU, E. A. Enhancing resistance to *Sclerotinia minor* in peanut by expressing a barley oxalate oxidase gene. **Plant Physiology**, [S.l.], v. 137, n. 4, p. 1354-1362, 2005.

LU, G. Engineering *Sclerotinia sclerotiorum* resistance in oilseed crops. **African Journal of Biotechnology**, [S.l.], v. 2, n. 12, p. 509-516, 2003.

MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. **Controle biológico**. Jaguariúna: EMBRAPA, 262p., 1998.

MELO, I. S.; FAULL, J. L.; NASCIMENTO, R. S. Antagonismo de *Aspergillus terreus* contra *Sclerotinia sclerotiorum*. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 37, n. 4, p. 417-419, 2006.

MEYER, M. C.; CAMPOS, H. D. Guerra ao mofo. **Cultivar grandes culturas**, Pelotas, v. 11, n. 120, p. 16-18, 2009.

MEYER, M. C.; NUNES JUNIOR, J.; PIMENTA, C. B.; SEII, A. H.; NUNES SOBRINHO, J. B.; COSTA, N. B.; GUARNIERI, S. F. Eficiência de fungicidas no controle de mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) em soja, no estado de Goiás. **REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL**, 32. **Anais...** São Pedro, SP, 2011.

MEYER, M. C.; FERREIRA, L. C.; BAYLÃO, B. S. G.; COSTA, N. B.; GUERZONI, R. A.; PIMENTA, C. B.; NUNES JÚNIOR, J.; VENANCIO, W. S. Efeito da disponibilidade de água no solo sobre a germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*, agente causal do mofo branco da soja. In: **REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL**, 31. **Anais...** Brasília, DF, 2010.

MORAES, S. A. **Quantificação de doenças de plantas**. Artigo em Hypertexto. 2007. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2007_1/doencas/index.htm>. Acesso em: 13 jan. 2013.

MORRAL, R. A. A. A preliminary study of the influence of water potential on sclerotium germination in *Sclerotinia sclerotiorum*. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 55, n. 1, p. 8-11, 1977.

MUELLER, D. S.; DORRANCE, A. E.; DERKSEN, R.; OZKAN, E.; GRAU, C. R.; GASKA, J. M.; KURLE, J. E.; HARTMAN, G. L.; BRADLEY, C. A.; PEDERSEN, W. L. Efficacy of fungicides on *Sclerotinia sclerotiorum* and their potential control of Sclerotinia stem rot on soybean. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 86, n. 1, p. 26-31, 2002.

NAPOLEÃO, R.; CAFÉ-FILHO, A. C.; LOPES, C. A.; NASSER, L. C. B.; MARQUELLI, W. A. Efeito da freqüência de rega e da umidade do solo sobre a germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 1, p. 80-82, 2007.

NAPOLEÃO, R.; NASSER, L. C. B.; LOPES, C. A.; CAFÉ FILHO, A. C. Neon-S, a new medium for detection of *Sclerotinia sclerotiorum* on seeds. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 32, n. 2, p. 180-182, 2006.

NELSON, B. **Biology of Sclerotinia**. In: **PROCEEDINGS OF THE SCLEROTINIA WORKSHOP**. 1998.

NIE, N. H.; HALL, C. H. **SPSS Statistics - Statistical Package for the Social Sciences**. Chicago, 2007. Disponível em: <<http://www.baixaki.com.br/download/spss-statistics.htm>>. Acesso em: 20 nov. 2012.

OLIVEIRA, Y. T. **Escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* submetidos a diferentes extratos vegetais de plantas do cerrado baiano.** 2009. 51 f. Monografia (Graduação em Agronomia) - Departamento de Ciências Humanas da UNEB – Campus IX, Universidade do Estado da Bahia, Barreiras, BA, 2009.

OLIVEIRA, V. M.; 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. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 7, n. 12, p. 1-7, 2011.

PHILLIPS, A. J. L. Carpogenic germination of sclerotia of *Sclerotinia sclerotiorum*: a review. **Phytophylactica**, Pretoria, v. 19, n. 2, p. 279-283, 1986.

PIMENTA, C. B.; NUNES JUNIOR, J. ; MEYER, M. C.; SEII, A. H.; NUNES SOBRINHO, J. B.; BAYLÃO, B. S. G.; FERREIRA, L. C.; COSTA, N. B.; VILELA, V. S. Avaliação da eficiência de fungicidas no manejo do mofo branco na cultura da soja em Goiás. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 31. **Anais...** Brasília, DF, 2010.

