

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

**GLIFOSATO AFETA A PERSISTÊNCIA DE CONÍDIOS E
VIRULÊNCIA DE *Cordyceps javanica* A NINFAS DE *Bemisia tabaci*
BIÓTIPO B EM SOJA?**

Sara Aparecida Guimarães de Souza

**ANÁPOLIS-GO
2020**

SARA APARECIDA GUIMARÃES DE SOUZA

**GLIFOSATO AFETA A PERSISTÊNCIA DE CONÍDIOS E
VIRULÊNCIA DE *Cordyceps javanica* A NINFAS DE *Bemisia tabaci*
BIÓTIPO B EM SOJA?**

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 Sá

Coorientadora: Dr^a Eliane Dias Quintela

**ANÁPOLIS-GO
2020**

Souza, Sara Aparecida Guimarães de
Glifosato afeta a persistência de conídios e virulência de *Cordyceps javanica* a ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em soja? / Sara Aparecida Guimarães de Souza. – Anápolis: Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA, 2020.
Número de páginas 55.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Klênia Rodrigues Pacheco Sá
Trabalho de Conclusão de Curso – Curso de Agronomia – Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA, 2020.

1. *Glycine max* 2. Controle biológico 3. Fungo entomopatogênico. Sara Aparecida Guimarães de Souza. II. Glifosato afeta a persistência de conídios e virulência de *Cordyceps javanica* a ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em soja?

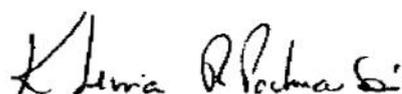
SARA APARECIDA GUIMARÃES DE SOUZA

**GLIFOSATO AFETA A PERSISTÊNCIA DE CONÍDIOS E
VIRULÊNCIA DE *Cordyceps javanica* A NINFAS DE *Bemisia tabaci*
BIÓTIPO B EM SOJA?**

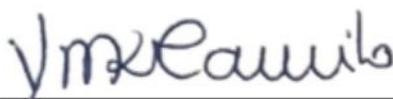
Monografia apresentada ao Centro
Universitário de Anápolis –
UniEVANGÉLICA, para obtenção do
título de Bacharel em Agronomia.
Área de concentração: Entomologia

Aprovada em: 19 de Junho de 2020

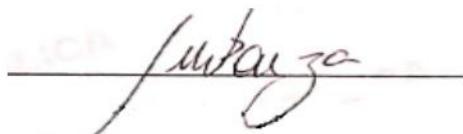
Banca examinadora



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



Prof^a. Dr^a. Yanuzi Mara Vargas Camilo
UniEvangélica



Prof. Dr. João Maurício Fernandes Souza
UniEvangélica

Dedico este trabalho aos meus pais, Marcelo Rodrigues de Souza e Marly Aparecida Guimarães de Souza. E ao meu irmão, Otávio Guimarães de Souza.

AGRADECIMENTOS

A Deus, que sempre me abençoou e fez com que todas as coisas acontecessem como devido.

A Nossa Senhora, que me conduziu e acalmou todas as vezes necessárias.

Aos meu pais, que não mediram esforços para que os dias fossem mais leves, produtivos e felizes, além de todo amor, educação, valores, respeito, honestidade, compreensão e ensinamentos que me fizeram crescer e ser quem sou.

Ao meu irmão, que com carinho e muito amor sempre esteve comigo, ensinando-me a amar e ser mais dedicada a cada dia.

Ao meu namorado, Pedro Henrique Resende Soares, pela paciência sempre que preciso, tratando com carinho e delicadeza os momentos de estresse e cansaço, ao companheirismo, amor e dedicação ao nosso relacionamento e a mim para que a felicidade se tornasse sempre presente.

Aos meus amigos, Matheus Araújo, Vanessa Sousa, Heloiza Boaventura, Gabriella Godoi, Letícia Alves, que ajudaram na formação acadêmica, em trabalhos, congressos, disciplinas e no meu desenvolvimento pessoal, tornando os dias menos cansativos e mais prazerosos no decorrer de toda caminhada de graduação.

Aos meus colegas de curso, em especial Kamila Dias, Danielle Cristina, William Rafael, Herlon Sousa, Neurilene Pereira, Karlla Sousa, Rayane Reis e todos os outros que auxiliaram em disciplinas, pesquisas e conhecimentos.

Aos docentes da Universidade Estadual de Goiás Campus Ipameri, que contribuíram com ensinamentos indispensáveis para minha área.

Aos docentes do Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA que me acolheram e ensinaram os requisitos que contribuíram no meu desenvolvimento profissional e pessoal, especialmente ao diretor do curso professor Dr João Maurício Fernandes que sempre esteve disposto a auxiliar e resolver todos os problemas, a professora Dr^a Cláudia Rezende, a qual abriu as portas para pesquisa na unidade acadêmica e a professora Dr^a Klênia Rodrigues, que sempre esteve disposta a ajudar em todas as ocasiões.

A todos da equipe do curso de agronomia da UniEVANGÉLICA, funcionários da limpeza, secretaria, xerox, Fazenda Escola, laboratórios e outros que sempre forneceram um ambiente organizado e ideal para que nossos objetivos fossem atingidos.

A Dr^a Eliane Quintela, pela oportunidade de desenvolver o trabalho na Embrapa Arroz e Feijão e pelos demais trabalhos a mim confiados. A todos os conhecimentos repassados com tanto profissionalismo e pelo carinho comigo e com os integrantes da entomologia.

A equipe de entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, José Francisco Arruda, Geresa Souza, Genoquilha Vaz, Edson Djalma, Ênio Santos, Larissa Sousa, Amanda Ferreira, Leandro Ribeiro e Dr. José Alexandre Barrigossi, pelo acolhimento afetuoso e desenvolvimento de vários trabalhos, me ajudando e auxiliando sempre que preciso com atenção e profissionalismo.

“ Hoje, neste tempo que é seu, o futuro está sendo plantado. As escolhas que você procura, os amigos que você cultiva, as leituras que você faz, os valores que você abraça, os amores que você ama, tudo será determinante para a colheita futura ”

Padre Fábio de Melo

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE TABELAS.....	xi
RESUMO.....	xii
1. INTRODUÇÃO	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	15
2.1. CULTURA DA SOJA	15
2.2. MOSCA-BRANCA, <i>Bemisia tabaci</i> BIÓTIPO B	16
2.2.1. Histórico e distribuição	17
2.2.2. Descrição e Bioecologia	18
2.2.3. Importância Econômica	19
2.2.4. Plantas hospedeiras	20
2.2.5. Métodos de controle.....	20
2.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS.....	22
2.3.1. <i>Cordyceps javanica</i>	24
2.4 GLIFOSATO	26
3. MATERIAL E MÉTODOS	28
3.1. COLÔNIA DE INSETOS.....	28
3.2. CULTIVO IN VITRO DE <i>Cordyceps javanica</i> E PREPARO DA SUSPENSÃO	28
3.3. COMPATIBILIDADE DE <i>Cordyceps javanica</i> COM GLIFOSATO NO CONTROLE DE NINFAS DE MOSCA-BRANCA	29
3.3.1. Bioensaio.....	29
3.3.2. Mortalidade das ninfas.....	31
3.3.3. Persistência dos conídios em casa telada	32
3.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA	34
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
4.1. MORTALIDADE DE NINFAS DE <i>Bemisia tabaci</i> MEAM 1, APÓS USO DE GLIFOSATO, PELO <i>Cordyceps javanica</i>	35
4.2. CONFIRMAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE <i>Bemisia tabaci</i> MEAM 1 EM 2º ÍNSTAR, APÓS APLICAÇÃO DE GLIFOSATO, COM A ESPORULAÇÃO DO FUNGO <i>Cordyceps javanica</i> SOBRE AS MESMAS.....	39

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 GLIFOSATO E <i>Cordyceps javanica</i>	43
4.4. EFICIÊNCIA DO GLIFOSATO NO CONTROLE DE PLANTAS INVASORAS DURANTE O EXPERIMENTO	45
5. CONCLUSÃO.....	48
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Colônias de <i>Cordyceps javanica</i> , isolado BRM27666.....	28
FIGURA 2 - Montagem do experimento. A, plântulas de soja <i>Glycine max</i> (L.), cultivar BRS 6970 IPRO. B, infestação das plantas de soja com adultos de <i>Bemisia tabaci</i> da criação em casa telada da Embrapa Arroz e Feijão.C, Posturas de Mosca-branca após quatro horas de infestação	29
FIGURA 3 - Aplicação de glifosato e fungo <i>Cordyceps javanica</i> . A, aplicação de glifosato com um pulverizador de barra horizontal na face adaxial das folhas. B, aplicação da suspensão do fungo com aerógrafo manual na face abaxial da folha.....	30
FIGURA 4 - Marcação das ninfas mortas e folhas mantidas em B.O.D. A, marcação das ninfas mortas e contagem das mesmas. B, folhas em placa de Petri após marcação e colocadas em B.O.D para confirmação de infecção do fungo	31
FIGURA 5 - Folhas de soja mantidas em B. O. D. por cinco dias para confirmação da infecção mostrando crescimento micelial e esporulação do fungo	32
FIGURA 6 - Preparação da persistência dos conídios. A, Corte do círculo de 2,54 cm em cada folha coletada. B, Círculo colocado em Erlenmeyer com 50mL de Tween 80 a 0,01%. C, Amostras em agitador tipo Vortex (400 RPM por 5 minutos). D, 100 µL de suspensão colocada nas placas de Petri com meio Aveia para crescimento dos conídios de <i>Cordyceps javanica</i> ..	33
FIGURA 7 - Crescimento e avaliação das colônias de <i>Cordyceps javanica</i> . A, placas em B. O. D. para crescimento das colônias. B, avaliação e contagem das colônias. C, colônias de <i>Cordyceps javanica</i>	33
FIGURA 8 - Comparação do comportamento das curvas, verificando a mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 2º instar após a aplicação Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>C. javanica</i>	36
FIGURA 9 - Temperatura e umidade relativa do ar após a aplicação do <i>C. javanica</i> , verificando a mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 2º instar após a aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>C. javanica</i>	39
FIGURA 10 - Comparação do comportamento das curvas, confirmando a morte das ninfas de <i>B. tabaci</i> em 2º instar que após marcadas e mantidas em B.O.D. (26° C e B.O.D. a 26 ± 0,5 °C, UR > 60% e com 12 horas de foto fase) esporularam.....	41
FIGURA 11 - Persistência dos conídios de <i>Cordyceps javanica</i> avaliados em diferentes dias após a aplicação do glifosato e o <i>C. javanica</i>	45

