

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DE ANÁPOLIS – UniEVANGÉLICA
CURSO DE AGRONOMIA**

**PERSISTÊNCIA DE *Cordyceps javanica* E EFICIÊNCIA DE CONTROLE
DE *Bemisia tabaci* EM INTERVALOS DE APLICAÇÕES DE
FUNGICIDAS**

Gabriella de Almeida Godoi

**ANÁPOLIS-GO
2019**

GABRIELLA DE ALMEIDA GODOI

**PERSISTÊNCIA DE *Cordyceps javanica* E EFICIÊNCIA DE CONTROLE
DE *Bemisia tabaci* EM INTERVALOS DE APLICAÇÕES DE
FUNGICIDAS**

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao
Centro Universitário de Anápolis-
UniEVANGÉLICA, para obtenção do título de
Bacharel em Agronomia.

Área de concentração: Entomologia

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Klênia Rodrigues
Pacheco de Sá

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Eliane Dias
Quintela

**ANÁPOLIS-GO
2019**

Godoi, Gabriella de Almeida

Persistência de *Cordyceps javanica* e eficiência de controle de *Bemisia tabaci* em intervalos de aplicações de fungicidas/ Gabriella de Almeida Godoi. – Anápolis: Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA, 2019.

Número de páginas 48.

Orientador: Prof^a. Dr^a. Klenia Rodrigues Pacheco de Sá

Trabalho de Conclusão de Curso – Curso de Agronomia – Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA, 2019.

1. Mosca Branca. 2. Controle biológico 3. Fungo entomopatogênico I. Gabriella de Almeida Godoi. II. Persistência de *Cordyceps javanica* e eficiência de controle de *Bemisia tabaci* em intervalos de aplicações de fungicidas.

CDU 504

GABRIELLA DE ALMEIDA GODOI

**PERSISTÊNCIA DE *Cordyceps javanica* E EFICIÊNCIA DE
CONTROLE DE *Bemisia tabaci* EM INTERVALOS DE
APLICAÇÕES DE FUNGICIDAS**

Monografia apresentada ao Centro
Universitário de Anápolis –
UniEVANGÉLICA, para obtenção do
título de Bacharel em Agronomia.
Área de concentração: Entomologia

Aprovada em: 13/12/19

Banca examinadora



Prof.^o. Dr.^a. Klênia Rodrigues Pacheco de Sá
UniEvangélica
Presidente



Prof.^o. Dr.^o. Alap Carlos Alves de Souza
UniEvangélica



Prof. Me. Lucas Marquezan Nascimento
UniEvangélica

Dedico esse trabalho a minha madrinha Marília e a minha mãe Shirley que sempre acreditaram em mim e me ajudaram de todas as formas possíveis e impossíveis, e a todos que me ajudaram na realização deste trabalho.

AGRADECIMENTOS

Agradeço à minha mãe Shirley de Almeida Lúcio e a minha tia/madrinha Marília Alves de Godoi que batalhou muito para me oferecer uma educação de qualidade, acreditando sempre na minha capacidade e me inspirando a cada dia a ser uma mulher de bem e esforçada.

Ao meu pai Marco Antônio de Godoi, que sempre acreditou no meu potencial e nunca negou uma palavra de incentivo.

A minha amiga Renata, que a 15 anos entrou em minha vida como irmã, me dando conselhos e me incentivando a nunca desistir dos meus sonhos. Quero agradecer também as minhas amigas, Jéssica e Liliane, que conheci durante a graduação e quero levar para toda a minha vida, me fizeram rir em tempos de puro estresse e me ajudaram nas dificuldades, e a todas as outras que sempre estiveram comigo no decorrer do curso.

Aos meus irmãos Marcos Daniel e Helena que mesmo com as broncas e sinceridades, foram compreensivos com os momentos em que permaneci distante e ansiosa.

A minha Amiga Heloisa, que se dispôs em me orientar e ajudar, juntamente com Dr. Eliane Dias Quintela, que compartilharam seus conhecimentos comigo, meu muito obrigada.

Não posso deixar de agradecer em especial a minha orientadora, Prof^a Dra^a Klênia Rodrigues Pacheco, que nunca negou uma ajuda durante o TCC e a todos os professores que sempre tiveram tanta atenção comigo principalmente a Cláudia Fabiana Alves Rezende.

Por fim, manifesto aqui a minha gratidão à Deus e a minha família, que me deu força e energia para realizar o sonho de concluir a faculdade, sinto orgulho de todo meu esforço e perseverança.

“Sempre haverá outra montanha e eu sempre vou querer movê-la”.

The climb – Miley Cyrus

SUMÁRIO

RESUMO.....	x
1. INTRODUÇÃO.....	11
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1. <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1	13
2.1.1. Características Gerais e Disseminação	13
2.1.2. Danos e prejuízos provocados pela <i>Bemisia tabaci</i>	15
2.2. MANEJO DA MOSCA-BRANCA	16
2.2.1. Controle químico.....	16
2.2.1. Controle biológico.....	18
2.3. <i>Cordyceps javanica</i>	19
2.4. COMPATIBILIDADE	21
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
3.1. COLÔNIA DE INSETOS.....	23
3.2. CULTIVO IN VITRO DE <i>Cordyceps javanica</i> E PREPARO DA SUSPENSÃO.....	23
3.3. COMPATIBILIDADE DE <i>Cordyceps javanica</i> COM FUNGICIDA NO CONTROLE DE NINFAS DE MOSCA-BRANCA.....	23
3.3.1. Bioensaio.....	23
3.3.2. Avaliação da mortalidade das ninfas.....	26
3.3.3. Persistência dos conídios em casa telada.....	27
3.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA	28
4. RESULTADOS E DISCUSÃO.....	30
4.1. AVALIAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE <i>Bemisia tabaci</i> APÓS APLICAÇÃO DO FUNGO <i>Cordyceps javanica</i> INTERCALADO COM O FUNGICIDA.....	30
4.2. CONFIRMAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE <i>Bemisia tabaci</i> COM A ESPORULAÇÃO DO FUNGO <i>Cordyceps javanica</i> NAS MESMAS INTERCALADO COM O FUNGICIDA.....	32
4.3. PERSISTÊNCIA DOS CONÍDIOS DE <i>Cordyceps javanica</i> SOBRE AS FOLHAS DE SOJA E AS NINFAS DE <i>Bemisia tabaci</i> APÓS A APLICAÇÃO DO FUNGICIDA.....	34

5. CONCLUSÃO.....	37
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	38

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1 – Plantio das sementes de soja *Glycine max* (L.). A, enchimento dos vasos e adubação do solo. B, plantio das sementes de soja em vasos com 1,5 L de solo sendo cinco sementes por vaso. C, infestação das plantas de soja com adultos de *Bemisia tabaci* criadas em plantas de feijão comum (*Phaseolus vulgaris* L., cv. Pérola), soja (*Glycine max* L., cv. Favorita) e feijão-fava (*Phaseolus lunatus*), em casa telada, Santo Antônio de Goiás - GO.24
- FIGURA 2 – Aplicação do fungo *Cordyceps javanica* e Fungicida. A, aplicação da suspensão do fungo com aerógrafo manual na parte abaxial da folha. B, aplicação do fungicida com um pulverizador de barra horizontal na parte adaxial das folhas.....25
- FIGURA 3 – Marcação das ninfas e mantidas em placas de Petri. A, marcação das ninfas mortas e contagem das mesmas. B, folhas colocadas em placa de Petri após marcação e conservadas com algodão úmido no pecíolo da folha.....26
- FIGURA 4 – Folhas com cinco dias mantidas em B. O. D. mostrando esporulação e infecção do fungo (ninfas mortas e esporuladas).....27
- FIGURA 5 – Preparação da persistência dos conídios. A, coleta de 1 folíolo/vaso e corte do círculo de 2,54 cm. B, Amostras em agitador tipo Vortex (por 5 minutos) para liberação dos conídios de *Cordyceps javanica* com 50mL de Tween 80 a 0,01%. C, 100 µL de suspensão colocada nas placas de Petri com meio Aveia para crescimento dos conídios de *Cordyceps javanica*.....27
- FIGURA 6 – Crescimento e avaliação das colônias de *Cordyceps javanica*. A, placas em B. O. D. para crescimento das colônias. B, avaliação e contagem das colônias. C, colônias de *Cordyceps javanica*.....28
- FIGURA 7 – Comparação do comportamento das curvas, verificando a mortalidade de ninfas de 2º instar após a aplicação do *C. javanica* + fungicida em diferentes intervalos de dias.....31
- FIGURA 8 – Comparação do comportamento das curvas, confirmando a morte das ninfas de 2º instar que após marcadas e mantidas em BOD (26° C e B.O.D. a 26 ± 0,5 °C, UR > 60% e com 12 horas de foto fase) mostraram esporulação.....33
- FIGURA 9 – Persistência dos conídios de *Cordyceps javanica* avaliados em diferentes dias após a aplicação do fungicida.....36

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> após aplicação do <i>Cordyceps javanica</i> e Fungicida em diferentes intervalos de dias.....	31
TABELA 2 – TL ₅₀ da Mortalidade de ninfas de mosca-branca infectadas pelo fungo <i>Cordyceps javanica</i> avaliando os diferentes tratamentos.....	32
TABELA 3 – Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de micose de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> infectadas e mantidas em BOD com aplicação r do <i>Cordyceps javanica</i> e Fungicida em diferentes intervalos de dias.....	33
TABELA – 4 TL ₅₀ da Confirmação da Mortalidade de ninfas de mosca-branca infectadas/ esporuladas pelo fungo <i>Cordyceps javanica</i> avaliando os diferentes tratamentos.....	34
TABELA 5 – Comparação dos tratamentos a partir do número de conídios avaliados a partir da contagem das UFC's	36

RESUMO

Cordyceps javanica tem se mostrado eficiente no controle de ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1 a campo, mas os fungicidas aplicados na soja para o controle da ferrugem podem afetar sua eficiência e persistência. O objetivo deste trabalho foi determinar o efeito de intervalos de aplicações de fungicidas sobre a persistência e eficiência de conídios no controle da mosca-branca. O experimento foi conduzido em casa telada na Embrapa Arroz e Feijão em DIC. Os tratamentos avaliados foram: T1: Testemunha; T2: *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} sozinho; T3: *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado no mesmo dia; T4: *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado após três dias; T5: *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol mL ha^{-1} aplicado após sete dias; T6: *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado após 14 dias; T7: Fungicida 400 mL ha^{-1} . O isolado de *C. javanica* BRM27666 (2×10^7 conídios mL^{-1}) foi pulverizado sobre ninfas de mosca-branca em 2º instar (parte inferior das folhas) com aerógrafo manual e o fungicida trifloxistrobina + protioconazol (400 mL ha^{-1}) com pulverizador de barra horizontal a base de CO_2 com vazão de 200 L/ha (parte superior das folhas). Avaliou-se a mortalidade das ninfas e persistência dos conídios em um folíolo de cada repetição (5 repetições /tratamento) aos 3, 5, 7, 10, 12, 14 e 16 dias após a aplicação. Para avaliar a persistência dos conídios um círculo de 3,5 cm de cada folíolo foi transferido para Erlenmeyer com 50 mL de Tween 80 a 0,01%. Após agitação, 100 μL de cada suspensão foram transferidos para meio de aveia contendo antibiótico e dodine, e as unidades formadoras de colônias (UFC's) avaliadas após 5 dias. A persistência dos conídios não foi afetada pela aplicação do fungicida nos diferentes intervalos. Já a mortalidade de ninfas reduziu significativamente quando o fungo foi aplicado no mesmo dia do fungicida em comparação ao fungo sozinho ou fungo + fungicida aos 3, 7 e 14 dias. A partir do 4º dia observou-se redução significativa nas UFC's, mas no 9º dia, devido à esporulação do fungo nas ninfas, as UFC's aumentaram significativamente. Os resultados mostram que este fungicida deve ser aplicado preferencialmente sete dias após a pulverização do fungo.

Palavras-chave: Mosca-branca, controle biológico, fungo entomopatogênico.

1. INTRODUÇÃO

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* Gennadius (Aleyrodidae: Hemiptera), é considerada uma das pragas de maior destaque na agricultura no século XXI, sendo o biótipo B, hoje identificado como Middle East Ásia Menor 1 (MEAM1) a principal espécie causadora de grandes perdas na produtividade das culturas, outras também presentes são a Novo Mundo, Novo Mundo 2 (biótipo A) e Mediterrâneo – MED (Biótipo Q) (BARBOSA et al., 2015). A mosca-branca pode causar danos diretos, devido a sua alimentação no floema através da sucção de seiva e injeção de toxinas que provocam desordem funcional e danos indiretos que ocorrem por meio da excreção açucarada honeydew, onde favorece a proliferação do fungo *Capnodium sp.* (Fumagina), com redução da fotossíntese e perda na produtividade e diversas espécies vegetais (SILVA, 2017).