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

QUEIRÓZ, C. A.; LOBO JUNIOR, M.; FERNANDES, C. D.; VALLE, C. B.; JANK, L.; MALLMANN, G.; CHERMOUTH, K.; BATISTA, M. V. Efeito de gramíneas forrageiras sobre a germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* e atividade microbiana do solo. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 49. **Anais...** Brasília, 2012.

REIS, E. M.; TOMAZINI, S. L. Viabilidade de esclerócios de *Sclerotinia sclerotiorum* em duas profundidades no solo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 31, p. 97-99, 2005.

REIS, E. M.; CASA, R. T.; GAVA, F.; MOREIRA, E. N.; SACHS, C. Indução da germinação carpogênica de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes substratos. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, Lages, v. 10, n. 2, p. 145-150, 2011.

REZENDE, A. A.; SAGATA, E.; CAIRES, A. M.; CRATO, F. F.; JULIATTI, F. C. Influência de diferentes produtos comerciais à base de *Trichoderma* sp. na qualidade sanitária de sementes de soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 44. **Anais...** Bento Gonçalves, RS, 2011.

ROCHA, R. P. **Manejo da podridão de esclerotinia (*Sclerotinia sclerotiorum*) e mísio (*Bremia lactucae*) na cultura da alface.** 2007. 95f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Agricultura) – Setor de Ciências Agrárias e de Tecnologia, Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2007.

SAGATA, E. **Métodos de inoculação e avaliação da resistência de genótipos de soja à *Sclerotinia sclerotiorum*.** 2010, 74f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2010.

SAHARAN, G. S.; MEHTA, N. ***Sclerotinia Diseases of Crop Plants: Biology, Ecology and Disease Management.*** 531f. Springer Science + Business Media B.V, 2008.

SANTOS, J.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PRADO, A. L.; FERRO, C. G.; SANTOS, P. H.; TEIXEIRA, H.; VEIRA, R. F.; MORANDI, M. A. B. Atividade hiperparasítica de *Trichoderma* spp. sobre escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* em solo. **Artigos técnicos do VI Seminário de Iniciação Científica e Tecnológica.** 2012. Disponível em: <http://www.epamig.br/index.php?option=com_docman&task=cat_view&gid=121&Itemid=109>. Acesso em: 17 jan. 2013.

SCALOPPI, E. A. G. Mofo Branco do Tomateiro: conhecer para manejar a doença. **Pesquisa & Tecnologia – Apta Regional**, São Paulo, v. 9, n. 2, 2012.

SCHUNK, N. Experimento quantifica perdas pelo mofo branco na cultura da soja: Fundação Bahia analisa as perdas causadas pelo mofo branco nas lavouras de soja do oeste baiano. **Portal Dia de Campo: Informação que produz.** 2009. Disponível em: <<http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=20382&secao=Em%20Pesquisa>>. Acesso em: 30 jan. 2013.

SCHWARTZ, H. F.; STEADMAN, J. R. Factors affecting sclerotia populations of, and apothecium production by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 68, n. 3, p. 383-388, 1978.

SILVA, P. R. Q. **Transformação de *Trichoderma harzianum* com os genes egfp e (-tubulina).** 2000. 129f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade de Brasília, Brasília. 2000.

SILVA, F. P. M.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; GARCEZ, F. R. Germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum* sob diferentes resíduos e extratos de plantas cultivadas. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 3, p. 131-136, 2011.

STEADMAN, J. R. White mold – a serious yield-limiting disease of bean. **Plant Disease**. Saint Paul, v. 67, n. 4, p. 346-350, 1983.

TROMBINI, L. **Sanidade Vegetal: Manejo de doenças na cultura da soja.** Portal Dia de Campo, Informação que produz. 2012. Disponível em: <<http://www.diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=23571&secao=Sanidade%20Vegetal>>. Acesso em: 13 jan. 2013.

TU, J. C. Control of white mold of beans. **Agriculture and Agri-Food Canada, Greenhouse and Processing Crops Research Centre**. Canada. Botanical Bulletin of Academia Sinica, v. 38, p. 73-76, 1997.

TURKINGTON, T. K.; MORRAL, R. A. A. Use of petal infestation to forecast Sclerotinia stem rot canola: the influence of inoculum variation over the flowering period and canopy density. **Phytopathology**, Lancaster, v. 83, n. 6, p. 682-689, 1993.

VALE, F. X. R.; FERNADES FILHO, E. I. F.; LIBERATO, J. R. Quant: A software for plant disease severity assessment. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF PLANT PATHOLOGY, 8. **Anais...** Chriatchurch, New Zealand, 2003.