FIGURA 12 - Tratamentos mostrando a eficiência do glifosato no controle de plantas invasoras no experimento de glifosato em diferentes dias de aplicação + *C. javanica*. A, T1 – testemunha (s/ glifosato). B, T2 – Apenas *C. javanica* (sem glifosato). C, T3 – Apenas glifosato (21 dias após aplicação). D, T4 – Glisofato + *C. javanica* mesmo dia (21 dias após aplicação). E, T5 - Glisofato + *C. javanica* após 3 dias (24 dias após aplicação). F, T6 - Glisofato + *C. javanica* após 5 dias (26 dias após aplicação). G, T7 - Glisofato + *C. javanica* após 7dias (28 dias após aplicação)..... 46

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 2º ínstar após aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>Cordyceps javanica</i>	35
TABELA 2 - TL ₅₀ da Mortalidade de ninfas de mosca-branca infectadas pelo fungo <i>Cordyceps javanica</i> avaliando os diferentes tratamentos.	38
TABELA 3 - Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de TL ₅₀ da mortalidade de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 2º ínstar após aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>Cordyceps javanica</i>	38
TABELA 4 - Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de micose de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> infectadas e mantidas em B.O.D. com aplicação do Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>Cordyceps javanicai</i>	40
TABELA 5 - TL ₅₀ da esporulação de <i>C. javanica</i> sobre ninfas de mosca-branca avaliando os diferentes tratamentos.	42
TABELA 6 - Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de TL ₅₀ da esporulação de <i>Cordyceps javanica</i> sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 2º ínstar após aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e <i>Cordyceps javanica</i>	42
TABELA 7 - Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de persistência dos conídios de <i>Cordyceps javanica</i> nos diferentes tratamentos.	43

RESUMO

Uma vez que o glifosato é um dos produtos químicos mais utilizados na soja e que pode ter ação negativa sobre o *C. javanica*, os objetivos com este trabalho foram determinar o efeito deste produto sobre: a virulência de *C. javanica* a ninfas de *B. tabaci* biótipo B e a persistência de conídios de *C. javanica* em folhas de soja. O experimento foi conduzido em casa telada na Embrapa Arroz e Feijão em Santo Antônio de Goiás – GO. O delineamento foi inteiramente casualizado (DIC) com sete tratamentos e quatro repetições. Os tratamentos avaliados foram: Testemunha; *C. javanica* BRM27666; Glifosato; Glifosato com *C. javanica* aplicado no mesmo dia e 3, 5 e 7 dias após o herbicida. A semente de soja utilizada foi a cultivar BRS6970. O glifosato foi aplicado na parte superior das folhas com um pulverizador de barra horizontal no 3º, 5º, 7º e 10º dia após a infestação, o isolado BRM27666 (2×10^7 conídios mL⁻¹) foi pulverizado na parte inferior das folhas no 10º dia após a infestação com um aerógrafo manual sobre ninfas de 2º ínstar e a testemunha tratada com Tween 80 a 0,01%. Avaliou-se a mortalidade aos 3, 5, 7 e 10 dias após a pulverização do fungo em um folíolo do 1º trifólio de soja por repetição, posteriormente manteve os folíolos por 5 dias em B.O.D. para a confirmação de mortalidade pelo fungo. A persistência dos conídios foi realizada através de uma amostra (círculo 2,54 cm) em uma folha primária de cada repetição após 0, 1, 5, 9 e 14 dias da aplicação do fungo. O glifosato não interferiu na virulência do fungo entomopatogênico *C. javanica*. Apresentando um comportamento sinérgico com o *Cordyceps javanica*, o herbicida proporcionou uma facilidade na penetração, possibilitando a mortalidade e esporulação do fungo. A persistência dos conídios do entomopatógeno não foram afetadas pelo glifosato, permitindo o crescimento e desenvolvimento do fungo na colonização das ninfas de mosca-branca. Desta forma, o mesmo pode ser utilizado desde 7 dias antes ao mesmo dia de aplicação do *Cordyceps javanica*.

Palavras-chave: *Glycine max*, Controle biológico, Fungo entomopatogênico.

1. INTRODUÇÃO

A soja *Glycine max* (Merrill) é a oleaginosa mais produzida no mundo, apresentando 122,58 milhões de hectares plantados na safra de 2019/20 com uma produção de 335,35 milhões de toneladas. Segundo o relatório de junho de 2020 do Departamento de Agricultura dos Estados Unidos, o Brasil, com uma área de 36,80 milhões de hectares, tem ocupado o primeiro lugar no ranking mundial, com uma produção de 124 milhões de toneladas contra 96,68 dos Estados Unidos que por muito tempo ocupou o primeiro lugar do ranking (USDA, 2020).

Vários fatores podem interferir na produção da soja no Brasil, sendo tanto fatores bióticos e abióticos, ocasionando grandes prejuízos. Deste modo, além do clima, os insetos-praga são outra importante causa de redução da produção da cultura de soja, entre esses a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (MORAES et al., 2009).

Entre as várias espécies de moscas-brancas, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) é a mais devastadora em todo o mundo, devido à sua capacidade de infestar mais de 1000 espécies de plantas (ABD-RABOU; SIMMONS, 2010) e de transmitir mais de 300 espécies de vírus fitopatogênicos, pertencentes aos gêneros *Begomovirus*, *Crinivirus*, *Carlavirus*, *Ipomovirus* e *Torradovirus* (NAVAS-CASTILLO et al., 2011; GILBERTSON et al., 2015).

Deste modo, o grande número de hospedeiros tem permitido que a mosca-branca reproduza e migre de forma rápida, tanto nos vários hospedeiros silvestres quanto nos cultivados, principalmente, o algodão, soja, tomate, feijão, batata, melão entre outras (QUINTELA, 2018). Na soja, os prejuízos de *B. tabaci*, em geral, decorrem de danos diretos pela sucção da seiva e, indiretos pela excreção de substância açucarada rico em açúcares que serve de substrato para o desenvolvimento do fungo fumagina (*Capnodium* spp., *Capnodiaceae*) capaz de afetar a fotossíntese, e pela transmissão de vírus (LOPEZ et al., 2008).

O controle deste inseto depende principalmente do uso de inseticidas químicos, porém o excesso de aplicações tem resultado na seleção de indivíduos resistentes a diversos grupos químicos, tais como os organofosforados, carbamatos, piretróides, ciclodienos, reguladores de crescimento e neocotinóides (SILVA et al., 2009; STANSLY; NARANJO, 2010; LIMA, 2014; QUINTELA, 2015), devido a isso métodos alternativos e a adoção de técnicas de controle adicionais tem sido estudados, incluindo o controle biológico (MASCARIN et al., 2013).

Agentes de biocontrole fúngico são candidatos promissores para o manejo de populações de mosca-branca, pois seus conídios ou blastosporos leveduriformes são capazes de infectar e penetrar na cutícula desse inseto e vários outros artrópodes (LACEY et al., 2008;

MASCARIN et al., 2013; 2015). Além disso, foi demonstrado que é improvável que *B. tabaci* desenvolva resistência a esses fungos, em contraste com o que comumente ocorre com inseticidas químicos sintéticos (GAO et al., 2017).

Entre os fungos mais frequentemente explorados como agentes de biocontrole de moscas-brancas estão *Cordyceps* (= *Isaria*) (principalmente *C. javanica* e *C. fumosorosea*) (WRAIGHT et al., 1998; FARIA; WRAIGHT, 2007; LACEY et al., 2008; MASCARIN et al., 2013; QUINTELA et al., 2016). Esses fungos geralmente são aplicados no campo com grandes quantidades de esporos destinados a suprimir rapidamente o crescimento da população de moscas-brancas ao atingir altas taxas de mortalidade, similarmente aos químicos (JARONSKI, 2010). Dentre estes fungos, o *C. javanica* tem sido avaliado desde 2013 para o controle de *B. tabaci* na soja e outras culturas em experimentos de casa telada e campo na Embrapa Arroz e Feijão. Parceria com a Lallemand (Laboratório Farroupilha) foi estabelecida desde 2015 para formulação e produção deste fungo (BOAVENTURA et al., 2018).

A estratégia do controle associado ou integrado pode ser utilizada, e neste caso, quanto mais seletivo (compatível) for o produto químico mais eficiente será a conservação do entomopatógeno (ANDOLÓ et al., 2004; SILVA et al., 2005). Entretanto, alguns defensivos agrícolas podem ter efeitos danosos sobre inimigos naturais, no caso dos fungos, alterando a sua virulência pela modificação do crescimento vegetativo, a viabilidade e a esporulação, ou até mesmo a composição genética, ocasionando surtos de pragas anteriores por eles controladas (ALVES et al., 1998; BUENO et al., 2012).

Com a grande utilização de cultivares de soja transgênica, resistentes ao herbicida glifosato, é necessário determinar o efeito deste herbicida sobre o fungo *C. javanica*. Estudos demonstraram que o glifosato é um herbicida não seletivo, age inibindo a enzima 5-enol-piruvilshiquimato-3-fosfato sintase (EPSPs), na rota de síntese dos aminoácidos aromáticos essenciais tanto para o crescimento quanto para a sobrevivência das plantas (VELINI et al., 2009). Essa enzima não está presente em animais, mas existe em fungos e bactérias que os torna sensíveis a este produto (KISHORE; SHAH, 1988). Amarante Junior et al. (2002) observaram que o glifosato apresenta a segunda maior toxicidade para bactérias e fungos.

Uma vez que o glifosato é um dos produtos químicos mais utilizados na soja e que pode ter ação negativa sobre o *C. javanica*, os objetivos deste trabalho foram determinar o efeito deste produto sobre: 1) a virulência de *C. javanica* a ninfas de *B. tabaci* biótipo B ; 2) a persistência de conídios de *C. javanica* em folhas de soja.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. CULTURA DA SOJA

A soja *Glycine max* (Merrill) é de longe a mais dominante oleaginosa produzida no Brasil. A partir do ano-safra de 2017/18, a soja passa a representar mais de 95% de todas as sementes oleaginosas produzidas no país, segundo as estatísticas do governo brasileiro. A estimativa de produção para a safra 2020/21, de acordo com o último relatório Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA, 2020), é de 131 milhões de toneladas, sendo que 83 milhões de toneladas serão destinada a exportações.

No Brasil, tem-se como maiores produtores Mato Grosso, com 31.945 milhões de toneladas, seguido por Rio Grande do Sul com 18.550, Paraná com 16,350 e Goiás com 10.900, sendo os dois estados centrais responsáveis por 38% da produção total de soja no País (USDA, 2019), isto devido as disposições favoráveis da topografia da região, que facilita a mecanização, as condições físicas do solo, economias dos produtores e o propício nível de chuvas que auxiliam no rendimento da produção (ANHOLETO; MASSUQUETTI, 2014).

Um estudo realizado por Freitas; Mendonça (2016) demonstra que o crescimento médio anual de área de soja no Brasil no período entre 2008 e 2013 foi de 5,68 % a.a. em contrapartida com área agrícola de todas as outras culturas de 2,05% a.a.. Quando dividido o Brasil em seis regiões de produção agrícola, a produtividade da leguminosa não diminui em relação as variações na área cultivada, processo que pode estar associado com elevada tecnificação e padronização para o cultivo da soja, desta forma desde os anos de 1970 a região do País que a produtividade cresce mais rapidamente é o Centro-Oeste.