B. tabaci é vetor de mais de 300 espécies de vírus (HANSSEN et al., 2010; GILBERTSON et al., 2015), incluindo Begomovirus (família Geminiviridae), Crinivirus (família Closteroviridae), e Carlavirus (família Betaflexiviridae) no Brasil (FARIA et al., 2016; SOUZA et al., 2018). Na cultura do feijão *Phaseolus vulgaris* L., as perdas na produtividade podem chegar em até 100% com a transmissão do vírus *Bean Golden mosaic virus* (BGMV), isso se a planta for infectada no início do seu desenvolvimento (GALVES; MORALES, 1989). Na soja, os prejuízos de *B. tabaci*, em geral, decorrem de danos diretos pela sucção da seiva e, indiretos pela excreção de substância que serve de substrato para o desenvolvimento do fungo fumagina capaz de afetar a fotossíntese, e pela transmissão de vírus (LOPEZ et al., 2008).

O controle da mosca branca mais utilizado no Brasil é o químico por meio de inseticidas sintéticos, porém é perceptível que a utilização desses compostos pode ocasionar diversos desequilíbrios ao meio ambiente, acabar com artrópodes benéficos (inimigos naturais) e desenvolver insetos mais resistentes dificultando ainda mais o controle (BALDIN, 2005). No manejo integrado da mosca-branca, é realizado o emprego de produtos mais eficientes e seletivos aos seus inimigos naturais, sendo esses fisiológicos ou ecológicos (NASCIMENTO et al., 2018). As seletividades destes inseticidas promovem a associação com agentes de controle biológico (BIELZA et al., 2009).

Os primeiros patógenos a serem utilizados no controle biológico foram os fungos entomopatogênicos, onde os mesmos desenvolvem um importante papel no manejo integrado de pragas, sendo utilizado nas pesquisas para *Bemisia tabaci* o fungo *Cordyceps sp.* considerado entomopatogênico (SHAPIRO-ILAN et al., 2012). A rota de infecção mais comum utilizada

por esses microrganismos é através do tegumento embora a infecção via trato digestivo também seja possível (INGLIS et al., 2012). Desta forma, através da cutícula dos artrópodes, fungos entomopatogênicos invadem o sistema do inseto promovendo sua ativa disseminação, o que é vantajoso para o controle de insetos como a *B. tabaci*, prometendo um eficiente controle da praga (FIGUEIREDO, 2018).

No manejo integrado da *B. tabaci* uma das táticas mais promissoras é o controle biológico, onde os fungos entomopatogênicos apresentam vantagens no controle de ninfas e adultos. A aplicação de fungos associados a produtos fitossanitários carece de um conhecimento das ações dos produtos fitossanitários sobre os microrganismos entomopatogênicos, determinando assim sua compatibilidade. Por tanto, pode-se dizer que essa é uma estratégia segura e eficiente, utilizando produtos fitossanitários seletivos, sendo estes inseticidas, herbicidas ou fungicidas em conjunto com os fungos entomopatogênicos ou outros agentes de controle biológico (LOUREIRO et al. citado por DIAS NETO, 2014).

As interações entre fungos entomopatogênicos e produtos químicos, podem ser positivas ou negativas, sendo as positivas ocorrendo sinergismo entre o patógeno e o produto utilizado, e as negativas ocorrendo uma inibição de componentes do patógeno (COSTA, 2018). O fungo *Cordyceps spp.*, (Ascomycota: Cordycipitaceae) têm sido reconhecidos como um dos mais importantes agentes de controle biológico de aleirodídeos-praga. Epizootias naturais foram encontradas na safra 2012/2013, sobre ninfas e adultos de mosca-branca na cultura do feijoeiro, soja, tomate e goiabeira no Distrito Federal e Goiás (QUINTELA et al., 2016). Porém, os fatores bióticos e abióticos podem interferir na relação fungo/inseto/planta hospedeira e não causarem doença no inseto (DUBOVSKIY et al., 2014).

Ao combinar-se o fungo *C. javanica* com químicos, como por exemplo os fungicidas (SANTOS, 2017), utilizados no controle de ferrugem Asiática da Soja, causada pelo fungo *Phakopsora pachyrhizi* Syd. & P. Syd., considerada uma das doenças mais severas que incide na cultura da soja [*Glycine max* (L.) Merr.] (GODOY, 2009), pode diminuir o impacto ambiental que os químicos provocam pela pressão de seleção causando indivíduos mais resistentes, controlando com maior êxito a mosca-branca (SANTOS, 2017). A epizootia nas populações de mosca-branca possui potencial limitante ao crescimento populacional da praga, como no caso do *Cordyceps spp.*, conseguindo exercer um importante papel como causador de mortalidade natural. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a compatibilidade *in vitro* e *in vivo* de fungicidas com o fungo entomopatogênico *Cordyceps javanica*.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. *Bemisia tabaci* MEAM1

2.1.1. Características Gerais e Disseminação

A mosca branca (*Bemisia tabaci*), pertence à ordem Hemiptera, e sua subordem Sternorrhyncha da família Aleyrodidae, sendo um complexo de espécies que se encontra em constante evolução compreendendo em onze grupos bem definidos e pelo menos 24 espécies morfológicamente indistinguíveis, definidas como crípticas (BARRO et al., 2011). No Brasil, foram constatadas as espécies Middle East Ásia Menor 1 - MEAM1 (biótipo B), Novo Mundo, Novo Mundo 2 (biótipo A) e a Mediterrâneo - MED (biótipo Q) (BARBOSA et al., 2015). Contudo, o biótipo MEAM1 é o mais agressivo e invasivo, pela sua capacidade de provocar distúrbios fisiológicos nas plantas, prejudicando e causando danos a diferentes culturas no Brasil (QUINTELA et al., 2016).

A mosca branca apresenta seu desenvolvimento incompleto ou hemimetabólico, passando pelas fases ovo, ninfa (I, II, III, IV) e adulto, pertencendo ao grupo de insetos que possui o aparelho bucal sugador labial, se alimentando por meio de sucção de seiva das plantas. As ninfas somente em seu primeiro ínstar são moveis, apresentando um formato elíptico, plana ventralmente e convexa dorsalmente, com coloração branco-esverdeada, já no segundo ínstar, a ninfa se fixa tornando-se ovalada e com os olhos brilhantes (EICHELKRAUT; CARDONA, 1990). No terceiro ínstar, as ninfas se encontram em formato elíptico se tornando translúcidas, mostrando seus estiletos e seus olhos vermelhos brilhantes, passando para o quarto e último ínstar caracteriza se pelo seu formato oval, com a parte cefálica arredondada e a caudal com terminação em ponta (QUINTELA, 2002).

Os adultos da *B. tabaci* são pequenos, medindo de 1 a 2 mm de comprimento, sendo as fêmeas maiores que os machos, possuindo dois pares de asas brancas membranosas recoberta por uma substância pulverulenta branca. Por tanto sua reprodução pode acontecer de forma sexuada ou partenogênica (EICHELKRAUT; CARDONA, 1990), ocorrendo o acasalamento dos adultos logo após a emergência dos mesmos (12 a 48 h), se repetindo diversas vezes durante a vida, sendo que cada fêmea pode depositar até 300 ovos durante seu ciclo biológico. A fecundidade dos ovos pode ser influenciada pela planta hospedeira e pela temperatura, ou seja, na falta de um alimento a postura pode ser interrompida (GALLO, 2002).

A oviposição geralmente ocorre na face abaxial das folhas jovens, com pilosidade moderada, o que se deve ao fato de esse tipo de folha conferir proteção contra o vento e

dessecação (SOUZA, 2004). Segundo Lima; Lara (2001), assim como todos os insetos a mosca branca, ao entrarem em uma área, começa a selecionar as plantas que mais se adequam a se hospedarem. Um dos estímulos para a aterrissagem na folha é a coloração, onde logo depois irão se alimentar e ovopositarem, a seleção da planta é feita com picadas de prova (POLLARD, 1995).

A mosca-branca pode ser encontrada em áreas tropicais, subtropicais e temperada, sendo amplamente distribuída no mundo, com exceção da Antártida (OLIVEIRA et al., 2001). A disseminação da *B. tabaci* é favorável devido sua facilidade de se adaptar a novos hospedeiros e condições climáticas favoráveis, capacidade de resistência a inseticidas e alta taxa de reprodução (SILVA et al., 2009).

O Middle East Ásia Menor 1 - MEAM1 (biótipo B) foi introduzido nas Américas nas décadas de 80 e 90, provocando grandes perdas principalmente na cultura do algodão, tomate e feijão, sendo assim atualmente está amplamente disseminada em todo o mundo. As perdas provocadas pelo biótipo são devidas sua adaptabilidade a diferentes hospedeiros e espécies de plantas cultivares, sendo mais comum em plantas dicotiledôneas herbáceas (ABD-RABOU; SIMMONS, 2010). Contudo, em 2013 o MEAM1 foi encontrado em membros da família Poaceae, especificamente em milho, no Brasil central (QUINTELA et al., 2016).

As espécies crípticas de mosca branca obtiveram mudanças após a introdução do MEAM1 no Brasil. Foram relatadas supressões rápidas e deslocamentos de outras populações, já que o biótipo existente na época não infestava em altas populações de plantas de brócolis, abobreiras e tomates, e nem tanto, eram associadas a anomalias ou desordens em tomate e abóbora (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994).

A introdução do MEAM1 foi deparada em 2013 no Rio Grande do Sul, preocupando os produtores e pesquisadores do Brasil, pelo fato deste biótipo possuir resistência a vários inseticidas disponíveis no mercado. Decorrente a isto, existe também uma preocupação decorrente a migração da espécie para o norte do país, o que certamente causará grande impacto nos principais sistemas agrícolas brasileiros (BAEBOSA et al., 2015; MARUBAYASHI et al., 2013).

A mosca branca além de se hospedar em plantas daninhas, silvestres e ornamentais, possuem sua preferência em, curcubitáceas (abobrinha, melancia, melão e chuchu), solanáceas (tomate, berinjela, pimentão, fumo, pimenta e jiló), brássicas (brócolos e repolho), leguminosas (feijão, feijão-vagem), algodão, mandioca, alface e quiabo (OLIVEIRA et al., 2001). Devido à grande oferta de alimento causada pelas pontes verdes, a mosca-branca (MEAM1), de praga

secundária passou à praga chave devido. Consequentemente, com a implantação do sistema “safrinha” as lavouras de soja, milho e feijão passaram a ser cultivadas durante o ano todo. Esta disponibilidade de hospedeiros favorece o desenvolvimento e a disseminação de mosca-branca (SANTOS, 2017).

2.1.2. Danos e prejuízos provocados pela *Bemisia Tabaci*

O biótipo MEAM1, transmitido pela mosca branca tem sido um problema sério no Brasil desde 1995, as perdas referentes a este biótipo atingiram cerca de milhões de dólares nas culturas de feijão, algodão, melão e hortaliças (OLIVEIRA et al., 2001). Em geral os danos são: destruição de células, redução do processo de fotossíntese e respiração da planta, inoculação de toxinas e transmissão de vírus fitopatogênicos (POLLARD, 1955; BUNTIN et al., 1993; BARBOSA et al., 2002). Além disso, esses danos são classificados como diretos ou indiretos, sendo os diretos durante o processo de alimentação do inseto e os indiretos aqueles que promovem ou facilitam ações de agentes nocivos aos vegetais (BYRNE; BELLOWS Jr, 1991).

Os danos diretos acontecem quando o inseto ao se alimentar suga a seiva, depauperando a planta, prejudicando seu desenvolvimento vegetativo e reprodutivo, refletindo em redução da produtividade e qualidade de folhas e frutos (VILLAS BÔAS; BRANCO, 2009). As ninfas e adultos ao se alimentarem da seiva do floema das plantas, rica em aminoácidos que são utilizados para seu desenvolvimento, eliminam uma substância continuamente e em grande quantidade chamada de “honeydew”. Substância esta, rica em carboidratos, que favorece a proliferação do fungo saprófito *Capnodium sp.*, chamado de fumagina. A fumagina sobre a superfície das folhas reduz a incidência da radiação solar e, consequentemente da atividade fotossintética, causando danos indiretos (JONES, 2003).

Além disso, ao se alimentar a mosca-branca injeta toxinas que prejudicam a planta, como por exemplo, o prateamento das folhas na cultura da abobrinha, branqueamento do caule nas brássicas, e em plantas ornamentais ocorre um clareamento das veias e folhagem. Na cultura do algodão, se tem a ocorrência de queda precoce de folhas, e as fibras tornam-se manchadas pela secreção do inseto (VILLAS BÔAS, 2005).

Na cultura do tomate, sua produção também é atingida pela mosca-branca, podendo ter perdas chegando em até 100%. Estas são decorrentes aos danos diretos provocados também pela sucção de seiva na região do floema, onde comprometem a capacidade fotossintética da planta, favorecendo o desenvolvimento de fumagina. Diante disto, o fruto amadurece

irregularmente, com a consistência de polpa alterada e de aspecto esponjoso (GALLO et al., 2002). No feijoeiro, os danos diretos não são muito expressivos, sendo os indiretos, sobretudo a transmissão do vírus, o principal responsável pela importância da mosca-branca nesta cultura (FARIA et al., 2016).