VENETTE, J. Sclerotinia spore formation, transport, and infection. IN: **Proceedings of the sclerotinia. Workshop**. North Dakota State University. 21 de janeiro de 1998.

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

YANG, X. B.; LUNDEEN, P.; UPHOFF, M. D. Soybean varietal response and yield loss caused by *Sclerotinia sclerotiorum*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 83, n. 5, p. 456-461, 1999.

WEGULO, S. N.; YANK, X. B.; MARTINSON, C. A. Soybean cultivar responses to *Sclerotinia sclerotiorum* in field and controlled environment studies. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 82, n. 11, p. 1264-1270, 1998.

WILLETTS, H. J.; WONG, J. A. L. The biology of *Sclerotinia sclerotiorum*, *S. trifoliorum* and *S. minor* with emphasis on specific nomenclature. **Botanical Review**, Bronx, v. 46, n. 2, p. 101-106, 1980.

ZANCAN, W. L. A.; MACHADO, J. C.; SOUSA, B. F. M.; MATOS, C. S. M. Crescimento micelial, produção e germinação de escleródios de *Sclerotinia sclerotiorum* na presença de fungicidas químicos e *Trichoderma harzianum*. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 28, n. 5, p. 782-789, 2012.

ZITO, R. K. et al. Reação de genótipos de soja à *Sclerotinia sclerotiorum*. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 27. **Anais...** Cornélio Procópio: Embrapa Soja, 362p. 2006.

APÊNDICE

APÊNDICE 1. Procedimento utilizado no processamento das imagens até se obter os dados com o número de escleródios e a área de superfície germinável dos escleródios:

- 1- Abre-se o Programa Quant;
- 2- No menu arquivo, escolhe-se o opção abrir e abre-se a imagem desejada;
- 3- Na opção Zoom, coloca-se a imagem com o tamanho de possível visualização;
- 4- No menu imagem, escolhe-se a opção filtro e depois mediana. O objetivo deste passo, como o próprio nome já sugere, é filtrar a imagem, de maneira que as ‘sujeiras’ presentes possam ser retiradas.
- 5- Novamente na opção Zoom, coloca-se a imagem com o tamanho de possível visualização;
- 6- Novamente no menu imagem, escolhe-se a opção negativo. Com este comando, as cores da imagem foram invertidas: os escleródios passaram a ser brancos e o fundo (folha de papel A4) ficou preto.
- 7- No menu processar, escolhe-se a opção calibrar. Clica-se na opção câmara e no espaço presente na frente da palavra “Centimeters” digita-se 1,00. Clica-se na caixa que está bem ao lado, e na imagem liga-se os dois pontos da escala que foram feitos anteriormente na folha de papel A4 e dá-se ok. Nota-se que os DPI presentes sob a imagem foram alterados, isto significa que a resolução da imagem foi reduzida e que a mesma está calibrada.
- 8- Novamente no menu processar, escolhe-se a opção ‘Threshold’. Na barra de rolagem, coloca-se a imagem de maneira que fique o mais próximo possível da realidade e clica-se em ok.
- 9- Novamente no menu processar, escolhe-se a opção classificar. Percebe-se que abriu uma caixa com vários dados referentes à imagem, dentre eles o número de objetos que neste caso específico são os escleródios e a área em centímetros quadrados (cm^2) de cada objeto (escleródio). Na imagem do Quant, os objetos (escleródios) ficam enumerados de maneira que se pode relacionar qual a área superficial de cada escleródio em específico.
- 10- Finalmente, na nova caixa que foi aberta, escolhe-se o link salvar e salva-se todos os dados de interesse em uma planilha do Excel.

ANEXOS

ANEXO 1A. Análise de variância para incremento do número de escleródios. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	255,4812	8,5160	7,901	0,0000*
Bloco	3	3,6634	1,2211	1,333	0,3401 ^{ns}
Erro	90	97,0044	1,0778		
CV (%)	67,67				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F. ^{ns} Não significativo.

ANEXO 2A. Análise de variância para área superficial de escleródios. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	240,1329	8,0044	7,855	0,0000*
Bloco	3	4,3433	1,4478	1,421	0,2419 ^{ns}
Erro	90	91,7137	1,0190		
CV (%)	65,45				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F. ^{ns} Não significativo.