Seu crescente cenário de produção está relacionado ao seu consumo em diversas áreas, como óleo vegetal, alimentação animal e humana, biocombustíveis e indústria comercial (SOUZA; SANTOS, 2017). Do total de óleos vegetais consumidos no mundo, o de soja responde com 31% utilizado, praticamente, como óleo de cozinha e como gordura hidrogenada para indústria alimentícia em geral. No caso dos farelos, a situação é diferente, já que o de soja responde por 70% do consumo mundial. O teor protéico do farelo de soja, com 44% até 49% de proteína, o coloca como um produto quase que insubstituível do ponto de vista da conversão para a produção de proteína animal (PEREIRA, 2004).

Outro aspecto ligado a seus altos rendimentos, estão associados com a quantidade de novas tecnologias utilizadas no cultivo, dentre essas a utilização de cultivares geneticamente modificadas (GM). O Brasil é um dos maiores líderes de sua utilização, apresentando a segunda

maior taxa de adoção com 96,5 % das áreas produtoras de soja. No cenário brasileiro encontram-se as cultivares tolerantes a herbicidas, resistentes a insetos e as duas características combinadas, tornando-as mais protegidas, além de mais produtivas quando comparadas as convencionais (CIB, 2019; USDA, 2019). A soja Roundup Ready (RR), codificada com um gene da enzima EPSPS é tolerante a ação do glifosato, sendo assim a plantas continuam produzindo seus compostos essenciais, não tendo seu desenvolvimento afetados pelo herbicida (FOLONI et al., 2005).

Além da transgenia, sabe-se que é necessário o estudo e a utilização de um conjunto de tecnologias visto que o Brasil está localizado em clima tropical propiciando um ambiente ideal para desenvolvimento de pragas e doenças (GAZZONI, 2018), sendo a mosca-branca uma das pragas importantes na cultura da soja, causando danos diretos, através da sucção da seiva e indiretos através da formação de fumagina, devido a alimentação do fungo pela substância açucarada excretada pela ninfa, e transmissão de vírus, sendo o principal *Cowpea mild mottle virus* – CpMMV, patógeno da doença necrose da haste .

As perdas de produção podem atingir até 100%, dependendo do nível populacional do inseto. Em avaliações realizadas em diversas lavouras foi possível verificar 45% de perdas de rendimento (EMBRAPA, 2013; LOPEZ et al., 2008). Portanto, o programa de manejo de pragas da soja alia um profundo conhecimento da biologia e ecologia das pragas e de seus danos com diversas técnicas de controle, que inclui manejo da cultura, controle biológico e controle químico, além de conceitos como nível de danos econômicos (GAZZONI, 2018).

2.2. MOSCA-BRANCA, *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B

2.2.1. Histórico e distribuição

A *Bemisia tabaci*, conhecida por mosca-branca, é uma espécie pertencente a Ordem Hemiptera, Subordem Sternorrhyncha, Superfamília Aleyrodoidea e Família Aleyrodidae. Foi descrita primeiramente, em 1889, por Gennadius, e encontrada no Brasil, de acordo com Bonnar (1929), pela primeira vez em 1929 (SILVA et al., 2017; SOUZA; SANTOS, 2017).

Na década de 60 já era determinada como vetora de vários vírus, porém causadores de doenças secundárias, visto que a incidência era baixa. Em 1968, foi observado no norte do estado do Paraná populações extremamente altas. Já nos anos de 1973 e 1975 a população de mosca-branca atingira níveis elevadíssimos em culturas de soja, feijão, algodão, girassol e outras, no norte do Paraná e São Paulo, sendo na cultura da soja encontrada, principalmente,

nas de plantio tardio, em janeiro. Observou-se ainda alta população de adultos em culturas de algodão em fins de ciclo, evidenciando uma migração em massa da soja para o algodão (YUKI, 2001).

Em torno do início de 1970, mesmo que a incidência de populações de mosca-branca fosse baixa, a presença de geminivírus era elevada. Já se conheciam seis diferentes moléstias transmitidas por *B. tabaci*. Na década de 80, houve, possivelmente, um equilíbrio da população, não sendo relatado nenhum surto significativo em São Paulo, porém existiu informações de surtos em Barreiras (BA), especialmente após o aumento do cultivo da soja (YUKI, 2001). Já no final de 1990, a importação por comerciantes paulistas da planta ornamental poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*), provavelmente infestada com ninfas de mosca-branca (*B. tabaci* biótipo B), introduziu esse novo biótipo no país, que foi rapidamente disseminado por todo País (VILLAS BÔAS; CASTELO BRANCO, 2009).

Segundo Yuki (2001), já no final de 1997, início de 1998, surtos elevadíssimos de *B. tabaci* biótipo B, iniciados nas culturas de soja, passando posteriormente para as de algodão, ocasionando altas perdas. No entanto, os surtos verificados nos últimos anos foram de dimensões muito maiores, tanto em população, quanto em distribuição geográfica. Em todos os locais que foram relatados a presença do novo biótipo de mosca-branca os prejuízos foram muito superiores do que o provocado pelo biótipo comum da mesma espécie.

Atualmente, é considerada umas das principais pragas do ecossistema, está distribuída tanto em regiões de climas tropicais quanto subtropicais, como: a Austrália, Nova Zelândia, países asiáticos e europeus, africanos e nas Américas (SILVA et al., 2017).

2.2.2. Descrição e Bioecologia

A *Bemisia tabaci*, é hemíptera, pertencente à família Aleyrodidae, que são insetos pequenos, com quatro asas membranosas, na fase adulta, recobertas com substâncias pulverulentas (cerosas) de coloração branca, de onde vem seu nome comum, moscas-branca (GALLO, 2002), possui cabeça opistognata, com rostro emergindo da parte posterior da cabeça, aparentemente entre as pernas anteriores, que são ambulatoriais. É um inseto sugador, contendo um aparelho bucal sugador labial tetraqueta, (SILVA et al., 2017).

De acordo com Gallo et al. (2002) o aparelho digestivo difere dos demais insetos, por apresentar-se na forma de câmara-filtro, ou seja, uma câmara que envolve a parte inicial do mesêntero (intestino anterior) com a parte anterior ou posterior do proctodeu (intestino

posterior). Assim, o excesso de líquido sugado passa diretamente da parte inicial para o final do tubo digestivo, sendo eliminado pelo ânus em forma de gotículas. Por essa razão, é possível a sucção contínua da seiva, pois só é aproveitado pelos insetos um suco alimentar concentrado e de fácil absorção.

Apresenta desenvolvimento hemimetabólico, isto é, metamorfose incompleta, passando pelas fases de ovo, quatro estádios ninfais, e adulto. O ovo, de coloração amarela, tem formato de pêra e mede cerca de 0,2 a 0,3mm, são colocados na face inferior das folhas, ficando presos por um pedúnculo curto. As ninfas, quando eclodidas passam a sugar a folha, geralmente na face inferior; são translúcidas e apresentam coloração amarela a amarelo-clara e locomovem-se apenas no primeiro estágio ninfal. Nos demais estádios, o inseto permanece imóvel até a emergência dos adultos (VILLAS BÔAS, 2005; EMBRAPA, 2013), seu desenvolvimento é bastante rápido, com ciclo de 16 a 25 dias, quando em temperaturas entre 25 e 27°C, conforme a planta hospedeira e condições ambientais, sendo em média oito dias para o período de incubação e 12 a 21 dias para a fase ninfal. A temperatura ideal está na faixa de 25 a 30°C (WAGNER, 1995; SOTTORIVA, 2010).

Os adultos são muito ágeis e voam quando perturbados. Auxiliados pelo vento, podem voar a longas distâncias. Realizam também vôo baixo, quando migram de culturas velhas para culturas recém-transplantadas. Estes se alimentam minutos após a emergência, e apresenta longevidade dependente da alimentação e da temperatura. O macho tem vida mais curta, de 9 a 17 dias. As fêmeas vivem 62 dias, em média, podendo variar de 38 a 74 dias (VILLAS BÔAS; CATELO BRANCO, 2009).

O acasalamento inicia-se de duas a quatro horas após a emergência dos adultos e copulam várias vezes durante a sua vida. A reprodução é sexuada com oviparidade ou pode ocorrer partenogênese. Na reprodução sexual, a prole será de macho e fêmea. Quando é partenogenética (sem fecundação), a prole será composta apenas de machos. (VILLAS BÔAS 2005; SILVA et al., 2017). O período de pré-oviposição pode durar de 8 horas a 5 dias, sendo variável com as diferentes épocas do ano. A fêmea é maior que o macho, e coloca de 100 a 300 ovos durante toda a sua vida, sendo que a taxa de oviposição é influenciada pela temperatura e planta hospedeira. Quando ocorre escassez de alimento, as fêmeas interrompem a postura (VILLAS BÔAS; CATELO BRANCO, 2009). Segundo Dittrich et al., 1990 posturas elevadas foram relacionadas com população exposta a doses elevadas de inseticidas, uma vez que em condições de alto estresse as fêmeas produzem mais ovos e mais fêmeas em sua prole.

2.2.3. Importância Econômica

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* é um inseto sugador de seiva, polífono (SILVA et al., 2017), considerado uma das pragas mais devastadoras, devido à sua capacidade de infestar mais de 1000 espécies de plantas (ABD-RABOU; SIMMONS, 2010). Nos últimos anos os problemas com esta praga estão se agravando no Brasil, devido à severidade dos ataques e dificuldades em seu controle, principalmente com a espécie mais agressiva e predominantemente encontrada, biótipo B, que se caracteriza, entre outros fatores, por possuir maior quantidade de plantas hospedeiras, resistência a diversos inseticidas e capacidade de induzir desordens fisiológicas a certos tipos de hospedeiros. (SILVA et al., 2017; SOUZA; SANTOS, 2017).

Os prejuízos diretos estão relacionados à sucção de seiva e inoculação de toxinas (enzimas digestivas) que provocam alterações no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta, e que pode reduzir a produtividade e a qualidade dos grãos. Os danos indiretos são ocasionados pela liberação de uma substância açucarada (honeydew) pelas ninfas que provoca a proliferação do fungo saprófita *Capnodium* sp. (fumagina), que diminui a área fotossintética da planta e pode também interferir com as trocas gasosas que se dão através dos estômatos, e consequentemente, na sua produtividade, além de transmitir mais de 300 espécies de vírus fitopatogênicos (NAVAS-CASTILLO et al., 2011; TOSCANO et al., 2016; SILVA et al., 2017).