O principal vírus que a mosca-branca transmite ao feijoeiro é o Bean golden mosaic vírus (BGMV) (FARIA, 1997; STANSLY; NARANJO, 2010). O vírus BGMV é do gênero begomovirus, e seus sintomas na planta são: redução do crescimento, deformação, amarelecimento das folhas, deformação e redução do número de vagens, redução do número e peso dos grãos. Em campo, os sintomas são observados em torno de 14 a 17 dias após a emergência do feijoeiro, e enquanto mais cedo à infecção ocorrer, maiores serão os prejuízos à cultura (FARIA et al., 1996).

Em condições de campo no Brasil, as perdas decorrentes pelo BGMV estão em torno de 40% a 85%, podendo chegar a até 100% quando o ataque pela mosca-branca ocorre em grandes concentrações no início do desenvolvimento da planta do feijão dependendo da cultivar, do estágio das plantas quando infectadas e do isolado do vírus (QUINTELA, 2004). As perdas anuais variam entre 90.000 e 280.000 toneladas na produção de feijão, e em muitas regiões o cultivo dessa leguminosa tem sido inviabilizado devido à alta prevalência do BGMV (ARAGÃO, 2014).

Diferentemente do que ocorre na cultura do tomateiro e do feijoeiro, são poucos os relatos de perdas em soja. Contudo, os sintomas são necrose na haste, queima do broto, escurecimento do pecíolo e das nervuras foliares, nanismo e deformação no limbo e mosaico de aspecto bolhoso. Os sintomas manifestam-se 15 dias após a inoculação. Em secções ultrafinas observadas em microscópio eletrônico é possível notar presença de partículas falcadas, agrupadas na forma de feixes em plantas de soja, característicos de infecção por carlavírus (MARUBAYASHI, 2006).

2.2. MANEJO DA MOSCA-BRANCA

2.2.1. Controle químico

A mosca branca é uma das pragas de maior importância do século, isso se dá pelo seu grande impacto nos sistemas agrícolas, ao seu difícil controle e ao amplo número de hospedeiros (ELLSWORTH; MARTINEZ CARRILLO, 2001). A primeira estratégia empregada na maioria dos sistemas agrícolas para o controle da *B. tabaci* é a aplicação dos

agrotóxicos. Segundo Palumbo et al. (2001), o controle da *B. tabaci* tem-se tornado bastante complicado, tanto em campo como em cultivo protegido, pois a aplicação de inseticidas repetidas vezes tem sido cada vez mais necessárias, e essas aplicações frequentes resultam além de um uso excessivo, também a seletividade dos indivíduos resistentes.

Atualmente, os inseticidas mais utilizados para o controle da mosca branca são os neonicotinóides, juvenóides e os inibidores de síntese de quitina, além das misturas de neonicotinóides + piretróides. Os neonicotinóides, tanto individualmente como em misturas, tem sido considerado o inseticida mais utilizado no mundo, devido sua alta eficiência no controle de vários insetos, se tornado a principal ferramenta no controle de adultos da mosca-branca (NAUEN; JESCHKEET, 2011; QUINTELA et al., 2013).

No controle de *B. tabaci* os inseticidas imidacloprid, acetamiprid e thiametoxam têm alcançado médias de eficácia, por apresentarem alta versatilidade de aplicação, podendo também ser utilizados no controle de coleópteros, dípteros e lepidópteros através dos tratamentos de solo, de sementes e aplicação foliar (ELBERT et al., 2008; ZHANG et al., 2011; LIANG et al., 2012). Porém, a disponibilidade de princípios ativos se encontra baixa, e os neonicotinóides ainda são o principal método no controle de adultos da mosca branca (QUINTELA, 2013), contudo algumas populações já apresentam resistência cruzada à estes inseticidas (CARDOSO, 2014).

A importância da rotação de inseticidas com grupos químicos e mecanismos diferentes tem se mostrado explícita devido à alta seleção de resistência que os insetos estão adquirindo. Algumas alternativas para rotação de moléculas químicas são os inseticidas buprofezin, spiromesizen, chlorantraniliprole e flupyradifurone. Estes são mais seletivos e têm apresentado eficiência no controle da mosca-branca (NAUEN et al., 2011). Desta forma, a diversidade desses inseticidas para o controle da *B. tabaci*, foi encontrada a partir dos inseticidas reguladores de crescimento (IGRs).

O buprofezin foi o primeiro IGR seletivo disponível no mercado para o controle de *B. tabaci* (HOROWITZ; ISHAAYA, 1992). Ele inibe a síntese de quitina, agindo especificamente no desenvolvimento das formas imaturas resultando na mortalidade de ninfas durante a ecdise. Segundo Sohrabi et al. (2011), o buprofezin retardou a eclosão dos ovos e foi eficiente no controle de ninfas até o terceiro ínstar, sendo que as ninfas no quarto ínstar foram menos suscetíveis a esta molécula. Ainda segundo estes autores este inseticida reduz a longevidade dos adultos de mosca-branca.

O flupyradifurone e o spiromesifen apresentam alta eficiência no controle de *B. tabaci*, possuindo perfis toxicológicos e ecotoxicológicos favoráveis. O flupyradifurone é um inseticida sistêmico, que interage com os receptores de acetilcolina agindo como agonista. O efeito dessa molécula nos receptores induz uma corrente iônica despolarizadora com subsequente excitação da célula nervosa, resultando em desordem no sistema nervoso e a morte dos insetos tratados (NAUEN et al., 2015). O spiromesifen é um inseticida que age na biossíntese de lipídios, inibindo a lipogênese, principalmente pelo efeito na acetil CoA-carboxylase (NAUEN et al., 2003). Segundo Liu (2004), o spiromesifen foi altamente tóxico a ninfas de *B. tabaci*, em testes de laboratório com melão (cantaloupe, var. “Primo”) e couve (var. “Georgia LS”), especialmente para ninfas de primeiro e segundo ínstar.

2.2.2. Controle biológico

Os principais inimigos naturais da mosca branca, que auxiliam em seu controle, destacando-se os parasitoides, os predadores e os patógenos. Sendo os patógenos os mais utilizados, como por exemplo, os fungos entomopatogênicos, representando uma importante tática dentro do manejo integrado desta praga. Dentre estes os fungos mais utilizados em produtos comerciais são o *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., *B. brongniartii* (Sacc.) Petch, *Cordyceps fumosorosea* Wize e *Lecanicillium spp.* (Ascomycota: Hypocreales: Cordycipitaceae) e *Metarhizium spp.* (Ascomycota: Hypocreales: Clavicipitaceae) (FARIA; WRAIGHT, 2007).

Os fungos entomopatogênicos podem infectar diferentes estágios de desenvolvimento da mosca-branca, não sendo necessário serem ingeridos para infectar o hospedeiro, sendo necessário somente seus conídios terem a capacidade de penetrarem em qualquer parte da cutícula do inseto (HAJEK; LEGER, 1994). Este processo é um tanto quanto complexo, envolvendo penetração mecânica, produção de enzimas e a superação do mecanismo de defesa do hospedeiro (ORTIZ-URQUIZA; KEYHANI, 2013). Durante a colonização o fungo se multiplica na hemolinfa do inseto e forma uma massa hifal levando o hospedeiro à morte pelo esgotamento de seus nutrientes (LAZZARINI, 2005).

O fungo entomopatogênico que mais tem se destacado no controle de *B. tabaci* MEAM1 é o *Cordyceps javanica*, tendo seu primeiro registro de infecção natural no extremo sul da América do Sul em *Trialeurodes vaporariorum* e *B. tabaci* (SCORSETTI et al., 2008). Já no Brasil, o *C. javanica* foi detectado infectando lagartas de *Lonomia obliqua* (SPECHT et al.,

2009). Na safra 2012/2013, epizootias de *C. javanica* foram encontradas sobre ninfas e adultos da mosca-branca no feijoeiro, soja, tomate e goiabeira no Distrito Federal e Goiás (QUINTELA et al., 2016).

A alta capacidade de produção de conídios em substratos artificiais, alta virulência e produção de inóculos nos cadáveres dos insetos, são características importantes para selecionar isolados para produções comerciais (MASCARIN et al., 2013). O gênero *Cordyceps* apresenta estas qualidades, o que estimula as pesquisas sobre o uso deste entomopatógeno no controle de *B. tabaci*.

2.3. *Cordyceps javanica*

A espécie *Cordyceps javanica*, pertence a ordem Hypocreales, da família Cordycypitaceae e classe Euascomiceto do filo Ascomycota. É um fungo filamentosos cosmopolita e frequentemente isolado de solos, onde foi originalmente isolado de *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolithidae) em Java, na Indonésia (SAMSON, 1974) e atualmente é pouco encontrada na literatura (DUNLAP et al., 2017). Podem infectar diferentes ordens de insetos, mas apresenta uma maior tendência de infectar hospedeiros da ordem Lepidoptera. Produz várias micotoxinas que auxiliam no processo de infecção, como a beauvericina. (SAMSON, 1974; ZIMMERMAN, 2008). Diversos estudos relatam a suscetibilidade de *Bemisia tabaci* para diferentes isolados de *Cordyceps* sp. (CABANILLAS; JONES, 2009; CABANILLAS et al., 2013; MASCARIN et al., 2013; TIAN et al., 2015).

O gênero *Paecilomyces* foi estabelecido por Bainier com base na espécie *Paecilomyces variotii* (BAINIER, 1907). O gênero foi revisado por Samson em 1974, que dividiu o gênero em duas seções: Seção *Paecilomyces* e Seção *Isarioidea*, e identificou todas as espécies entomógenas na última seção enquanto o tipo *Paecilomyces variotii* e as outras espécies da seção *Paecilomyces* são estágios conidiais das espécies de *Byssochlamys* (Eurotiomycetes: Eurotiales) (D'ALESSANDRO et al., 2014). Na classificação de Samson esses fungos foram baseados em características morfológicas, mas muitas vezes ficaram altamente subjetivo e levou a ambiguidades nas identificações ao nível de espécie (CHIEN-CHENG CHEN et al., 2007).

Através de estudos filogenéticos das espécies de *Paecilomyces*, seção *Isarioidea* usando os genes de rDNA de β -tubulina e ITS observou-se a existência de um grupo monofilético designado como clado *Isaria*, que incluiu as seguintes espécies: *I. amoenerosea*,

I. cateniannulatus, *I. cateniobliquus*, *I. cicadae*, *I. farinosa*, *I. fumosorosea*, *I. ghanensis*, *I. javanica* e *I. tenuipes*. A revisão taxonômica de *Paecilomyces* seção *Isarioidea*, começou com a lectotipificação do status de *Isaria*, um gênero há muito tempo considerado sinônimo de *Paecilomyces*; mas baseado em novas evidências o gênero *Isaria* com *I. farinosa* como espécie-tipo foi oficialmente aceita (D'ALESSANDRO et al., 2014)

Em 2017, Kepler et al., desenvolveram um trabalho que trouxe nomenclaturas baseadas em filogenética para a família de fungos Cordycipitaceae. Desta forma, a partir do fim de sistemas nomenclaturas duplas para fungos polimórficos, em 2011, surgiu a reconciliação de nomes concorrentes, idealmente ligados por métodos moleculares ou baseados em cultura. O nome genérico *Isaria* era o nome mais antigo disponível para todo o grupo de táxons considerado no artigo, incluindo *Cordyceps*. No entanto, o conceito de *Isaria* teve uma história longa e complicada, com muitas mudanças de status e diferenças de opinião sobre como o nome devia ser aplicado, por isso, propuseram a rejeição de *Isaria* em favor de *Cordyceps* devido à confusão em torno da aplicação de *Isaria*. Sendo assim, *Cordyceps javanica* é sinônimo de *Paecilomyces javanicus* e *Isaria javanica*.

Os fungos pertencentes ao filo Ascomycota são caracterizados por hifas septadas que se diferenciam em células conidiogênicas, conidióforos ou fiálides e os conídios, que são estruturas de reprodução assexuada. As células conidiogênicas emergem do micélio aéreo e são responsáveis pela produção dos conídios. A dispersão dessas estruturas é de forma passiva, pelo vento, chuva ou hospedeiros alternativos (ROJAS, 2015). Seus conídios são pequenos, simples, elípticos ou fusiformes, hialinos, com colônias variando de branco a amarelo. Sua forma completa, ou teleomórfica, pode ocorrer como *Cordyceps*. O nome para a patologia causada por esses fungos em insetos é “muscardine amarela” (ZIMMERMANN, 2008).

Na descrição macromorfológica das colônias de *C. javanica*, observa-se que crescem lentamente, na textura de pó com aspecto branco primeiramente, tornando-se de cor creme com a idade, em meio de cultura Sabouraud (CABANILLAS; JONES, 2013; D'ALESSANDRO et al., 2014). Os conidióforos são eretos, decorrentes do micélio aéreo, com até 50 µm de comprimento, 1,5-2,5 µm de largura, ramos com filíades em espirais de 2 a 3 grupos. As filíades são constituídas por uma parte basal cilíndrica, que se afunila em um pescoço fino. Os conídios são fusiformes, às vezes cilíndricos, hialinos, de paredes lisas, 4,0-7,4 x 1,2-1,7 µm (LUANGSA-ARD et al., 2005).