ANEXO 3A. Análise de variância para porcentagem de germinação miceliogênica dos escleródios em diferentes tempos de avaliações. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	250695,1613	8356,5054	12,260	0,0000*
Erro 1	93	63391,6667	681,6308		
Fração	2	3323,1183	1661,5591	2,975	0,0535 ^{ns}
Trat * Fração	60	20993,5484	349,8925	0,626	0,9819 ^{ns}
Erro 2	186	103883,3333	558,5125		
Tempo	3	825570,6989	275190,2330	2205,738	0,0000*
Trat * Tempo	90	70220,9677	780,2330	6,254	0,0000*
Fração * Tempo	6	1612,3656	268,7276	2,154	0,0454*
Trat * Fra * Temp	180	15670,9677	87,0609	0,698	0,9984 ^{ns}
Erro 3	837	104425,0000	124,7611		
CV 1 (%)	69,45				
CV 2 (%)	62,86				
CV 3 (%)	29,71				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F. ^{ns} Não significativo.

ANEXO 4A. Análise de variância para a germinação média de estipes por escleródio durante o período de avaliação. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	209,2007	6,9734	8,860	0,0000*
Erro 1	93	73,1941	0,7870		
Fração	2	24,0073	12,0036	20,789	0,0000*
Trat * Fra	60	92,3822	1,5397	2,667	0,0000*
Erro 2	186	107,3988	0,5774		
CV 1 (%)	65,50				
CV 2 (%)	56,10				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.

ANEXO 5A. Análise de variância para a formação média de apotécios por escleródio durante o período de avaliação. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	45,7241	1,5241	10,147	0,0000*
Erro 1	93	13,9687	0,1502		
Fração	2	2,5920	1,2960	7,311	0,0009*
Trat * Fra	60	23,4912	0,3915	2,209	0,0000*
Erro 2	186	32,9707	0,1773		
CV 1 (%)	71,70				
CV 2 (%)	77,89				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.

ANEXO 6A. Análise de variância para a percentagem de escleródios que germinaram estipes. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	209388,7944	6979,6265	12,366	0,0000*
Erro 1	93	52490,1148	564,4098		
Fração	2	3149,9167	1574,9584	3,404	0,0353*
Trat * Fra	60	66430,7317	1107,1789	2,393	0,0000*
Erro 2	186	86065,6671	462,7186		
CV 1 (%)	46,15				
CV 2 (%)	41,79				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.

ANEXO 7A. Análise de variância para a percentagem de escleródios que formaram apotécios. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	179607,3989	5986,9133	17,555	0,0000*
Erro 1	93	31716,9374	341,0423		
Fração	2	1979,4554	989,7277	2,659	0,0727 ^{ns}
Trat * Fra	60	40493,5240	674,8921	1,813	0,0014*
Erro 2	186	69222,1980	372,1624		
CV 1 (%)	57,38				
CV 2 (%)	59,94				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F. ^{ns} Não significativo.

ANEXO 8A. Análise de variância para a porcentagem de estipes viáveis. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	73390,5270	2446,3509	8,051	0,0000*
Erro 1	93	28258,7384	303,8574		
Fração	2	4773,3173	2386,6587	5,288	0,0058*
Trat * Fra	60	39205,3619	653,4227	1,448	0,0324*
Erro 2	186	83953,3949	451,3623		
CV 1 (%)	55,74				
CV 2 (%)	67,94				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.

ANEXO 9A. Análise de variância para a porcentagem de escleródios que formaram apotécios a partir dos escleródios que germinaram estipes. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	267169,1903	8905,6397	17,208	0,0000*
Erro 1	93	48129,9524	517,5264		
Fração	2	4342,7637	2171,9005	2,939	0,0554 ^{ns}
Trat * Fra	60	70314,0322	1171,9005	1,586	0,0105*
Erro 2	186	137438,4984	738,9167		
CV 1 (%)	49,63				
CV 2 (%)	59,31				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F. ^{ns} Não significativo.

ANEXO 10A. Análise de variância para o número máximo de estipes germinados a partir de um único escleródio. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	3303,9624	110,1321	3,665	0,0000*
Erro 1	93	2794,5833	30,0493		
Fração	2	1702,7473	851,3737	30,159	0,0000*
Trat * Fra	60	3764,5860	62,7431	2,223	0,0000*
Erro 2	186	5250,6667	28,2294		
CV 1 (%)	78,70				
CV 2 (%)	76,28				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.

ANEXO 11A. Análise de variância para o número máximo de apotécios germinados a partir de um único escleródio. Uberlândia, 2013.

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Tratamento	30	1396,8065	46,5602	6,031	0,0000*
Erro 1	93	718,0000	7,7204		
Fração	2	191,6774	95,8387	12,852	0,0000*
Trat * Fra	60	949,3226	15,8220	2,122	0,0001*
Erro 2	186	1387,0000	7,4570		
CV 1 (%)	76,56				
CV 2 (%)	75,25				

* Significativo a 5% de significância, pelo teste de F.