A *Bemisia tabaci* biótipo B era considerada uma praga ocasional na cultura da soja no Brasil, entretanto, a partir da safra de 2012/2013, em regiões produtoras como Mato Grosso começou a gerar preocupações, tornando-se uma das principais causadoras de danos a cada safra. Na soja os danos também podem ser diretos através da sucção da seiva da planta, tanto por ninfas, quanto por adultos ocasionando o depauperamento das plantas e injeção de toxinas ou indiretos como a fumagina e a introdução do vírus “necrose-da-haste” do grupo dos carlavírus (TOSCANO et al., 2016). Plantas infectadas com esse vírus têm a haste necrosada, que com a evolução dos sintomas, pode levar a planta à morte. Porém, o produtor pode manejar a cultura, optando por plantar cultivares de soja resistentes devido a existência de fonte de resistência varietal para esse vírus (SOUZA; SANTOS, 2017).

2.2.4. Plantas hospedeiras

O grande número de hospedeiros tem permitido que a mosca-branca reproduza e migre de forma rápida, tanto nos vários hospedeiros silvestres quanto nos cultivados (QUINTELA, 2018). Segundo um estudo realizado por Abd-Rabou; Simmons (2010) relataram que a *Bemisia tabaci* pode infestar mais de 1000 espécies de plantas, sendo que foram encontrados reproduzindo na fase adulta em 118 espécies de plantas pertencentes a 79 gêneros em 28 famílias no Egito, infestando muitas das culturas mais importantes economicamente no País, como: algodão (*Gossypium barbadense* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.) e outras culturas vegetais e plantas ornamentais. Além das inúmeras espécies de plantas daninhas e plantas silvestres que servem como hospedeiras.

De acordo com Ramiro (2000) as culturas que são mais atingidas pela mosca branca sofrendo perdas altamente significativas são: as olerícolas (melão, melancia, abóbora, tomate, pimentão, brócolis, couve-flor), as oleaginosas (algodão, soja, feijão), frutíferas (uva) e plantas ornamentais (crisântemo e bico-de-papagaio). Acrescenta-se também abacate, abacaxi, anonáceas, cacau, cupuaçu, guaraná, kiwi, pepino, gérbera, jiló, begônia, ervilha, fumo, abobrinha, quiabo, pimenta, chuchu, berinjela, batata, entre outras (AGROFIT, 2019).

2.2.5. Métodos de controle

O controle de uma praga em uma determinada cultura consiste em manter a densidade de sua população abaixo do nível de dano econômico, ou seja, a partir do momento que os danos causam perdas e prejuízos. Sendo assim, o controle de *Bemisia* spp. é dificultado em função da sua fácil adaptação às diferentes condições climáticas, elevada rapidez no desenvolvimento de resistência aos diferentes grupos químicos e uma ampla gama de plantas hospedeiras (HAJI et al., 2004).

No entanto, há algumas alternativas de controle que podem ser associadas visando manter a mosca-branca a níveis que não prejudiquem a cultura (SILVA et al., 2017), especialmente, a utilização do manejo integrado de pragas, que pode ser entendido pela aplicação racional e integrada de várias ações/práticas de controle, como o controle cultural, químico e biológico, levando-se em conta os aspectos econômicos, toxicológicos, ambientais e sociais (VILLAS BÔAS, 2005).

2.2.5.1. Controle Cultural

O controle cultural consiste na utilização de práticas agrícolas rotineiras ou modificadas, com o propósito de contribuir para a prevenção dos ataques de insetos, tornando o ambiente menos favorável ao seu desenvolvimento, destruí-los ou diminuir seus danos. São medidas planejadas previamente dentro do processo normal de produção agrícola (HAJI et al., 2004)

Assim, podem ser destacadas medidas como rotação de culturas, destruição de restos culturais, plantio de mudas sadias, manejo de ervas daninhas. Além de barreiras vivas, cultura-armadilha, coberturas repelentes e períodos livres de plantio, em casos mais severos (LOURENÇÃO, 2002; LACERDA; CARVALHO, 2008).

2.2.5.2. Controle Químico

Devido às características do inseto, o controle químico tem sido o método mais empregado. Os inseticidas com maior impacto no controle de *B. tabaci* são os neonicotinóides, incluindo imidaclopride, acetamipride e tiametoxam e os reguladores de crescimento (IGR), buprofezim, um inibidor da síntese de quitina, e piriproxifem, um análogo do hormônio juvenil. O modo de ação e os atributos bioquímicos tornam esses produtos, coletivamente, muito eficientes no controle de *B. tabaci* (LOURENÇÃO, 2002).

Esta espécie de mosca-branca adquire resistência aos produtos químicos com grande facilidade. Portanto, sugere-se que o controle da praga seja feito alternando-se os produtos com grupos químicos diferentes, usando um mesmo produto no máximo duas vezes durante o ciclo da cultura, ao passo que os inseticidas reguladores de crescimento só deverão ser usados uma única vez (BLEICHER; MELO, 1998).

O controle químico apresenta resposta imediata, mas dentro de um programa de manejo integrado da mosca-branca, torna-se necessário seguir alguns cuidados: a seleção do inseticida deve ser em função da eficiência do produto, seletividade sobre os inimigos naturais e insetos polinizadores, poder residual e grau de toxicidade sobre o homem e os animais (LACERDA, CARVALHO, 2008).

2.2.5.3. Controle Biológico

O controle biológico visa a supressão de populações de insetos pragas mediante a ação de seus inimigos naturais, sejam estes predadores, parasitóides ou entomopatógenos. Pode ser classificado em: controle biológico natural e controle biológico aplicado. Sendo o primeiro referente à ação dos inimigos naturais sobre as pragas, sem a intervenção do homem e o segundo dividido em três formas aplicadas: proteção dos inimigos naturais, principalmente por meio do fornecimento de alimento, área de refúgio e uso de inseticidas seletivos; aumento artificial dos inimigos naturais, o que implica na sua criação e liberação de forma inoculativa ou inundativa; introdução de novos inimigos naturais (HAJI et al., 2004)

Em vários países, estão sendo identificados e estudados diversos agentes de controle biológico da mosca-branca, cujos resultados têm sido bastante promissores para o manejo dessa praga. No grupo de predadores, foram identificadas dezesseis espécies das ordens: Hemiptera, Neuroptera, Coleoptera e Diptera, destacando o gênero *Delphastus* que podem ser, entre os insetos, os agentes de controle mais eficientes. Entre os parasitóides, identificaram-se 37 espécies de micro-himenópteros, sendo os principais pertencentes aos gêneros *Encarsia*, *Eretmocerus* e *Amitus* comumente encontrados (LOURENÇÃO, 2002; LACERDA; CARVALHO, 2008).

Tratando-se de entomopatógenos, os fungos que recebem maior atenção no controle de *B. tabaci* são os Deuteromicetos devido à sua prevalência, possibilidade de produção em meios artificiais, facilidade de aplicação e prazo de validade relativamente longo. Os deuteromicetos coletados de moscas-brancas ou outros insetos com atividade contra moscas-brancas incluem *Cordyceps* (= *Paecilomyces* spp.), *Lecanicillium* (= *Verticillium*) 1 *lecanii*, *Beauveria bassiana* e *Aschersonia* spp (LACEY et al., 2008).

2.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS

Os fungos entomopatogênicos são uma importante alternativa para o controle de insetos-praga, por serem versáteis e possuírem mecanismos de infecção especializados, infectam os estágios do ciclo de vida do hospedeiro, penetrando por diversas vias, principalmente, o tegumento, sendo que os demais organismos (vírus e bactérias) infectam os insetos através da ingestão (LOPES et al., 2016), além disso, produzem grande quantidade de inóculo em meios sólidos. Possui facilidade de produção e o preparo se torna barato, além de não serem repelentes, o que facilita a disseminação entre os indivíduos (PASSOS et al., 2014), eles têm atividade inseticida de amplo espectro, variedade de espécies diversificadas, tipos

metabólicos complexos e oferecem níveis de segurança adequados para seres humanos e outros organismos não-alvo (OU et al, 2019).

Os fungos usualmente aderem à superfície externa do corpo dos insetos na forma de conídios (esporos microscópicos), inicia-se a germinação, que é favorecida por umidade elevada, através de mensageiros que são geralmente hidratos de carbono presentes nas proteínas da cutícula dos insetos, deste modo ocorrendo a expansão dos conídios. Após o inchaço destes esporos forma-se o tubo germinativo pelo processo de polarização do crescimento apical de fungos, que estimula a síntese da parede celular. Os íons H^+ e Ca^{2+} entram na ponta da hifa através de um mecanismo de transporte passivo e são expelidos por mecanismos dependentes de energia (ROJAS, 2015).

Esse fluxo transecular permanece constante e mantém o desenvolvimento do tubo de germinação e a formação do apressório, uma estrutura especializada formada no tubo de germinação. Este tubo localiza sítios de penetração no corpo do inseto por meio do reconhecimento da superfície de seu corpo, permitindo que as hifas penetrem na cutícula e atinjam a cavidade corporal do inseto (DÍAZ et al., 2006). O apressório tem a função de ancorar o esporo e exerce uma pressão para dentro do inseto. Em paralelo, o fungo excreta grande quantidade de enzimas que iram degradar a cutícula do inseto e, conseqüentemente, fornece nutrientes para o fungo. Uma vez dentro do inseto, o fungo prolifera formando corpos de hifas secundárias com ramificações para a procutícula. Em seguida, quando os corpos de hifas encontram a camada epidérmica e a membrana basal, propaga-se pela hemocele (ROJAS, 2015).

Dessa forma, várias estruturas invadem o tecido muscular, corpos gordurosos, túbulos de Malpighi, mitocôndrias, hemócitos, retículo endoplasmático e a membrana nuclear. Com o esgotamento dos nutrientes, o fungo com o crescimento micelial começa a invadir todas os órgãos do hospedeiro, e assim as hifas atravessam a cutícula do inseto de dentro para fora e emergem na superfície (DÍAZ et al., 2006). Finalmente, eles matam o hospedeiro e o fungo fornecido cresce a cutícula do inseto morto liberando conidióforos para infectar outros indivíduos do hospedeiro (OU et al, 2019).

Os fungos entomopatogénicos que apresentam importância agrícola são pertencentes a dois filos: Ascomycota e Entophthoromycota (ROJAS, 2015), destacando as ordens Hypocreales e Entomophthorales que agrega mais de 100 espécies de fungos entomopatogénicos sendo as principais espécies: *Beauveria bassiana*, *Beauveria amorpha*, *Beauveria brongniartii*, *Beauveria caledonica*, *Metarhizium anisopliae*, *Metarhizium robertsii*.

Metarhizium album, *Metarhizium acridum*, *Lecanicillium lecanii*, *Entomophthora muscae*, *Nomuraea rileyi*, *Cordyceps militaris*, *Cordyceps* (= *Isaria*) *javanica*, *Isaria farinosa*, *Isaria fumosorosea* (AMATUZZI, 2018).

2.3.1. *Cordyceps javanica*

Das 31 espécies de *Cordyceps*, 14 espécies são patógenos conhecidos de vários artrópodes e nematóides hospedeiros encontrados nas plantas e no solo. *Cordyceps javanica* é um fungo entomopatogênico parasitário de vários insetos-pragas, considerado um bom candidato ao controle microbiano de pragas de insetos, devido ao seu potencial de causar epizootias naturalmente (CHEN et al., 2007).