2.4. COMPATIBILIDADE

As moléculas de produtos fitossanitários e fungos entomopatogênicos podem apresentar variados aspectos positivos ao serem combinadas suas doses subletais, como menor impacto ambiental, maior conservação de inimigos naturais e menor pressão de seleção de indivíduos, porém é de extrema importância o conhecimento da compatibilidade entre eles. A incompatibilidade pode inibir a germinação, o crescimento micelial e a reprodução do fungo (SILVA, 2013). Desta forma, entender os efeitos das moléculas sintéticas sobre o fungo de interesse é imprescindível para o sucesso da associação destes dois métodos de controle (ASI et al., 2010).

Experimentos de campo têm demonstrado que aplicações de fungicidas na cultura da soja podem estimular a incidência de maior número de lagartas nas áreas tratadas com benomil ou difenoconazole por supressão de um dos inimigos mais importantes das lagartas, o fungo *Nomuraea rileyi* (SOSA-GÓMEZ et al., 2003). Portanto, a aplicação de produtos não seletivos pode ocasionar os referidos problemas. A preservação dos fungos como agentes microbianos de ocorrência natural é essencial para evitar ressurgência ou surtos de pragas.

A incompatibilidade ocorre quando um dos agentes de controle influencia negativamente o outro (GUPTA et al., 1999), pois a presença de determinada substância química pode influenciar prejudicialmente a germinação e a reprodução dos esporos fúngicos diminuindo a eficiência contra a praga-alvo (DUARTE et al., 1992; MALO, 1993). Considerando esporulação e crescimento micelial do fungo, estudos realizados (ASI et al., 2010), em testes de compatibilidade, consideraram os aspectos mais importantes a serem avaliados em relação a infecção do fungo, sendo a germinação dos esporos como o primeiro passo da sua disseminação (NEVES et al., 2001; HIROSE et al., 2005; SILVA et al., 2013).

As interações entre os produtos fitossanitários e os fungos entomopatogênicos podem ser positivas, quando ocorre uma ação sinérgica ou aditiva entre o patógeno e o produto, ou negativas, quando ocorre a inibição de um dos componentes, geralmente a do patógeno. Estes produtos, principalmente os fungicidas, inibem, na sua grande maioria, a germinação dos esporos dos fungos entomopatogênicos diminuindo o potencial de inóculo. Assim, as interações, principalmente as negativas, devem ser consideradas nos programas de Manejo Integrado de Pragas, pois, quanto mais seletivo (compatível) for o produto químico mais eficiente será a conservação do entomopatógeno. Este aspecto é mais importante em

agroecossistemas onde o fungo entomopatogênico é um importante fator de redução populacional de insetos, sendo considerado um inimigo natural-chave (SILVA et al., 2005).

Os produtos fitossanitários que possuem óleos nas suas formulações, tanto de origem vegetal como mineral, utilizados como inseticidas, acaricidas, fungicidas, herbicidas e espalhantes adesivos são testados para melhorar seus efeitos misturados com fungos entomopatogênicos. Entretanto, alguns desses produtos podem influenciar nos microrganismos, como no caso dos fungos entomopatogênico, nos quais o crescimento vegetativo, a esporulação e a viabilidade, ou até mesmo a composição genética podem ser modificadas, alterando a sua virulência (ALVES; MOINO; ALMEIDA, 1998; ROJAS, 2015).

No sistema agrícola da soja, além do fungo *N. rileyi*, *Metarhizium anisopliae*, *B. bassiana* ocorrem outros menos conhecidos, mas não por isso menos importantes, *Zoophthora radicans* e *Pandora gammae* que são agentes de controle natural de outras lagartas (SOSA-GÓMEZ et al. 2002), portanto a aplicação de produtos não seletivos, pode ocasionar os referidos problemas. Aplicações de fungicidas feitas para controlar a Ferrugem asiática na soja (*Phakopsora pachyrhizi*), podem afetar o crescimento do fungo entomopatogênico (*C. javanica*) no controle da *Bemisia tabaci*, sendo necessárias técnicas de aplicação alternadas com o fungicida e o fungo entomopatogênico para que o fungicida não afete o desenvolvimento dos micélios (SOSA-GOMEZ, 2005).

A expressiva toxicidade dos fungicidas é um dos fatores que mais prejudicam a ação dos fungos entomopatogênico. Medidas de controle devem ser adotadas em conjunto, no intuito de minimizarem a presença de fitopatógenos na cultura e, conseqüentemente, a necessidade de aplicações de fungicidas para seu controle. É um procedimento importante que deve ser adotado para reduzir o efeito de fungicidas sobre os entomopatógenos. Outra possibilidade, é a aplicação de fungicidas com intervalos de tempo suficiente para não coincidir com as fases mais susceptíveis da interação entomopatógeno-hospedeiro. No entanto, isso depende do comportamento de cada fitopatógeno e do tipo de dano que o mesmo pode causar (KURIAMA; SOSA-GÓMEZ; SILVA, 2008).

Os trabalhos de compatibilidade entre produtos fitossanitários e fungos entomopatogênico são ferramentas indispensáveis ao manejo integrado de pragas, contribuindo para a preservação destes patógenos e, conseqüentemente, mantendo o equilíbrio ambiental dentro do sistema agrícola (NORRIS; CASWELL-CHEN; KOGAN, 2003), sendo a germinação considerada como o principal fatos a ser avaliado nestes testes de viabilidade (HIROSE et al., 2001; NEVES et al., 2001; SILVA; NEVES, 2005; ROJAS, 2015).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. COLÔNIA DE INSETOS

A colônia de *Bemisia tabaci* MEAM 1 utilizada nos experimentos foi obtida a partir da criação massal em casa telada (9x8m) da Embrapa Arroz e Feijão em Santo Antônio de Goiás - GO. Estes insetos foram criados e mantidos em plantas de feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L., cv. Pérola), soja (*Glycine max* L., cv. Favorita) e feijão-fava (*Phaseolus lunatus*).

3.2. CULTIVO IN VITRO DE *Cordyceps javanica* E PREPARO DA SUSPENSÃO

Culturas puras de *Cordyceps javanica*, isoladas de plantas de soja em Porangatu-GO, foram armazenadas em microtubos com glicerol a 10% em freezer a -80°C. O isolado de *C. javanica* BRM27666 da coleção de microrganismos multifuncionais da Embrapa Arroz e Feijão, foi cultivado em placas de Petri estéreis com 9 cm de diâmetro com meio de cultura BDA (Batata, Dextrose, Ágar), esterilizado em autoclave a 120°C por 20 minutos. Com uma pipeta foi adicionado 0,20 µL mL da suspensão com o inoculo, espalhando manualmente (agitação) sobre a placa contendo o meio. As placas foram mantidas em câmara climatizada do tipo B.O.D. (Biological Oxygen Demand) a 26°C, 14 horas de fotofase e 40±10% umidade relativa por um período de 10 dias. A viabilidade dos conídios foi avaliada com 16 horas de incubação nessas condições.

Para o preparo da suspensão fúngica foi utilizado surfactante Tween 80® a 0,01% e realizado a raspagem dos conídios, produzidos sobre meio BDA, com espátula estéril. Foram realizadas três diluições em série para facilitar a contagem dos conídios em câmara de Neubauer e a concentração final ajustada a 2×10^7 conídios mL⁻¹.

3.3. COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* COM FUNGICIDA NO CONTROLE DE NINFAS DE MOSCA-BRANCA

3.3.1. Bioensaio

O experimento foi conduzido em casa telada (9x8 m) com tela fina (50 mesh) na Embrapa Arroz e Feijão em Santo Antônio de Goiás - GO, Brasil (16°28'00"S, 49°17'00"W)

em 2019/1. O delineamento foi inteiramente casualizado (DIC) com sete tratamentos e quatro repetições. As sementes de soja cultivar BRS6970 IPRO (6 sementes por vaso) foram plantadas em vasos plásticos de 2L (11,8 cm de diâmetro x 13 cm de altura) contendo uma mistura de solo e adubo (11-52-47).

Com sete dias, após a emergência da plântula foi realizado o desbaste deixando as três melhores plantas. Assim, aproximadamente 12 dias após o plantio ocorreu à infestação das folhas primárias e do 1º trifólio com adultos de mosca-branca. Os vasos foram levados para o telado da criação massal e as plantas com mosca-branca foram balançadas sobre as repetições para deposição dos insetos. Os adultos permaneceram na planta de soja por um período de 8 horas para que realizassem a oviposição (Figura 1). Após esse período, as moscas-brancas foram retiradas de cada planta com o auxílio de um sugador e foram mantidas em casa telada até atingirem o 2º instar em que foi realizada a pulverização dos tratamentos.



Fonte: Autor (2019).

Figura 1. Plantio das sementes de soja *Glycine max* (L.). A, enchimento dos vasos e adubação do solo. B, plantio das sementes de soja em vasos com 1,5 L de solo sendo cinco sementes por vaso. C, infestação das plantas de soja com adultos de *Bemisia tabaci* criadas em plantas de feijão comum (*Phaseolus vulgaris* L., cv. Pérola), soja (*Glycine max* L., cv. Favorita) e feijão-fava (*Phaseolus lunatus*), em casa telada, Santo Antônio de Goiás - GO.

Os tratamentos com ninfas de *Bemisia tabaci* em 2º instar consistiram de (1): Testemunha; (2): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} sozinho; (3): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado no mesmo dia; (4): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado após três dias; (5): *C. javanica*

BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol mL ha^{-1} aplicado após sete dias; (6): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} aplicado após 14 dias; (7) Fungicida 400 mL ha^{-1} . A temperatura ($^{\circ}\text{C}$) e umidade relativa (%) na casa telada foram monitoradas com um datalogger (Hobo® U12-012, Onset Computer Corp. Ltd., Massachusetts). As temperaturas variaram de 18,72 a 39,04 $^{\circ}\text{C}$ (média de 25,39 $^{\circ}\text{C}$) e de 38,47 a 98,05% de umidade relativa do ar (média de 76,95%).

Para realizar a pulverização da suspensão fúngica sobre as folhas de soja foi utilizado um aerógrafo manual com abertura de bico de 0,25 mm e pressão de trabalho de 10 PSI e a suspensão foi aplicada na parte abaxial das folhas (Figura 2, A). As ninfas 2º ínstar foram pulverizadas com 2×10^7 conídios mL^{-1} e a testemunha tratada com Tween 80 a 0,01%. Para pulverizar os tratamentos com fungicida trifloxistrobina + protioconazol 400 mL ha^{-1} foi utilizado um pulverizador de barra horizontal em que foi aplicado na parte superior das folhas (Figura 2, B) com pressão 3 kgf/cm^2 .



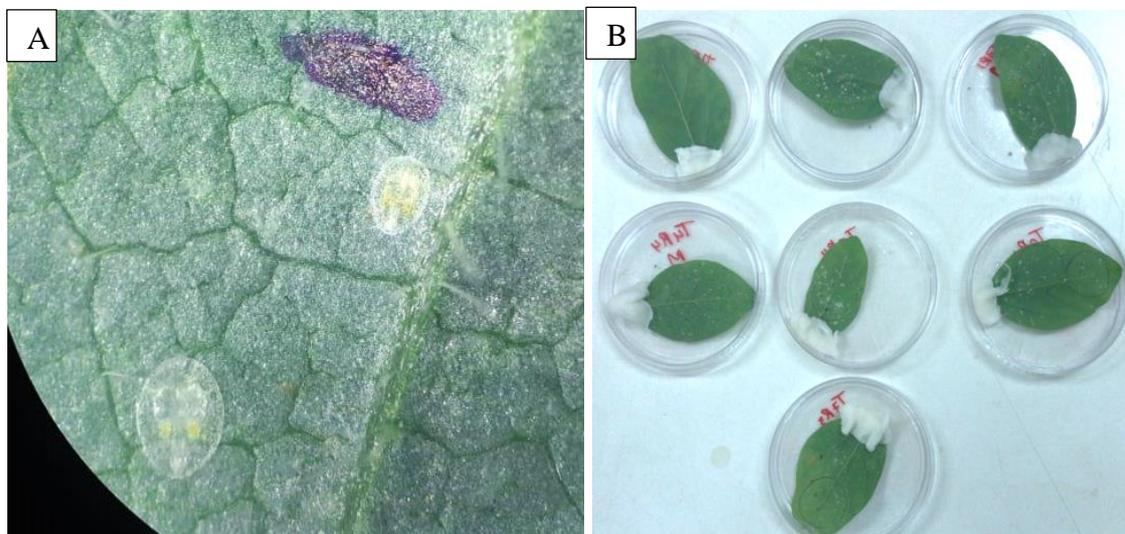
Fonte: Autor (2019).

Figura 2. Aplicação do fungo *Cordyceps javanica* e Fungicida. A, aplicação da suspensão do fungo com aerógrafo manual na parte abaxial da folha. B, aplicação do fungicida com um pulverizador de barra horizontal na parte adaxial das folhas.