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 colocou todas as espécies entomógenas na última seção enquanto o tipo *P. variotii* e todas as outras espécies da seção *Paecilomyces* são estágios conidiais das espécies de *Byssochlamys* (Eurotiomycetes: Eurotiales). 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 (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)

No caso de *Paecilomyces*, no entanto, Tigano-Milani et al. (1995) analisaram a variabilidade genética entre 27 isolados de *Isaria fumosorosea*, 15 dos quais foram isolados de *Bemisia tabaci*; o nível de divergência observado sugeriu que essas cepas representavam um complexo de espécies. Estudos recentes relataram que muitas linhagens de *I. fumosorosea* isoladas como agentes de controle biológico de artrópodes são muitas vezes linhagens mal identificadas de *C. javanica*.

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*.

O gênero *Cordyceps* é um fungo filamentosos cosmopolita que pertence a ordem Hypocreales, família Cordycipitaceae, classe Euascomycota do filo Ascomycota. Os fungos do 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).

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 (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 fiálides em espirais de 2 a 3 grupos. As fiálides 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 (AMATUZZI, 2018).

Cordyceps está entre os gêneros de fungos entomopatogênicos mais usados em programas de controle biológico, sendo empregado em escala comercial na Europa e nas Américas do Norte e Sul, este é testado no controle de diversos insetos-praga (LOPES, 2011). Caracteriza-se por produzir grande quantidade de inóculo em meios sólidos. São fáceis e baratos de serem preparados, além de não serem repelentes, o que facilita a disseminação entre os indivíduos (PASSOS et al., 2014).

De acordo com Specht (2009), o fungo foi relatado pela primeira vez no Brasil em 2003, sendo isolado de lagartas de *L. obliqua* coletadas na localidade Linha Brasil, Distrito de Pinto Bandeira, Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil. As mesmas foram provenientes

de uma agregação de 14 lagartas encontradas no tronco de um plátano [*Platanus acerifolia* (Aiton) Wild. - Platanaceae]. Hoje, avanços na produção, formulação e aplicação de *Cordyceps javanica* resultaram no desenvolvimento de um defensivo biológico para o controle de ninfas e adultos de *Bemisia tabaci*, parceria entre a Embrapa e o Laboratório Farroupilha/Lallemand (BOAVENTRURA et al., 2018).

Dentro dos estudos realizados deve-se considerar que os fatores bióticos e abióticos têm uma influência enorme no ciclo de vida do fungo, para que ocorra a manifestação epizoótica de fungos entomopatogênicos. Entre os fatores abióticos que afetam a viabilidade e a persistência de fungos entomopatogênicos no campo estão os raios ultravioleta, a temperatura, a umidade relativa e os defensivos agrícolas (DÍAZ et al., 2006).

2.4 GLIFOSATO

O glifosato (N-fosfometil glicina), foi originalmente sintetizado em 1964 como potencial quelante industrial e seu uso como herbicida foi descrito apenas em 1971. Devido à limitada solubilidade (1,2% a 25 °C) do ácido em água, os sais mais solúveis do ácido são preferidos para as formulações. O termo glifosato é geralmente utilizado para indicar tanto o ácido como seus sais, pois é reconhecido que eles são biologicamente equivalentes. É um potente herbicida de pós-emergência, largo espectro, não seletivo, capaz de controlar efetivamente 76 das 78 plantas invasoras mais agressivas (YAMADA; CASTRO, 2007).

O modo de ação do glifosato consiste na alteração de diferentes processos bioquímicos vitais nas plantas, como a biosíntese de aminoácidos, proteínas e ácidos nucleicos. O herbicida é absorvido pelo tecido vivo e translocado, via floema, através da planta para raízes e rizomas, e sua ação inibe enzimas específicas como a 5-enol-piruvil shikimato-3-fosfato sintase (EPSPs) suspendendo a síntese de aminoácidos aromáticos. As plantas tratadas com glifosato morrem lentamente, em poucos dias ou semanas, e devido ao transporte por todo o sistema, nenhuma parte da planta sobrevive (COUTINHO; MAZO, 2005).

No Brasil, após a liberação oficial de cultivares de soja RR, em 2005, houve um aumento considerável na área semeada com essas cultivares, atualmente sendo responsável por 96,5 % da soja cultivada no País (CIB, 2019). Pode-se dizer que essa adoção em massa é resultante em grande parte da flexibilidade do glifosato ao controlar plantas daninhas em diversos estádios de desenvolvimento (IKEDA, 2013).

O controle integrado com a utilização de agroquímicos seletivos como inseticidas e herbicidas, em conjunto com os fungos entomopatogênicos ou outros agentes de controle biológico, pode ser uma estratégia segura e eficiente. No entanto, os agroquímicos podem ter efeito tóxico sobre os fungos entomopatogênicos comprometendo sua ação no controle de pragas e também o uso em uma estratégia de manejo integrado (BOTELHO; MONTEIRO, 2011).

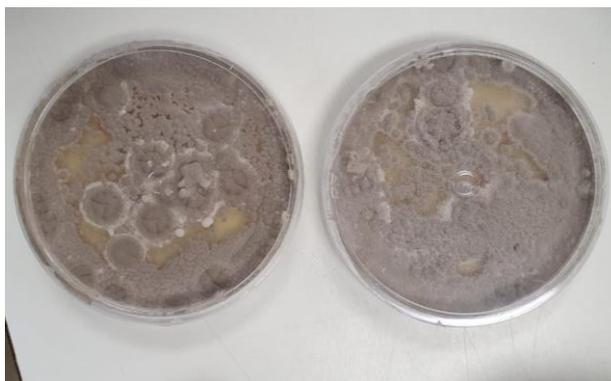
3. MATERIAL E MÉTODOS

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 são 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* foram armazenadas em microtubos com glicerol a 10% em freezer a -80°C. O isolado BRM27666 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 mL da suspensão com o inóculo, espalhando 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 (Figura 1). 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.



Fonte: Autor (2020).

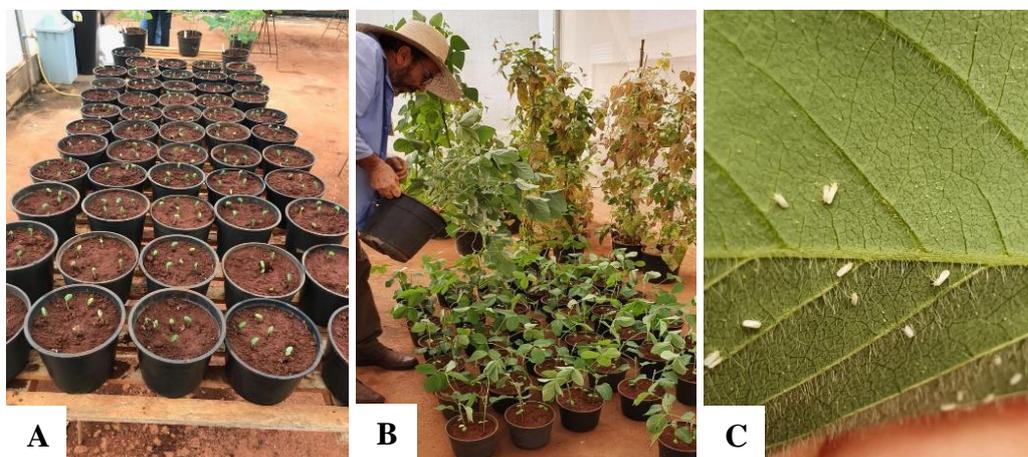
Figura 1. Colônia de *Cordyceps javanica* isolado BRM27666.

3.3. COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* COM GLIFOSATO 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). O delineamento foi inteiramente casualizado (DIC) com sete tratamentos e quatro repetições. As sementes de soja cultivar BRS6970 IPRO foram semeadas em vasos plásticos de 2 L (11,8 cm de diâmetro x 13 cm de altura) contendo uma mistura de solo e 5 g de adubo (11-52-47).

Foram semeadas cinco sementes por vaso e com quinze dias, após a emergência da plântula foi realizado o desbaste deixando as três melhores plantas. Assim, 17 dias após o plantio ocorreu à infestação das folhas primárias e do 1° trifólio com adultos de mosca-branca. Os vasos foram levados para a casa telada de 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 4 horas para que realizassem a oviposição (Figura 2). Após este período, as moscas-brancas foram retiradas de cada planta com o auxílio de um sugador e foram mantidas em casa telada até atingirem o 2° ínstar, em que foi realizada a pulverização dos tratamentos.



Fonte: Autor (2020).

Figura 2. Montagem do experimento. A, plântulas de soja *Glycine max* (L.), cultivar BRS 6970 IPRO. B, infestação das plantas de soja com adultos de *Bemisia tabaci* da criação em casa telada da Embrapa Arroz e Feijão. C, Posturas de Mosca-branca após quatro horas de infestação.

Os tratamentos consistiram de (1): Testemunha; (2): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} ; (3): Glifosato 3 L ha^{-1} ; (4): *C. javanica* BRM27666 2×10^7 conídios mL^{-1} com Glifosato 3 L ha^{-1} aplicado no mesmo dia; (5): Glifosato 3 L ha^{-1} com *C. javanica* BRM27666

2×10^7 conídios mL^{-1} aplicado após três dias; (6): Glifosato 3 L ha^{-1} com *C. javanica* 2×10^7 conídios mL^{-1} aplicado após cinco dias; (7): Glifosato 3 L ha^{-1} com *C. javanica* 2×10^7 conídios mL^{-1} aplicado após sete dias. 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 20,37 a 40,04 $^{\circ}\text{C}$ (média de 27,61 $^{\circ}\text{C}$) e de 24,34 a 87,49% de umidade relativa do ar (média de 61,07%).

Para pulverizar os tratamentos com Glifosato 3 L ha^{-1} foi utilizado um pulverizador de barra horizontal em que foi aplicado na parte superior das folhas, o tratamento 7, foi pulverizado no terceiro dia após a infestação com mosca-branca, ou seja, com três dias na fase ovo, o tratamento 6 no quinto dia da fase ovo, o tratamento 5 no início da eclosão da ninfa de primeiro ínstar e o tratamento 4 e 3 no segundo estágio ninfal. 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. As ninfas 2º ínstar foram pulverizadas com 2×10^7 conídios mL^{-1} e a testemunha tratada com Tween 80 a 0,01% (Figura 3).