3.3.2. Avaliação da mortalidade das ninfas

A mortalidade foi avaliada aos três, cinco, sete, 10 e 14 dias após as pulverizações em um folíolo do 1º trifólio de soja por repetição que foram retiradas e mantidas em placas de Petri. As folhas foram avaliadas em lupa com a área delimitada por um vazador com diâmetro de 2,54 cm em cada lado da folha. As ninfas mortas presentes neste círculo foram contadas e marcadas com caneta vermelha/azul através de um estereomicroscópio de bancada (40x de aumento) (Figura 3).

Em caso de menos de 30 ninfas por círculo, foi avaliado outro círculo ou a folha inteira. Após contagem, as folhas foram colocadas, individualmente, em placas de Petri com algodão umedecido no pecíolo, vedadas e mantidas em B.O.D. a $26 \pm 0,5$ °C, UR > 60% e com 12 horas de fotofase por três dias para confirmação da mortalidade pelo fungo. Cinco dias após incubação em câmara úmida, foram avaliadas as ninfas marcadas com caneta e a quantidade esporulada. Ninfas mortas que apresentaram esporulação foram confirmadas como mortas por *C. javanica* (Figura 4).



Fonte: Autor (2019).

Figura 3. Marcação das ninfas e mantidas em placas de Petri. A, marcação das ninfas mortas e contagem das mesmas. B, folhas colocadas em placa de Petri após marcação e conservadas com algodão úmido no pecíolo da folha.



Fonte: Autor (2019).

Figura 4. Folhas com cinco dias mantidas em B. O. D. mostrando esporulação e infecção do fungo (ninfas mortas e esporuladas).

3.3.3. Persistência dos conídios em casa telada

Para avaliação de conídios depositados nas folhas de soja, após a pulverização de suspensão de conídios, foi coletada uma folha primaria de cada repetição dos tratamentos após 0, dois, quatro, sete, nove, 10, 12, 14, 16 e 21 dias após a pulverização da suspensão fúngica, retirando uma amostra (círculo 2,54 cm) das mesmas separadamente, contendo ninfas. Em seguida, adicionou-se em um Erlenmeyer com 50 mL de Tween 80® a 0,01%, e colocou sob agitação no agitador de soluções tipo Vortex por 5 minutos cada um dos tratamentos, como mostra a Figura 5.

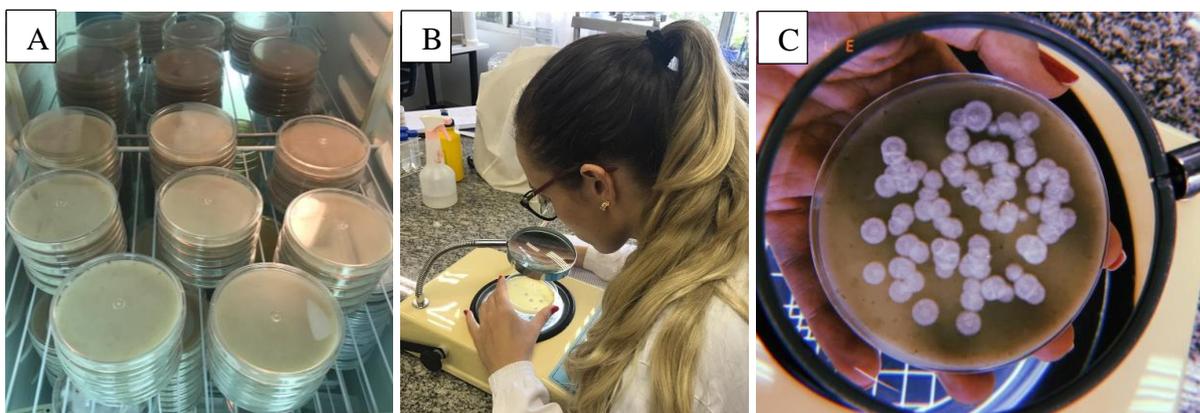


Fonte: Autor (2019).

Figura 5. Preparação da persistência dos conídios. A, coleta de 1 folíolo/vaso e corte do círculo de 2,54 cm. B, Amostras em agitador tipo Vortex (por 5 minutos) para liberação dos conídios

de *Cordyceps javanica* com 50mL de Tween 80 a 0,01%. C, 100 μ L de suspensão colocada nas placas de Petri com meio Aveia para crescimento dos conídios de *Cordyceps javanica*.

Após extração dos conídios, 0,1 ml da solução foi colocado para germinar na placa tipo Petri (6,0 x 1,5 cm) com 9cm de meio de Aveia + 500 μ L/L de antibiótico + 750 μ L/L de dodine, sendo as soluções dos primeiro dia de aplicação diluídas a 10^{-1} e 10^{-2} conídios mL^{-1} , em seguida as placas de Petri foram mantidas durante um período de 5 dias em câmara de crescimento do tipo BOD à temperatura de $26 \pm 0,5$ °C, UR > 80% (Figura 6, A). Após esse período foi feita contagem de colônias germinadas, no microscópio de contraste de fases (Leica® DM2500 LED), determinando assim a persistência da viabilidade dos conídios (Figura 6, B e C).



Fonte: Autor (2019).

Figura 6. Crescimento e avaliação das colônias de *Cordyceps javanica*. A, placas em B. O. D. para crescimento das colônias. B, avaliação e contagem das colônias. C, colônias de *Cordyceps javanica*.

3.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA

As curvas de mortalidade e micose (esporuladas) foram ajustadas de acordo com modelos não paramétricos e comparadas pelo teste de Wilcoxon-Mann-Whitney, e levando em consideração 12 dias após a pulverização foi aplicado o teste de Kruskal-wallis test ($P < 0.05$) para comparação da mortalidade e esporulação dos tratamentos. Para estimar a TL_{50} foram utilizados modelos não lineares (Weibull) e (Log-logístico), e os valores foram comparados a um intervalo de confiança de 95%.

Para análise dos dados de persistência foi realizado o Teste de Tukey a nível de significância de 5% de probabilidade, e as curvas foram ajustadas e comparadas pelo teste de Cedergreen-Ritz-Streibig com 5 parâmetros. Para a análise de variância e teste múltiplos foram utilizados medias por data sendo 10 datas, sendo os testes Tukey, Student Newman Keuls, Ducan e Scottknott. Todas as análises foram feitas no sistema R for Windows 3.6.0 Setup (2006).

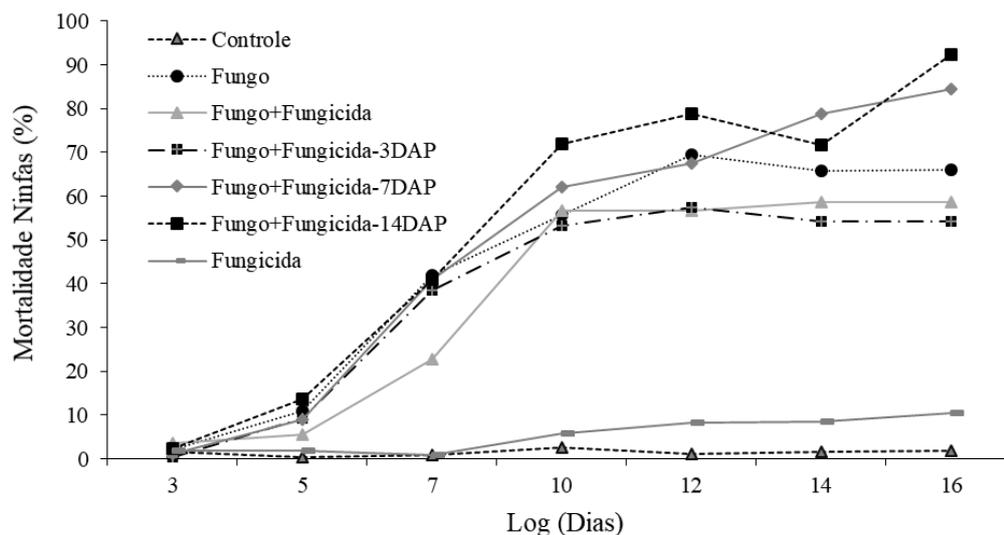
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. AVALIAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE *Bemisia tabaci* APÓS APLICAÇÃO DO FUNGO *Cordyceps javanica* INTERCALADO COM O FUNGICIDA

Em relação a mortalidade de ninfas de 2º instar (Figura 7), o tratamento Fungo+Fungicida, Fungo sozinho, Fungo+Fungicida-3DAP, Fungo+Fungicida-7DAP e Fungo+Fungicida-14DAP diferenciaram significativamente comparadas ao controle e a aplicação do fungicida sozinho. O tratamento Fungo+Fungicida-14DAP, foi observado uma mortalidade de 92% seguido dos tratamentos Fungo+Fungicida-7DAP (84%), Fungo sozinho (66%) e Fungo+Fungicida-3DAP (54%). Portanto, as ninfas de segundo ínstar foram mais suscetíveis quando o fungicida foi aplicado 14 dias após o fungo. Andaló et al. (2004) evidenciaram uma redução na germinação de *Beauveria bassiana* (fungo entomopatogênico) nos tratamentos com azafenidina, quintozene, simazine+ametrine, acetoclor, oxifluorfem e 2,4-D, os quais apresentaram diferenças em relação à testemunha, principalmente no caso dos últimos três agrotóxicos citados, que devido à ação fungicida não permitiram a germinação dos conídios.

Quando o fungo foi aplicado no mesmo dia do fungicida, a mortalidade de ninfas reduziu no 12º dia (57%) significativamente em comparação ao fungo sozinho e fungo+fungicida aos 3, 7 e 14 dias. Contudo o fungicida aplicado após três dias afetou o desenvolvimento do fungo, pelo fato do mesmo ter começado a infectar a ninfa e com a aplicação do fungicida prejudicou o termino da infecção (Tabela 1). No trabalho de Loureiro (2001), com estudos semelhantes a este, demonstra uma total inibição do crescimento do fungo *Beauveria bassiana* quando exposto aos produtos Cercobin e Folicur (fungicidas).

Os tratamentos com fungo+fungicida aplicados após 3, 7 e 14 dias, foi observado que não interferem significativamente na penetração do fungo nas ninfas de mosca-branca. Porém o fungicida aplicado 14 dias observou um aumento da mortalidade, demonstrando que o fungo penetra no inseto. LI et al. (2012), relata em seu trabalho que os fungos entomopatogênico penetram na cutícula do inseto, ocorrendo a colonização, infecção generalizada e morte, com três a dez dias após o contato dos conídios com a cutícula do inseto, demonstrando neste estudo portanto, que o fungicida interferiu na penetração do fungo nas ninfas de mosca-branca quando aplicado Fungo+Fungicida no mesmo dia e consideravelmente Fungo+Fungicida-3DAP.



Fonte: Autor (2019).

Figura 7. Comparação do comportamento das curvas, verificando a mortalidade de ninfas de 2º instar após a aplicação do *C. javanica* + fungicida em diferentes intervalos de dias.

Tabela 1. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* após aplicação do *Cordyceps javanica* e Fungicida em diferentes intervalos de dias.

	Mortalidade de ninfas de 2º ínstar					
	Fungo + Fungicida	Fungo	Fungo + Fungicida 3DAI	Fungo + Fungicida 7DAI	Fungo + Fungicida 14DAI	Fungicida
Controle	0.02857	0.02857	0.02857	0.02857	0.02857	0.15714
Fungo + Fungicida	-	0.2581	0.9314	0.6048	0.3865	0.02443
Fungo	-	-	0.2224	0.7304	0.7304	0.01419
Fungo + Fungicida 3DAI	-	-	-	0.6665	0.3401	0.01876
Fungo + Fungicida 7DAI	-	-	-	-	0.5457	<0.001851
Fungo + Fungicida 14DAI	-	-	-	-	-	0.001851

A TL_{50} de mortalidade das ninfas de mosca-branca (Tabela 2) observou-se que o tratamento somente com fungo obteve um menor tempo letal em relação aos demais (7,26 dias). O tratamento que observou uma maior TL_{50} foi com fungo+fungicida 3 DAI (9,82 dias), confirmando que o fungicida pode interferir no processo de infecção do fungo na ninfa. Estudo feito com cupins (*Coptotermes gestroi*) e espécies de *Cordyceps* spp., comprovou que após os tratamentos receberem as suspensões fúngicas, os cupins apresentaram uma sobrevivência média de 2,0 a 3,9 dias, diferindo significativamente entre os outros isolados, e destes com o grupo controle, que apresentou valor médio de sobrevivência de 13,7 dias (PASSOS et al., 2014). Segundo Silva et al. (2003) a TL_{50} é um parâmetro utilizado no intuito de determinar a

virulência do patógeno, onde é mais importante a redução populacional da praga do que a rapidez desse processo.

Tabela 2. TL₅₀ da Mortalidade de ninfas de mosca-branca infectadas pelo fungo *Cordyceps javanica* avaliando os diferentes tratamentos.