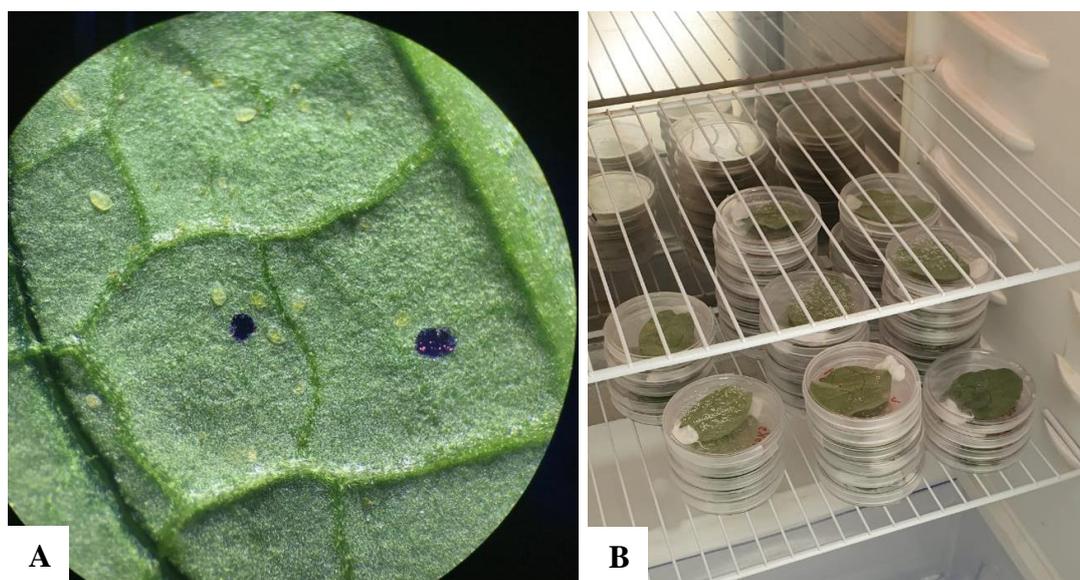
Fonte: Autor (2020).

Figura 3. Aplicação de glifosato e fungo *Cordyceps javanica*. A, aplicação de glifosato com um pulverizador de barra horizontal na face adaxial das folhas. B, aplicação da suspensão do fungo com aerógrafo manual na face abaxial da folha.

3.3.2. Mortalidade das ninfas

A mortalidade foi avaliada aos três, cinco, sete e dez dias após a pulverização em um folhelo do 1° 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, sendo as folhas das repetições dos tratamentos 1 e 3 avaliadas primeiro que os outros tratamentos, para que estas não fossem contaminadas por possíveis conídios que se encontrassem no vazador utilizado para a demarcação do círculo. As ninfas mortas presentes neste círculo foram contadas e marcadas com caneta vermelha através de um estereomicroscópio de bancada (40x de aumento).

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% por cinco dias para confirmação da mortalidade pelo fungo (Figura 4). Desta forma, foram avaliadas as ninfas marcadas com caneta vermelha ou azul e quantificadas as esporuladas. Ninfas mortas que apresentaram esporulação foram confirmadas como mortas por *C. javanica* (Figura 5).



Fonte: Autor (2020).

Figura 4. Marcação das ninfas mortas e folhas mantidas em B.O.D. A, marcação das ninfas mortas e contagem das mesmas. B, folhas em placa de Petri após marcação e colocadas em B.O.D para confirmação de infecção do fungo.

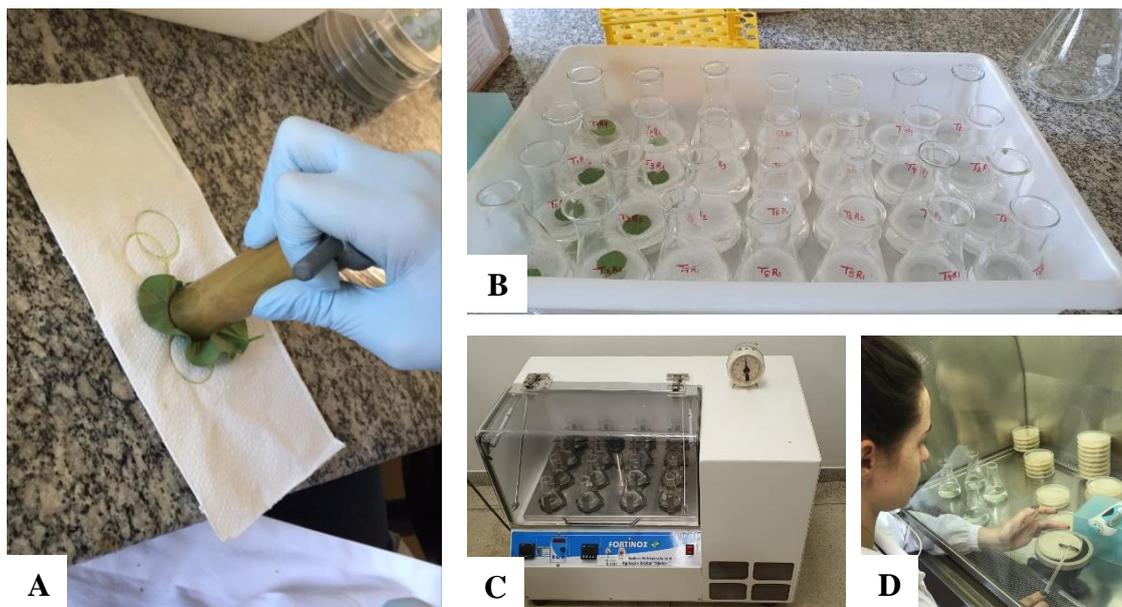


Fonte: Autor (2020).

Figura 5. Folhas de soja mantidas em B. O. D. por cinco dias para confirmação da infecção mostrando crescimento micelial e esporulação do fungo.

3.3.3. Persistência dos conídios em casa telada

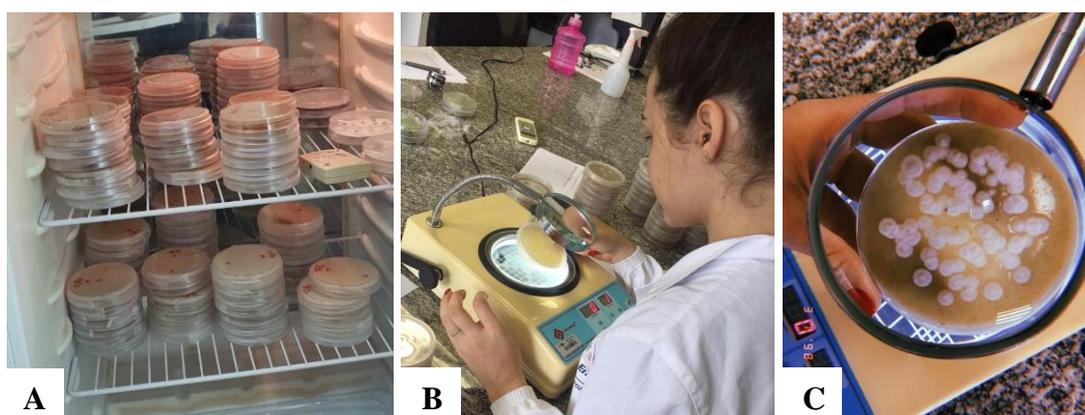
Para avaliação de conídios depositados nas folhas de soja, após a pulverização de suspensão de conídios, foi coletada uma folha primaria de cada repetição dos tratamentos após zero, um, cinco, nove e catorze dias após a pulverização da suspensão fúngica, retirando uma amostra (círculo 2,54 cm) das mesmas separadamente, contendo ninfas, da mesma forma realizada para mortalidade os tratamentos 1 e 3 foram feitos primeiramente que os demais tratamentos. 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 a 400 RPM por 5 minutos cada um dos tratamentos. 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 $\mu\text{L/L}$ de antibiótico + 750 $\mu\text{L/L}$ de dodine, sendo as soluções do zero, um, nove e catorze dias de aplicação diluídas a 10^{-1} e 10^{-2} conídios mL^{-1} e o de cinco dias a 10^{-1} conídios mL^{-1} (Figura 6).



Fonte: Autor (2020).

Figura 6. Preparação da persistência dos conídios. A, Corte do círculo de 2,54 cm em cada folha coletada. B, Círculo colocado em Erlenmeyer com 50mL de Tween 80 a 0,01%. C, Amostras em agitador tipo Vortex (400 RPM por 5 minutos). D, 100 μ L de suspensão adicionada em placas de Petri com meio Aveia para crescimento dos conídios de *Cordyceps javanica*.

Em seguida as placas de Petri foram vedadas mantidas durante um período 7 dias em câmara de crescimento do tipo BOD à temperatura de $26 \pm 0,5$ °C, UR > 80%. 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 7).



Fonte: Autor (2020).

Figura 7. 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 foram ajustadas pelo modelo Gompertz e micose (esporuladas) foram de acordo com modelo Log-logístico. Para estimar o tempo letal mediano (TL_{50}) foi utilizado modelo não linear Log-logístico, enquanto a persistência além do modelo não linear Log-logístico utilizou-se o Weibull, sendo todas as curvas comparadas pelo teste de Mann-Whitney-Wilcoxon a um intervalo de confiança de 95%.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. MORTALIDADE DE NINFAS DE *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B POR *Cordyceps javanica* APÓS USO DE GLIFOSATO

Em relação à mortalidade das ninfas de mosca-branca em 2º ínstar (Tabela 1), os tratamentos com *C. javanica* sozinho, glifosato + *C. javanica* no mesmo dia e após 3, 5 e 7 dias se diferenciaram estatisticamente ($p < 0,05$) da testemunha e do glifosato evidenciando que o glifosato não teve influência sobre o fungo, o que também foi observado por Botelho; Monteiro (2011) quando o glifosato foi aplicado, na dose recomendada e como maturador, em cana-de-açúcar juntamente com os fungos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana*.

Este resultado também foi encontrado por Sosa-Gomes (2005), quando realizou um experimento de seletividade de agroquímicos sobre os fungos *Nomuraea rileyi*, *B. bassiana* e *M. anisopliae*, onde apenas *N. rileyi* utilizado para controle de lagartas na cultura da soja teve o crescimento do inóculo inibido, enquanto *B. bassiana* e *M. anisopliae* não sofreram inibição quando o inóculo permaneceu em contato permanente com diferentes formulações de glifosato.