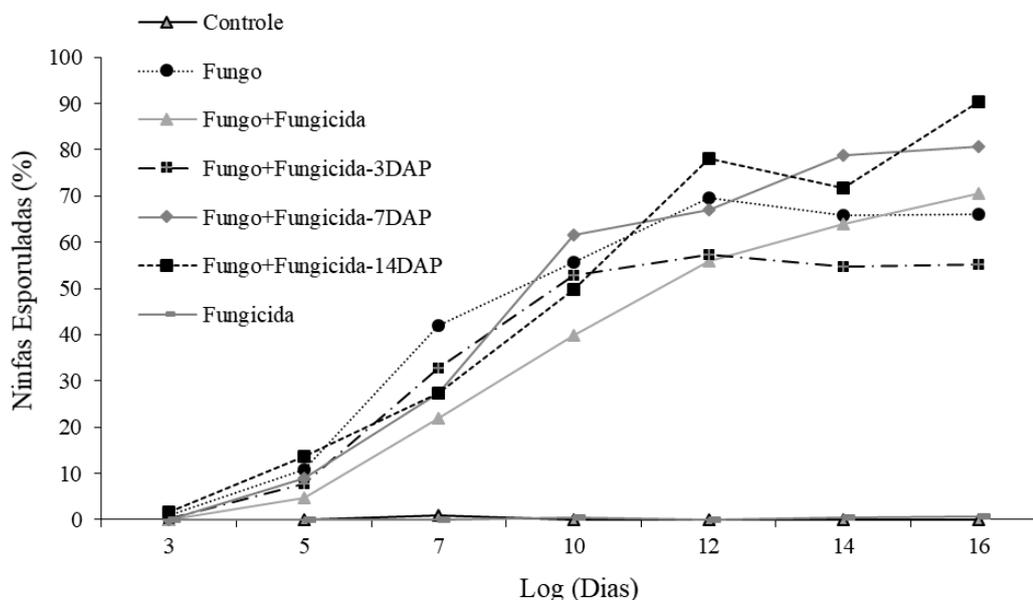
	Mortalidade de Ninfas
	TL ₅₀
Controle	ND
Fungo	7.26±0.20 (6.88 – 7.65)
Fungo + Fungicida	8.42±0.37 (7.68 – 9.15)
Fungo + Fungicida 3DAI	9.82±0.28 (9.26 – 10.37)
Fungo + Fungicida 7DAI	8.61±0.89 (6.86 – 10.37)
Fungo + Fungicida 14DAI	7.79±0.58 (6.65 – 8.94)
Fungicida	ND

4.2. CONFIRMAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE *Bemisia tabaci* COM A ESPORULAÇÃO DO FUNGO *Cordyceps javanica* NAS MESMAS INTERCALADO COM O FUNGICIDA

Para a confirmação de ninfas mortas em relação a esporulação do fungo, foi observado que o controle e o tratamento com o fungicida sozinho não apresentaram a esporulação de fungo. Os tratamentos Fungo+Fungicida, Fungo+Fungicida-3DAP, Fungo+Fungicida-7DAP e Fungo+Fungicida-14DAP foi observado uma confirmação da esporulação acima de 50 % não diferindo entre si. Sendo que o tratamento Fungo+Fungicida-14DAP observado a maior taxa de esporulação que foi de 90%, mostrando que as ninfas marcadas realmente esporularam não interferindo no crescimento do fungo sobre as ninfas de *Bemisia tabaci*, podendo ser aplicado o fungicida após a aplicação do fungo, confirmando a compatibilidade do fungo com o fungicida.

A confirmação da mortalidade das ninfas de mosca-branca com o fungo *Cordyceps javanica* pela esporulação das mesmas, pode-se dizer que o mais indicado apresentado pelo figura 8, é aplicar o fungicida após 7 dias, sendo o mais indicado 14 dias. Desta forma o fungicida não irá interferir no processo de infecção do fungo nas ninfas de *Bemisia tabaci* (Tabela 3). No estudo feito por Kouassi et al. (2003), avaliou-se o efeito mais adequado para

aplicação de três fungicidas utilizando o isolado do fungo *Beauveria bassiana*, verificou-se que ao aplicar os produtos mancozeb, metalaxyl e óxido de cobre 2 ou 4 dias antes da aplicação do patógeno, obteve-se um efeito antagônico. Contudo, ao se aplicar o patógeno 2 ou 4 dias antes da aplicação dos fungicidas obteve-se um efeito de inseticida sinérgico do isolado.



Fonte: Autor (2019).

Figura 8. Comparação do comportamento das curvas, confirmando a morte das ninfas de 2º instar que após marcadas e mantidas em BOD (26° C e B.O.D. a 26 ± 0,5 °C, UR > 60% e com 12 horas de foto fase) mostraram esporulação.

Tabela 3. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de micose de ninfas de *Bemisia tabaci* infectadas e mantidas em BOD com aplicação r do *Cordyceps javanica* e Fungicida em diferentes intervalos de dias.

	Esporulação de ninfas de 2º instar					
	Fungo + Fungicida	Fungo	Fungo + Fungicida 3DAI	Fungo + Fungicida 7DAI	Fungo + Fungicida 14DAI	Fungicida
Controle	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	<0.001	0.6665
Fungo + Fungicida	-	0.1615	0.6048	0.4894	0.2973	<0.001
Fungo	-	-	0.2581	0.6048	0.4894	<0.001
Fungo + Fungicida 3DAI	-	-	-	0.8633	0.9314	<0.001
Fungo + Fungicida 7DAI	-	-	-	-	1	<0.001
Fungo + Fungicida 14DAI	-	-	-	-	-	<0.001

Na TL₅₀ de confirmação de ninfas de mosca-branca esporuladas pelo fungo (Tabela 4) observou-se que o fungo sozinho conseguiu um tempo letal de 7,32 dias, sendo considerado o menor em relação as demais. O tratamento fungo+fungicida no mesmo dia mostrou que o fungicida interfere no desenvolvimento do fungo, obtendo o maior intervalo de dias para mortalidade das ninfas (10,84 dias). Os demais tratamentos mostraram esporulação com aproximadamente 9 dias, não se diferindo. Alguns autores discutem e ressaltam a importância de se avaliar a germinação e esporulação (HIROSE et al., 2001; NEVES et al., 2001; SILVA, 2003), uma vez que é através da germinação que os fungos penetram no corpo dos insetos e logo após colonizarem começa o processo de produção de conídios.

Tabela 4. TL₅₀ da Confirmação da Mortalidade de ninfas de mosca-branca infectadas/esporuladas pelo fungo *Cordyceps javanica* avaliando os diferentes tratamentos.

Ninfas Esporuladas	
	TL ₅₀
Controle	ND
Fungo	7.32±1.03 (5.30 – 9.34)
Fungo + Fungicida	10.84±1.06 (8.76 – 12.92)
Fungo + Fungicida 3DAI	9.72±1.04 (7.68 – 11.75)
Fungo + Fungicida 7DAI	9.18±1.04 (7.14 – 11.23)
Fungo + Fungicida 14DAI	9.65±1.10 (7.49 – 11.80)
Fungicida	ND

4.3. PERSISTÊNCIA DOS CONÍDIOS DE *Cordyceps javanica* SOBRE AS FOLHAS DE SOJA E AS NINFAS DE *Bemisia tabaci* APÓS A APLICAÇÃO DO FUNGICIDA

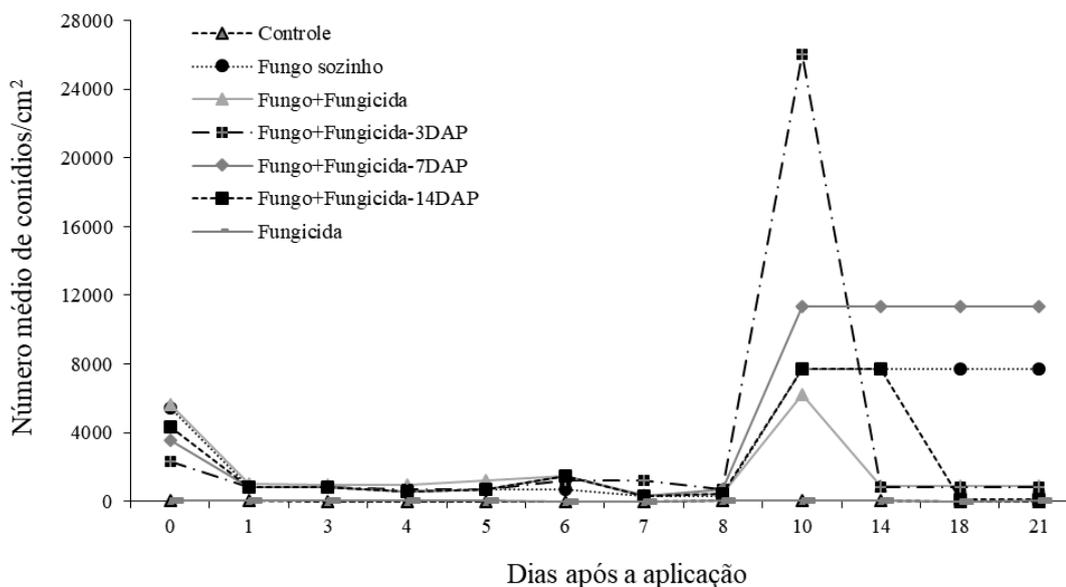
As curvas de persistência foram comparadas de 0 a 21 dias após a aplicação do *C. javanica* nas folhas de soja, porém somente os tratamentos sem a presença do fungo. No gráfico da figura 9, quando comparado Testemunha e Fungicida, os dois tratamentos não se diferiram estatisticamente.

Em todos os tratamentos que receberam a aplicação do fungo e fungicida, Fungo+Fungicida, Fungo+Fungicida-3DAP, Fungo+Fungicida-7DAP e Fungo+Fungicida-14DAP, apresentaram uma queda no número de Unidades Formadoras de Colônias (UFC's) de 0 a 1 dia após a aplicação, mostrando que o fungicida comprometeu o crescimento desses

conídios. Já o tratamento Fungo sozinho obteve uma queda de um dia para o outro, permanecendo-se até o 7º dia. A sobrevivência, propagação e infecção dos fungos entomopatogênicos estão ligados a fatores bióticos e abióticos (ALVES, 1998). Diante disso, a radiação solar é o fator abiótico mais importante, pois a luz ultravioleta pode inativar os conídios (FARGUES et al., 1996; NICHOLSON et al., 2000; BRAGA et al., 2001), os microrganismos não possuem mecanismos biológicos para se defenderem, podendo ser afetados pelas variações de temperatura (ALVES; LEUCONA, 1998). Devido ao aumento da esporulação das ninfas pelo fungo, ocorreu um aumento no número de UFC's no tratamento fungo sozinho, conseqüentemente do 7º ao 10º dia aumentou o número de conídios nas folhas de soja, sendo aproximadamente 7717 conídios mL⁻¹ no 10º dia.

O tratamento Fungo+Fungicida, onde ambos foram aplicados no mesmo dia, permaneceu-se do 1º ao 8º dia após a aplicação estável com a queda de conídios no primeiro dia, porém do 8º ao 10º dia apresentou também um crescimento das UFC's nas placas, devido a esporulação do fungo nas ninfas com aproximadamente 6237 conídios mL⁻¹. Alguns agrotóxicos podem inibir a produção de esporos sem afetar o crescimento. Ao trabalhar com *M. anisopliae*, Cintra et al. (2013) observou que o fungicida Recop proporcionou maior esporulação do fungo ($15,2 \times 10^6$ conídios mL⁻¹), superando até mesmo os valores encontrados no tratamento testemunha, que foram de $5,2 \times 10^6$ conídios mL⁻¹.

Ao comparar-se os tratamentos Fungo+Fungicida-3DAP, Fungo+Fungicida-7DAP e Fungo+Fungicida-14DAP observa-se que esses tratamentos tiveram uma queda nas UFC's do 1º ao 8º dia, sendo estes até o dia de sua aplicação de fungicida também fungos sozinhos. O fungo encontrava-se em penetração nas ninfas, porém do 8º ao 10º dia os conídios começaram a aumentar significativamente, devido a esporulação do fungo nas ninfas. Contudo no tratamento Fungo+Fungicida-3DAP, ouve um pico bastante elevado se sobressaindo dos demais. Em estudos avaliando o efeito de produtos fitossanitários sobre os entomopatógenos, Moino Jr.; Alves (1998) levantou a hipótese de que, em um mecanismo de resistência fisiológica, pode ser metabolizado os princípios tóxicos do ingrediente ativo, onde o mesmo utiliza moléculas resultantes desse processo, liberadas no meio de cultura, como nutrientes secundários, o fungo comparando com os outros seres vivos em geral, utiliza seu esforço reprodutivo quando em contato com um princípio toxico que altere seu ambiente, e que prejudique seu desenvolvimento, resultando assim em maior crescimento vegetativo e conidiogenese.



Fonte: Autor (2019).

Figura 9. Persistência dos conídios de *Cordyceps javanica* avaliados em diferentes dias após a aplicação do fungicida.

A Tabela 5 mostra que os tratamentos que foram aplicados o fungo, diferem estatisticamente com o controle e o Fungicida sozinho, observado alto número de conídios. A elevada germinação de conídios cultivados na presença de alguns produtos pode ter ocorrido devido à degradação e metabolização dos princípios tóxicos das moléculas químicas pelo fungo (ALVES et al., 1998).