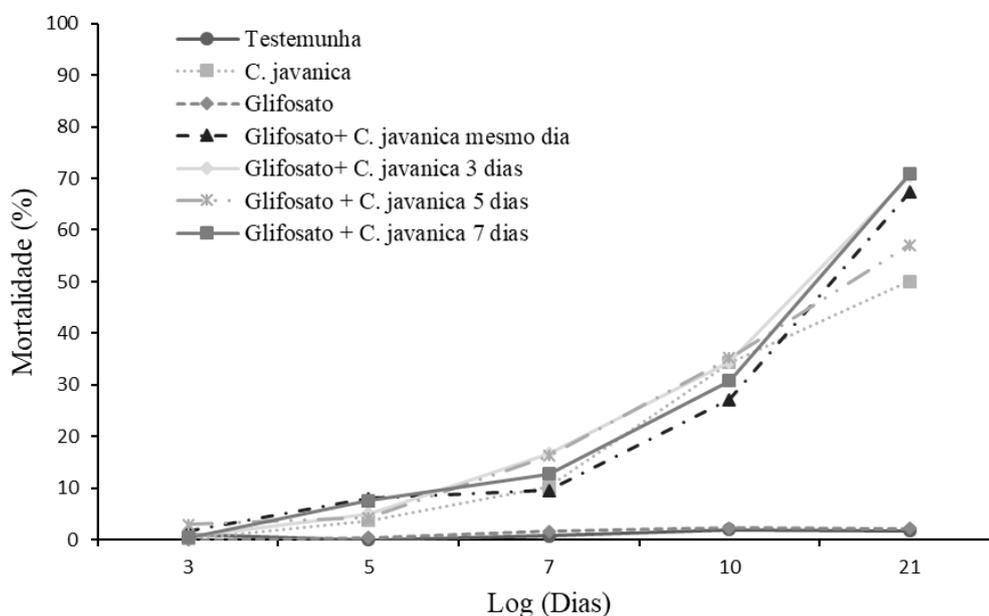
Tabela 1. Valores de p (valor $p \leq$) comparando as curvas de mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em 2º ínstar após aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e *Cordyceps javanica*.

Tratamentos	<i>C. javanica</i>	Mortalidade de ninfas de 2º ínstar				
		Glifosato	Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias
Testemunha	<0,002	0,258	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001
<i>C. javanica</i>	-	<0,002	0,546	0,190	0,387	0,340
Glifosato	-	-	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001
Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	-	-	-	0,546	1	0,863
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	-	-	-	-	0,489	0,796
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	-	-	-	-	-	0,730

O modo de ação do glifosato é inibindo a enzima 5-enol-piruvil shikimato-3-fosfato sintase (EPSP), responsável pela biossíntese de aminoácidos aromáticos importantes para manutenção da vida das plantas. Essa enzima também é produzida por fungos e bactérias, porém são utilizadas duas rotas para produção de compostos fenólicos, uma denominada por rota do ácido chiquímico e a outra por rota do ácido malônico. A rota do ácido chiquímico, a qual é bloqueada pelo glifosato, é utilizada pelas plantas superiores, enquanto a rota do ácido malônico por fungos e bactérias (YAMADA; CASTRO, 2007) o que, possivelmente, explica a não

interferência do herbicida ao fungo. Portanto, mesmo que o glifosato tenha sido consumido pelas ninfas através do floema da planta, ele não afetou o desenvolvimento de *C. javanica* quando o fungo esteve em contato com o inseto em seu segundo estágio ninfal.

Desta forma, todos os tratamentos em que o glifosato foi utilizado juntamente com o fungo apresentaram mortalidade acumulativa (21 dias após aplicação do fungo) maior (Figura 8), sendo o glifosato + fungo após 7 dias a melhor mortalidade encontrada (70,9%), seguida por glifosato + fungo após 3 dias (70,4 %), glifosato + fungo mesmo dia (67,3%) e glifosato + fungo após 5 dias (57,1 %), enquanto apenas *C. javanica* obteve 50,1 %, demonstrando uma possível ação de sinergismo entre o herbicida e o fungo.



Fonte: Autor (2020).

Figura 8. Comparação do comportamento das curvas, verificando a mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em 2º ínstar após a aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e *C. javanica*.

Essa ação pode ter ocorrido devido ao distúrbio ocasionado pelo glifosato ao sistema imunológico das ninfas de mosca-branca, que quando em contato com inseto teve seus hemócitos (células de defesas dos insetos) reduzidos em sua hemolinfa devido a migração para os tecidos periféricos com objetivo da neutralização dos processos inflamatórios, resultado obtido no trabalho de Visentin (2017) testando o efeito do glifosato sobre o sistema imunológico de *Anticarsia gemmatilis*, onde utilizando 12,5% da dose recomendada do

herbicida foi notado uma significativa diminuição dos hemócitos totais no oitavo e décimo dia de avaliação da hemolinfa.

Portanto, a provável concentração do sistema imune das ninfas de mosca-branca em expulsar as moléculas do herbicida não reconhecida pelo seu organismo possivelmente facilitou a penetração, colonização e morte das ninfas de *B. tabaci* por *C. javanica*. Porém, como não foi realizada uma avaliação sobre os hemócitos presentes na hemolinfa do inseto, não se pode afirmar que isto realmente ocorreu, é apenas uma suposição, sendo que para confirmação do sinergismo entre o glifosato e o *C. javanica* são necessários estudos aprofundados nesta área.

Analisando o Tempo Letal (TL₅₀) para mortalidade das ninfas de *B. tabaci* biótipo B em 2º instar (Tabela 2) o glifosato + fungo após 3 dias foi o menor TL₅₀ (12,62 dias) encontrado, seguido por glifosato + fungo após 5 dias (14,21 dias), glifosato + fungo após 7 dias (14,52 dias) e glifosato + fungo mesmo dia (14,82 dias), todos sendo considerados números altos. Geralmente, 50% da mortalidade de ninfas de *B. tabaci* por *C. javanica* é encontrado em tempos muito inferiores, o que pode ser comprovado por Vital et al. (2014) quando testou o mesmo fungo e inseto em laboratório na concentração de 1×10^7 conídios ml⁻¹ e encontrou TL de 4 a 5 dias para ninfas de 2º e 3º instar. Já Lopes et al. (2011) avaliando a virulência e aspectos biológicos de *Isaria javanica* sobre *Coptotermes gestroi* com uma concentração de 10^7 conídios ml⁻¹ obteve TL de 2,69 e 3,725 utilizando dois isolados diferentes.

Porém, mesmo sendo notado uma discrepância entre os tratamentos, onde glifosato + fungo mesmo dia, glifosato + fungo após 3, 5, 7 dias e apenas *C. javanica*, diferiram estatisticamente ($p < 0,05$) quando comparado o comportamento das curvas de testemunha e glifosato (Tabela 3) nota-se que o herbicida não foi o fator que retardou a morte das ninfas por *Cordyceps javanica*, pois os resultados com aplicação do glifosato com o fungo foi superior ao fungo sozinho.

Sabendo que a temperatura é um dos principais fatores abióticos que interferem na viabilidade e persistência dos fungos entomopatogênicos, possivelmente, esta tenha afetado negativamente no desenvolvimento do fungo retardando as mortes das ninfas de mosca-branca pelo entomopatógeno. Uma vez que temperaturas consideradas ideais para o crescimento e germinação destes organismos são, normalmente, entre 20 e 25° C, o máximo é de aproximadamente 35° C (MORA et al., 2016) e no decorrer do experimento a temperatura atingiu até mais de 40° C (Figura 9).

Segundo Jaronski (2010), para iniciar uma epizootia natural os fungos requerem uma umidade alta, sendo que a umidade é importante para a germinação dos conídios, crescimento

de fungos e esporulação no cadáver do inseto. Porém, Wraight et al. (2000) mostraram que *C. fumosorosea* poderia infectar ninfas de mosca branca de terceiro ínstar em folhas de hibisco excisadas incubadas a 25% a 30% de umidade relativa. Aparentando, neste estudo, a temperatura um efeito mais prejudicial para a virulência de *Cordyceps* às ninfas de *Bemisia* do que a UR. O que também foi observado por Boaventura et al. (2019), onde dois experimentos tiveram uma variação no tempo médio para matar as ninfas de mosca-branca por *Cordyceps* a 5×10^7 conídios mL⁻¹, sendo que estes estavam em um ambiente com UR similar [média de 56,5% (17,4 a 85,4%) e média de 56,8% (22,6 a 83,2%)], respectivamente, porém diferiam em suas temperaturas.

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

Mortalidade de ninfas de 2° ínstar	
Tratamentos	TL₅₀
Testemunha	-
<i>C. javanica</i>	-
Glifosato	-
Glifosato + <i>C.javanica</i> mesmo dia	14,82±3,06 (8,82 – 20,81)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	12,62±0,78 (11,09 – 14,14)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	14,21±0,52 (13,18– 15,23)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias	14,52±2,66 (9,32 – 19,73)

Tabela 3. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de TL₅₀ da mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em 2° ínstar após aplicação de Glifosato *javanica* em diferentes intervalos de dias e *Cordyceps javanica*.

Tratamentos	TL₅₀ da Mortalidade de ninfas de 2° ínstar					
	<i>C. javanica</i>	Glifosato	Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias
Testemunha	0,013	1	0,028	0,013	0,013	0,013
<i>C. javanica</i>	-	0,013	0,657	0,726	0,790	0,790
Glifosato	-	-	0,028	0,021	0,028	0,021
Glifosato + <i>C.javanica</i> mesmo dia	-	-	-	0,841	0,853	0,971
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	-	-	-	-	0,841	0,886
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	-	-	-	-	-	0,902

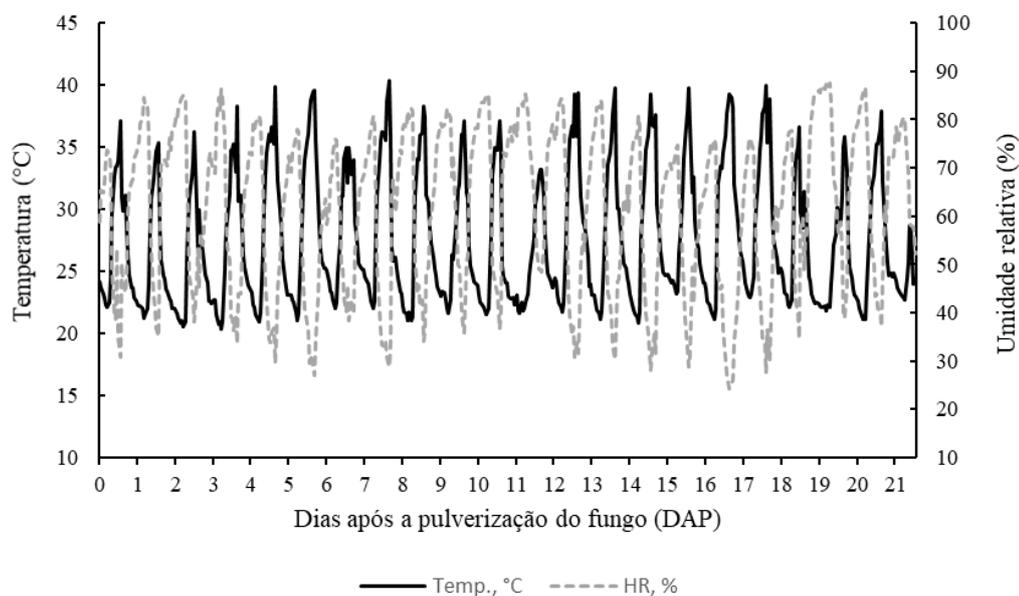


Figura 9. Temperatura e umidade relativa do ar após a aplicação do *C. javanica* verificando a mortalidade de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em 2º instar após a aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e *C. javanica*.