Tabela 5. Comparação dos tratamentos a partir do número de conídios avaliados a partir da contagem das UFC's.

	Persistência (Tukey)	
	Conídios (mil)	Grupos
Controle	1.6764	b
Fungo	25.9159	a
Fungo + Fungicida	24.7566	a
Fungo + Fungicida 3DAI	20.1206	a
Fungo + Fungicida 7DAI	22.5213	a
Fungo + Fungicida 14DAI	24.3346	a
Fungicida	0.1053	b

5. CONCLUSÃO

O efeito do fungicida sobre o fungo aplicado após 7 e 14 dias pouco interferiu no processo de infecção, morte e esporulação das ninfas de *Bemisia tabaci*. Desta forma conclui-se que o mais indicado seria a aplicação do fungicida após 7 dias da aplicação do *Cordyceps javanica*, pois estatisticamente 7 e 14 dias foram bem semelhantes, não havendo necessidade de tanta espera para aplicação.

Constatou-se nos resultados de persistência que o fungicida testado não inibiu o crescimento do fungo *C. javanica* na colonização do inseto, possibilitando um efetivo controle na mosca-branca e mostrando que Fungo + Fungicida podem apresentar efetivo controle sendo utilizados simultaneamente se aplicados com intervalo de 7 dias.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABD-RABOU, S.; SIMMONS, A. Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. **Entomological News**, v. 121, n. 5, p. 456–465, 2010.
- ALVES, S. B.; ALMEIDA, J. E. M.; MOINO, A.; ALVES, L. F. A. Técnicas de laboratório. In: Alves, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2. Ed. Piracicaba, FEALQ, 1998.
- ALVES, V., JULIATTI, F. C. Fungicidas no manejo da ferrugem da soja: processos fisiológicos e produtividade da cultura. **Summa Phytopathologica**, v. 44, n. 3, p. 245-251, 2018.
- ANDALÓ, V., MOINO JR, A., SANTA-CECÍLIA, L. V., & SOUZA, G. C. Compatibilidade de *Beauveria bassiana* com agrotóxicos visando o controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro *Dysmicoccus texensis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae). **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 4, p. 463-467, 2004.
- ANDERSON, T. E.; ROBERTS, D. W. Compatibility of *Beauveria bassiana* Isolates with insecticide formulations used in Colorado potato beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) Control. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, 1983.
- ARAGÃO, F. J. GM plants with RNAi - golden mosaic resistant bean. **BMC Proceedings**, v. 8, n. 4, p. 24, 2014.
- ASI, M. R.; BASHIR, M. H.; AFZAL, M.; ASHFAQ, M.; SAHI, S. T. Compatibility of entomopathogenic fungi, *Metarhizium anisopliae* and *Paecilomyces fumosoroseus* with selective insecticides. **Pakistan Journal of Botany**, v. 42, n. 6, p. 4207-4214, 2010.
- BACCI, L., PEREIRA, E. J. G., CRESPO, A. L. B., PICANÇO, M. C., COUTINHO, D. C., DE SENA, M. E. Eficiência e seletividade de inseticidas para o manejo de mosca branca e inimigos naturais em melancia. *Ceres*, v. 54, n. 311, 2015.
- BAINIER, G. Mycothèque de l'école de Pharmacie. XI Paecilomyces, genre nouveau de Mucédinées. **Bulletin de la Société Mycologique de France**, v.23, p. 26–27,1907.
- BALDIN, E. L. L., VENDRAMIM, J. D., LOURENÇÃO A. L. L. Resistência de Genótipos de Tomateiro à Mosca-Branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Crop protection**, 2005.
- BARBOSA, F. R.; SIQUEIRA, K. M. M.; SOUZA, E. A.; MOREIRA, W. A.; HAJI, F. N. P.; ALENCAR, J. A. Efeito do controle químico da mosca-branca na incidência do vírus do mosaico dourado e na produtividade do feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.37, n.6, p.879-883, 2002.
- BARBOSA, L. F.; YUKI, V. A.; MARUBAYASHI, J. M.; DE MARCHI, B. R.; PERINI, F. L.; PAVAN, M. A.; DE BARROS, D. R.; GHANIM, M.; MORIONES, E.; NAVASCASTILLO, J.; KRAUSE-SAKATE, R. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. **Pest Management Science**, v. 71, n. 4, p. 501-504, 2015.

- BARRO, P. J.; LIU, S.; BOYKIN, L. M.; DINSDALE, A. B. *Bemisia tabaci*: A statement of species status. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 56, n.1, p. 1-19, 2011.
- BIELZA, P.; ESTHER FERNANDEZ, E.; GRAVALOS, C.; IZQUIERDO, J. Testing for non-target effects of spiromesifen on *Eretmocerus mundus* and *Orius laevigatus* under greenhouse conditions. **BioControl**, v. 54, p.229–236, 2009.
- BRAGA, G. U. L.; FLINT, S. D.; MILLER, C. D.; ANDERSON, A. J. ROBERTS, D. W. Variability in response to UV-B among species and strains of *Metarhizium* isolated from sites at latitudes from 61° N to 54° S. **Journal of Invertebrate Pathology**, San Diego, 2001.
- BUNTIN, D. G.; GILBERTZ, D. A.; OETTING, R. D. Chlorophyll loss and gas exchange in tomato leaves after feeding injury by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 86, n. 2, p. 517-522, 1993.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS JR, T. S. Whitefly Biology. **Annual Review of Entomology**, v. 36, n. 1, p. 431–457, 1991.
- CABANILLAS, H. E., JONES, W. A., Effects of Temperature and Culture Media on Vegetative Growth of an Entomopathogenic Fungus *Isaria sp.* (Hypocreales: Clavicipitaceae) Naturally Affecting the Whitefly, *Bemisia tabaci* in Texas. **Mycopathologia**, v. 167, n. 5, p. 263, 2009.
- CABANILLAS, H. E.; JONES, W. A. Pathogenicity of *Isaria sp.* (Hypocreales: Clavicipitaceae) against the sweet potato whitefly B biotype, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Crop Protection**, v. 28, n. 4, p. 333–337, 2009.
- CABANILLAS, H. E.; LEÓN, J. H. DE; HUMBER, R. A.; MURRAY, K. D.; JONES, W. A. *Isaria poprawskii sp. nov.* (Hypocreales: Cordycipitaceae), a new entomopathogenic fungus from Texas affecting sweet potato whitefly. **Mycoscience**, v. 54, n. 2, p. 158–169, 2013.
- CABANILLAS, H.E., JONES, W.A. Pathogenicity of *Isaria poprawskii* (Ascomycota: Hypocreales: Cordycipitaceae) against the glassy-winged sharpshooter, *Homalodisca vitripennis* (Homoptera: Cicadellidae), under laboratory conditions. **Crop Protection**, v. 50, p.46–52, 2013.
- CARDOSO, M. S. **Efeito de plantas hospedeiras na susceptibilidade de Bemisia tabaci (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) biótipo B a inseticidas químicos.** 45 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Fitossanidade) – Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2014.
- CINTRA, E. R. R. et al. Patogenicidade de *Metarhizium anisopliae* à cigarra do café *Fidicinoides pronoe* (Homoptera: Cicadidae) e sua compatibilidade com agrotóxicos utilizados na cultura do cafeeiro. **Biológico**, v. 75, n.1, p. 63 – 70, São Paulo, 2013.
- COSTA, M. A., LOUREIRO, E. D. S., PESSOA, L. G. A., & DIAS, P. M., Compatibilidade de inseticidas utilizados na cultura do eucalipto com *Metarhizium rileyi* (Farlow) (*Nomuraearileyi*). **JOURNAL OF NEOTROPICAL AGRICULTURE**, v. 5, n. 3, p. 44-48, 2018.

D'ALESSANDRO, C.P.; JONES, L.R.; HUMBER, R.A.; LOPEZ-LASTRA, C.C.; SOSA-GOMEZ, D.R. Characterization and phylogeny of *Isaria spp.* strains (Ascomycota: Hypocreales) using ITS1-5.8S-ITS2 and elongation factor 1-alpha sequences. **Journal of Basic Microbiology**, v.54, p.21–31, 2014.

DIAS NETO, J. A., **Associação e compatibilidade de produtos químicos e os fungos *Trichoderma harzianum* e *Paecilomyces lilacinus* no manejo de fitonematóides na cultura da soja**. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Produção vegetal) – Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, Chapadão do Sul – MG, 2014.

DUARTE, R. T. **Virulência de micro-organismos à *Plutella xylostella* (L.)(Lepidoptera: Plutellidae) e compatibilidade com inseticidas**. Tese (Doutorado em Agronomia: Entomologia Agrícola) – Universidade Estadual Paulista, 2015.

DUBOVSKIY, I.M.; WHITTEN, M. M. A.; YAROSLAVTSEVA, O. N.; GREIG, C.; KRYUKOV, V. Y.; GRIZANOVA, E. V.; MUKHERJEE, K.; VILCINSKAS, A.; GLUPOV, V. V.; BUTT, T. M. Correction: Can Insects Develop Resistance to Insect Pathogenic Fungi? **PLoS ONE**, Arkansas, v. 9, n. 1, 2014.

DUNLAP, C.A.; MASCARIN, G.M.; ROMAGNOLI, E.M.; JACKSON, M.A. Rapid discrimination of *Isaria javanica* and *Isaria poprawskii* from *Isaria spp.* using high resolution DNA melting assays. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.150, p.88- 93, 2017.

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biología, cría, misal y aspectos ecológicos de La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), como plaga del frijol común. **Turrialba**, Costa Rica, v. 39, n. 1, p. 51-55, 1990.

ELBERT, A.; HAAS, M.; SPRINGER, B.; THIELERT, W.; NAUEN, R. Applied aspects of neonicotinoid uses in crop protection. **Pest management science**, v. 64, n. 11, p. 1099- 1105, 2008.

ELLSWORTH, P. C.; MARTINEZ-CARRILLO, J. L. IPM for *Bemisia tabaci*: A case study from North America. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 853–869, 2001.

FAION, M. Toxicidade de agrotóxicos utilizados no controle de *Bemisia tabaci* biótipo B, sobre fungos entomopatogênicos. 2004. 25 f. **Dissertação (Mestre em Ciências: Entomologia) - ESALQ**, USP Piracicaba, 2004.

FARGUES, J.; GOETTEL, M. S.; SMITS, N.; OUEDRAOGO, A.; VIDAL, C.; LACEY, L. A.; LOMER, C. J.; ROUGIER, M. Variability in susceptibility to simulated sunlight of conidia among isolates of entomopathogenic hyphomycetes. **Mycopathologia**. V. 135, p. 171-181, Amsterdam, 1996.

FARIA, J.C., ARAGÃO, F.J.L., SOUZA, T.L.P.O., QUINTELA, E.D., KITAJIMA, E.W., RIBEIRO, S.G. Golden Mosaic of Common Beans in Brazil : Management with a Transgenic Approach. **APS Journal**, 2016.

FIGUEIREDO, L. L. Produção, persistência e eficiência da pulverização eletrostática de *Isaria javanica* no manejo de *Bemisia tabaci*. **Dissertação (Mestrado em Agronomia: Fitossanidade)** – Universidade Federal de Goiás, 2018.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; FILHO, E. B.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. p.920.

GALVEZ, G. E.; MORALES, F. J. Whitefly-transmitted viruses. In: SCHWARTZ, H. F.; PASTOR-CORRALES, M. A. (Eds.). **Bean Production Problems in the Tropics**, 2. ed. Centro Internacional de Agricultura Tropical: Colombia, 1989. v. 1, cap. 11, p. 379-406.

GASSEN, M. H. **Patogenicidade de fungos entomopatogênicos para o psíldeo da goiabeira *Triozoida sp.* (Hemiptera: psyllidae) e compatibilidade de agrotóxicos utilizados na cultura da goiaba sobre estes agentes de controle biológico**. 2006. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Produção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agrônomicas da UNESP – Câmpus de Botucatu, Botucatu-SP, 2006.

GILBERTSON, R. L., BATUMAN, O., WEBSTER, C. G., & ADKINS, S. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual review of virology**, v. 2, p. 67-93, 2015.

GODOY, C. V., FLAUSINO, A. M., SANTOS, L. C., & DEL PONTE, E. M. Eficiência do controle da ferrugem asiática da soja em função do momento de aplicação sob condições de epidemia em Londrina, PR. In: Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE). **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 34, n. 1, p. 56-61, Jan./Feb. 2009., 2009.

HANSEN, I. M., LAPIDOT, M., & THOMMA, B. P. Emerging viral diseases of tomato crops. **Molecular plant-microbe interactions**, v. 23, n. 5, p. 539-548, 2010.

HIROSE, E.; NEVES, P. M. O. J.; ZEQUI, J. A.; MARTINS, C. L. H.; PERALTA, C. H.; MOINO, A. Effect of biofertilizers and Neem Oil on the Entomopatogenic fungi *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 44, n. 4, p. 419-423, 2001.

HIROSE, E.; NEVES, P. M. O. J.; ZEQUIM, J. A.; MARTINS, C. L. H.; PERALTA, C. H.; MOINO JR., A. Effect of biofertilizers and nem oil on the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. And *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Brazilian Archives of biology and Technology**. Curitiba, v. 44, p. 419-423, 2001.

HOROWITZ, A. R.; ISHAAYA, I. Susceptibility of the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) to buprofezin during the cotton season. **Journal of economic entomology**, v. 85, n. 2, p. 318-324, 1992.

INGLIS, G.P.; ENKERLI, J.; GOETTEL, M.S. Laboratory techniques used for entomopathogenic fungi: Hypocreales. In: LACEY, L. A. (Ed). **Manual of techniques in invertebrate pathology**. 2. ed. London: Academic Press, 2012. cap. VII, 189- 253. **Insect Pathology**. 2 ed. San Diego: Academic Press, 2012. cap. 2, p. 13-28.

JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology, Netherlands**, v. 109, p. 195–219, 2003.

KEPLER, R. M., LUANGSA-ARD, J. J., HYWEL-JONES, N. L., QUANDT, C. A., SUNG, G. H., REHNER, S. A., ... & CHEN, M. A phylogenetically-based nomenclature for Cordycipitaceae (Hypocreales). **IMA fungus**, 8(2), 335, 2017.

KURIAMA, F.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; SILVA, J. J. Compatibilidade de fungicidas sobre os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae*. **In Embrapa Soja- Artigo em anais de congresso (ALICE)**. In: JORNADA ACADÊMICA DA EMBRAPA SOJA, 3, 2008, Londrina, 2008.

LI, Y., ZHAO, P., LIU, S., DONG, Z., CHEN, J., XIANG, Z., XIA, Q. 2012. A novel protease inhibitor in *Bombyx mori* is involved in defense against *Beauveria bassiana*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology** 42: 766-775.

LIANG, P.; TIAN, Y. A.; BIONDI, A.; DESNEUX, N.; GAO, X. W. Short-term and transgenerational effects of the neonicotinoid nitenpyram on susceptibility to insecticides in two whitefly species. **Ecotoxicology**, v. 21, n. 7, p. 1889-1898, 2012.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M. Moca-branca (*B. tabaci*): morfologia, biotecnologia e controle. **Jaboticabal: Funep**, p.76, 2001.

LIMA, A. C. S., LARA F. M., Resistência de Genótipos de Soja à Mosca Branca *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **CROP PROTECTION**. 2004.

LOPEZ V.; VOS, J.; POLAR, P.; KRAUSS, U. Discovery learning about sustainable management of whitefly pests and whitefly-borne viruses. **International Centre for Tropical Agriculture (CIAT)**, 2008. v.1, n.1, 12-37p.

LOUREIRO, E.S. **Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com outros produtos fitossanitários e sua interação com *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), *Aphis gossypii* (Glover, 1877) (Hemiptera: Aphididae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae)**. Dissertação (Mestrado em Agronomia) -Universidade Federal de Lavras, Entomologia, Lavras, 121p. 2001.

LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. **Bragantia**, v. 53, n. 1, p. 53–59, 1994.

MARUBAYASHI, J. M. **Cowpea mild mottle virus**: transmissão, círculo de hospedeiras e resposta à infecção de cultivares IAC de feijão e soja. 2006. 29f. Dissertação (Agricultura Tropical e Subtropical) – Instituto Agrônomo de Campinas, Campinas, 2006.

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; ROCHA, K. C G; MITUTI, T.; PELEGRINOTTI, F. M.; FERREIRA, F. Z.; MOURA, M. F.; NAVAS-CASTILLO, J.; MORIONES, E.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. **Journal of Applied Entomology**, v. 137, n. 1–2, p. 113–121, 2013.

MENTEN, J. O. M.; TULMANN NETO, A.; ANDO, A. Avaliação dos danos causados pelo vírus do mosaico dourado do feijoeiro (VMDF). **Turrialba**, San Jose, v. 30, n. 2, p. 173-176, 1980.

MOINO JR., A.; S.B. ALVES. Efeito de imidacloprid e fipronil sobre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. e no comportamento de limpeza de *Heterotermes tenuis* (Hagen). **An. Soc. Entomol. Brasil**, 1998.

NASCIMENTO SILVA, J., MASCARIN, G. M., DOS SANTOS GOMES, I. C., TINÔCO, R. S., QUINTELA, E. D., DOS REIS CASTILHO, L., & FREIRE, D. M. G. New cost effective bioconversion process of palm kernel cake into bioinsecticides based on *Beauveria bassiana* and *Isaria javanica*. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 102, n. 6, p. 2595-2606, 2018.

NAUEN, R.; BRETSCHNEIDER, T.; ELBERT, A.; FISCHER, R.; TIEMAN, R., Spirodiclofen and spiromesifen. **Pesticides Outlook**, v. 14, n. 6, p. 243–246, 2003.

NAUEN, R.; JESCHKE, P. Basic and applied aspects of neonicotinoid insecticides. In: **Green trends in Insect control**. p. 132-162, 2011.

NAUEN, R.; JESCHKE, P.; VELTEN, R.; BECK, M. E.; EBBINGHAUS-KINTSCHER, U.; THIELERT, W.; WÖLFEL, K.; HAAS, M.; KUNZ, K.; RAUPACH, G. Flupyradifurone: a brief profile of a new butenolide insecticide. **PestManagement Science**, v. 71, p. 850–862, 2015.

NEVES, P. M. O. J.; HIROSE, E.; TCHUJO, P. T. MOINO JR. A. Compatibility of entomopathogenic fungi with neonicotinoids insecticides. **Neotropical Entomology**, Londrina, 2001.

NEVES, P. M. O. J.; HIROSE, E.; TCHUJO, P. T.; MOINO, A. Compatibility of entomopathogenic fungi with neonicotinoids insecticides. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 2, p. 263-268, 2001.

NICHOLSON, W. L.; MUNAKATA, N.; HOTNECK, G., MELOSH, H. J.; SETLOW, P. Resistance of *Bacillus* endospores to extreme terrestrial and extraterrestrial environments. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 64, n.3, p. 548-572, New York, 200.

NORRIS, R. F.; CASWELL-CHEN, E. P.; KOGAN, M. **Concepts in integrated pest management**. New Jersey: Prentice Hall, 2003.

OLIVEIRA, M. R. V., HENNEBERRY, T. J., AND ANDERSON, P., History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Prot.** 20: 709-723, 2001.

OLIVEIRA, R. P., PESSOA, L. G. A., & DE SOUZA LOUREIRO, E., Compatibilidade de inseticidas utilizados no controle da mosca branca em soja com *Beauveria bassiana*. **JOURNAL OF NEOTROPICAL AGRICULTURE**, v. 5, n. 4, p. 88-93, 2018.

PALUMBO, J.; HOROWITZ, A.; PRABHAKER, N. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 739–765, 2001.

PASSOS, E. M. D., ALBUQUERQUE, A. C., MARQUES, E. J., TEIXEIRA, V. W., SILVA, C. C. M. D., & OLIVEIRA, M. A. P. D. Efeitos de isolados do fungo *Isaria* (Persoon) sobre o cupim subterrâneo *Coptotermes gestroi* (Wasmann)(Isoptera: Rhinotermitidae). **Arq. Inst. Biol**, 2014, 232-237.

POLLARD, D. G. Feeding habits of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera:Aleyrodidae). **Annals of Applied Biology**, v. 43, n. 4, p. 664-671, 1955.

PRADO, E. P., RAETANO, C. G., AGUIAR JÚNIOR, H. O., POGETTO, D., DO AMARAL, M. H. F., CHRISTOVAM, R. D. S., ARAÚJO, D. D. Velocidade do ar em barra de pulverização na deposição da calda fungicida, severidade da ferrugem asiática e produtividade da soja. **Summa phytopathologica**, p. 45-50, 2010.

QUINTELA, E. D. Manejo integrado de pragas do feijoeiro. **Circular técnica, 46**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2001. 28 p.

QUINTELA, E. D. Manejo integrado dos insetos e outros invertebrados pragas do feijoeiro. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 25, n. 223, p. 113-136, 2004.

QUINTELA, E. D., ABREU, A. G., LIMA, J. F. D. S., MASCARIN, G. M., SANTOS, J. B. D., & BROWN, J. K. Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in maize fields (*Zea mays L.*) in Brazil. **Pest management science**, v. 72, n. 11, p. 2181-2187, 2016.

QUINTELA, E. D.; MASCARIN, G. M.; SILVA, R. A. BARRIGOSI, J. A. F. MARTINS, J. F. S. *Enhanced susceptibility of Tibraca limbativentris* (Heteroptera: Pentatomidae) to *Metarhizium anisopliae* with sublethal doses of chemical insecticides. **Biological Control**, v. 66, p.56–64, 2013.

ROJAS, V. M. A. Caracterização do fungo entomopatogênico *Isaria fumosorosea* quanto à produção de conídios, efeitos da radiação ultravioleta-B, temperatura alta e persistência em formulações do tipo dispersão oleosa. Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo, 2015.

SAMSON, R.A. Paecilomyces and some allied hyphomycetes. **Studies Mycology**, v.6, p.1–119, 1974.

SANTOS, J. B. D. (2017)., **Ecologia da mosca-branca, Bemisia tabaci (Gennadius) e de seus parasitóides em soja**. Tese (Doutorado em Agronomia: Fitossanidade) – Universidade Federal de Goiás, 2017.

SANTOS, T. T. M. D., **Eficiência de inseticidas químicos e associação com o fungo Isaria javanica sobre ninfas e adultos de mosca-branca**. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Fitossanidade) – Universidade Federal de Goiás, 2017.

SANTOS, T. T. M. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., & SANTANA, M. V., Enhanced mortality of *Bemisia tabaci* nymphs by *Isaria javanica* combined with sublethal doses of chemical insecticides. **Journal of applied entomology**, v. 142, n. 6, p. 598-609, 2018.

SCORSETTI, A. C., HUMBER, R. A., DE GREGORIO, C., LASTRA, C. C. L., New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum*, pests of horticultural crops, in Argentina. **BioControl**, v. 53, n. 5, p. 787, 2008.

SHAPIRO-ILAN, D. I., BRUCK, D. J., & LACEY, L. A. Lawrence A. Principles of epizootiology and microbial control. **Insect pathology**, v. 2, p. 29-72, 2012.

SILVA, A. G., JUNIOR, A. L. B., DE SOUZA, B. H. S., COSTA, E. N., DA SILVA HOELHERT, J., ALMEIDA, A. M., & DOS SANTOS, L. B., Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn.)(Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **EntomoBrasilis**, v. 10, n. 1, p. 01-08, 2017.

SILVA, L. D., OMOTO, C., BLEICHER, E., AND DOURADO, P. M., Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil. **Neotrop. Entomol.** 38: 116-125, 2009.

SILVA, R. A. DA; QUINTELA, E. D.; MASCARIN, G. M.; BARRIGOSI, J. A. F.; LIÃO, L. M. Compatibility of conventional agrochemicals used in rice crops with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 70, n. 3, 2013.

SILVA, R. Z. D. A.; NEVES, P. M. O. J. Techniques and parameters used in compatibility tests between *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. And in vitro phytosanitary products. **Pest Management Science**, Sussex, v. 61, n. 7, p. 667-674, 2005.

SILVA, R. Z., NEVES, P. M. D. O. J., SANTORO, P. H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 26, n. 3, p. 305-311, 2005.

SILVA, R. Z. **Comparação de técnicas e parâmetros utilizados em testes de compatibilidade entre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e produtos fitossanitários in vitro.** Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Programa de Pós-graduação. Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2003.

SOSA-GOMEZ, D. R. Seletividade de agroquímicos para fungos entomopatogênicos. **Embrapa Soja-Outras publicações científicas**, Londrina, PR, 2005.

SOSA-GÓMEZ, D.R.; DELPIN, K.E.; MOSCARDI, F; NOZAKI, M.H. The impact of fungicides on *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson epizootics and on populations of *Anticarsia gemmatalis* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae), on soybean. **Neotropical Entomology**, V.32, n.2, p. 287- 291, 2003.

SOUZA, A. P. Atividade Inseticida e modo de ação de extratos de Meliáceas sobre *Bemisia tabaci* biótipo B. 2004. 101 f. **Tese (Doutorado em Agronomia: Entomologia)** Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo Integrado da Mosca-Branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em Sistema de Produção Integrada de Tomate Indústria (PITI)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009. (Circular técnica nº 70)

VILLAS BÔAS, G.L. **Manejo integrado de mosca-branca**. Embrapa-CNPq, Brasília. p. 6, 2005.

ZHANG, L.; GREENBERG, S.M.; LIU, T. Effectiveness of thiamethoxam and imidacloprid seed treatments against *Bemisia tabaci* (Hemiptera : Aleyrodidae) on cotton. **Pest Management Science**, v.67, p, 226–232, 2011.

ZIMMERMANN, G. The entomopathogenic fungi *Isaria farinosa* (formerly *Paecilomyces farinosus*) and the *Isaria fumosorosea* species complex (formerly *Paecilomyces fumosoroseus*): biology, ecology and use in biological control. **Biocontrol Science and Technology**, v.18, p.865–901,2008.