4.2. CONFIRMAÇÃO DA MORTALIDADE DE NINFAS DE *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B EM 2º ÍNSTAR, APÓS APLICAÇÃO DE GLIFOSATO, COM A ESPORULAÇÃO DO FUNGO *Cordyceps javanica* SOBRE AS MESMAS

Quando realizado a confirmação da mortalidade de ninfas de *B. tabaci* por *C. javanica* não se observou diferença estatística entre os tratamentos que o fungo foi utilizado ($p > 0,05$), desde ele sozinho ao aplicado 7 dias após o glifosato, porém todos eles diferiram estatisticamente da testemunha e apenas glifosato ($p < 0,05$) demonstrando que o glifosato não interferiu na esporulação do fungo (Tabela 4). Diferentemente do encontrado por Andaló et al. (2004) que avaliando a compatibilidade de *Beauveria bassiana* com agrotóxicos para controle da cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro relatou uma pequena redução no crescimento vegetativo e esporulação do fungo pelo herbicida glifosato classificando-o como moderadamente tóxico.

Contudo, segundo Fregonesi et al. (2016) em testes com diferentes isolados do fungo *Beauveria bassiana* avaliando sua compatibilidade com inseticidas, fungicidas e herbicidas diversos foi relatado diferentes comportamentos entre os isolados, onde o glifosato foi considerado como compatível para um dos isolados testados, modernamente tóxico para outros

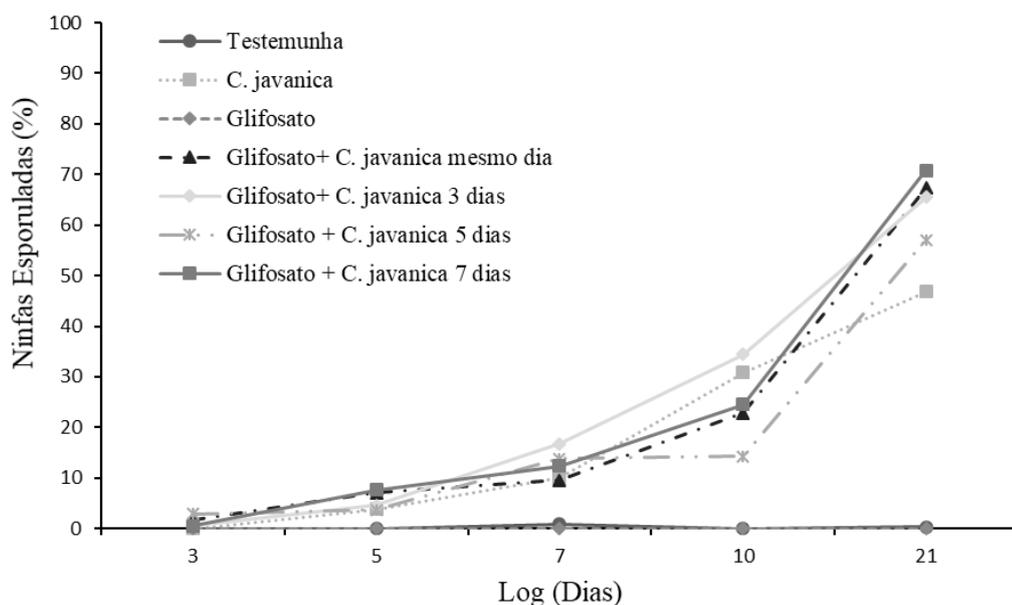
dois e tóxico para o último, sendo declarado pelos autores como um comportamento normal devido a diferença de sensibilidade dos isolados.

Tabela 4. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de micose de ninfas de *Bemisia tabaci* infectadas e mantidas em B.O.D. com aplicação do Glifosato em diferentes intervalos de dias e *Cordyceps javanica*.

Tratamentos	Esporulação de <i>C. Javanica</i> sobre ninfas de 2º ínstar					
	<i>C. javanica</i>	Glifosato	Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias
Testemunha	<0,001	0,730	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001
<i>C. javanica</i>	-	<0,002	0,546	0,190	0,387	0,340
Glifosato	-	-	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001
Glifosato + <i>C.javanica</i> mesmo dia	-	-	-	0,546	1	0,863
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	-	-	-	-	0,489	0,796
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	-	-	-	-	-	0730

As curvas do tratamento com *C. javanica* sozinho e todos os outros com glifosato em diferentes dias de aplicação e fungo tiveram os comportamentos semelhantes ($\rho > 0,05$) havendo apenas pequenas variações quantitativas no decorrer dos dias avaliados, onde em algum dia de avaliação um tratamento se sobressaia a outro (Figura 10). Porém, em nenhum deles pode-se notar a interferência do glifosato sobre a esporulação do fungo, sendo que em todos os dias avaliados um dos tratamentos com o herbicida se encontrava com melhor resultado, o que também pode ser mostrado por Silva (2012) em seu trabalho testando efeitos de agroquímicos convencionais utilizados na cultura do arroz ao fungo *M. anisopliae*, onde o glifosato foi o único, dos herbicidas em estudo, que não reduziu significativamente o crescimento micelial do fungo em relação ao controle.

Já observando a mortalidade acumulativa (21 dias após a aplicação do fungo) o melhor resultado do tratamento foi glifosato + *C. javanica* após 7 dias (70,85%), seguida de glifosato + *C. javanica* mesmo dia (67,3%), glifosato + *C. javanica* após 3 dias (65,5 %), glifosato + *C. javanica* após 5 dias (57,1 %), apenas *C. javanica* obteve 46,8%, não tendo nenhuma relação entre o dia que o glifosato foi aplicado anteriormente ao *Cordyceps javanica*, visto que o glifosato aplicado no mesmo dia teve um resultado melhor do que os aplicados 3 e 5 dias anteriormente e todos se sobressaíram ao fungo sozinho. Analisando os gráficos de mortalidade (figura 9) e o de ninfas esporuladas (figura 10) nota-se uma grande semelhança quantitativa, pois praticamente todas as ninfas encontradas mortas nas folhas avaliadas estavam esporuladas.



Fonte: Autor (2019).

Figura 10. Comparação do comportamento das curvas, confirmando a morte das ninfas de *B. tabaci* em 2º ínstar que após marcadas e mantidas em B.O.D. (26°C e B.O.D. a $26 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$, UR > 60% e com 12 horas de foto fase) esporularam.

No TL_{50} para confirmação de mortalidade das ninfas de *B. tabaci* BIÓTIPO B em 2º ínstar a partir da esporulação (Tabela 5) foi obtido resultados bem próximos ao TL_{50} para mortalidade (Tabela 2), sendo o glifosato + *C. javanica* após 3 dias (12,42 dias) o menor TL_{50} encontrado, seguido por glifosato + *C. javanica* após 7 dias (13,63 dias), glifosato + *C. javanica* após 5 dias (15,79 dias) e glifosato + *C. javanica* mesmo dia (15,96 dias). *Cordyceps javanica* sozinho não foi quantificado porque não atingiu 50% de esporulação das ninfas avaliadas até o 21º dia de avaliação, o que não é comum como já relatado no experimento de Godoi (2019) que testando a influência de fungicida sobre a virulência do *C. javanica* a mosca-branca encontrou o TL_{50} para a esporulação do fungo sozinho sobre ninfas de mosca-branca de 7,32 dias e o TL maior para o fungo + fungicida no mesmo dia de 10,84 dias.

Devido o retardamento da mortalidade das ninfas de *B. tabaci*, provavelmente, ocorreu um atraso em sua esporulação, porque o fungo necessita colonizar todo o inseto para iniciar seu crescimento micelial, mas esse fator não ocorreu devido a aplicação do herbicida, pois comparando as curvas dos tratamentos (Tabela 6) o *C. javanica* aplicado sozinho teve o comportamento estatisticamente semelhante ($p > 0,05$) aos tratamentos glifosato + *C. javanica* após 3, 5 e 7 dias.

Tabela 5. TL₅₀ da esporulação de *C. javanica* sobre ninfas de mosca-branca avaliando os diferentes tratamentos.

Esporulação de <i>C. Javanica</i> sobre ninfas de 2° ínstar	
Tratamentos	TL ₅₀
Testemunha	-
<i>C. javanica</i>	-
Glifosato	-
Glifosato + <i>C.javanica</i> mesmo dia	15,96±1,48 (13,06 – 18,87)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	12,42±1,06 (10,33 – 14,50)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	15,79±1,12 (13,59 – 17,98)
Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias	13,63±1,10 (11,47 – 15,79)

Tabela 6. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de TL₅₀ da esporulação de *Cordyceps javanica* sobre ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B em 2° ínstar após aplicação de Glifosato em diferentes intervalos de dias e *Cordyceps javanica*.

Tratamentos	TL ₅₀ da Esporulação de <i>C. javanica</i> sobre ninfas de 2° ínstar					
	<i>C. javanica</i>	Glifosato	Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias
Testemunha	0,013	0,910	0,014	0,004	0,014	0,029
<i>C. javanica</i>	-	0,010	0,726	0,699	0,829	0,790
Glifosato	-	-	0,003	0,002	0,002	0,002
Glifosato + <i>C.javanica</i> mesmo dia	-	-	-	0,655	0,937	0,902
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	-	-	-	-	0,726	0,971
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	-	-	-	-	-	0,841

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

Analisando o comportamento das curvas de persistência dos conídios de *Cordyceps javanica* (Tabela 7) nota-se que todos os tratamentos diferiram significativamente da testemunha e do glifosato sozinho ($\rho < 0,05$), o que era esperado, sendo que os mesmos não tinham o fungo. Mas, em relação aos tratamentos com a presença do entomopatógeno percebe-

se uma divergência entre eles, pois *C. javanica* quando aplicado sozinho difere estatisticamente ($\rho \leq 0,05$) do Glifosato + *C. javanica* após 5 e 7 dias porém se assemelha aos tratamentos Glifosato + *C. javanica* mesmo dia e após 3 dias ($\rho \geq 0,05$), por fatores não identificados, pois sendo o glifosato um herbicida sistêmico e tendencioso a concentrar-se em regiões meristemáticas (YAMADA; CASTRO, 2015) seria mais coerente o fungo sozinho se assemelhar aos tratamentos com intervalo de dias maiores.

Já o Glifosato + *C. javanica* mesmo dia tem a curva com o comportamento semelhante a dos tratamentos Glifosato + *C. javanica* após 3 e 7 dias e diferente do de 5 dias após o herbicida. O Glifosato + *C. javanica* após 3 dias diferiu dos tratamentos Glifosato + *C. javanica* após 5 e 7 dias e o Glifosato + *C. javanica* após 5 dias assemelhou-se ao comportamento da curva do Glifosato + *C. javanica* após 7 dias.

Tabela 7. Valores de ρ (valor $\rho \leq$) comparando as curvas de persistência dos conídios de *Cordyceps javanica* nos diferentes tratamentos.

Tratamentos	<i>C. javanica</i>	Persistência do <i>C. javanica</i>				
		Glifosato	Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	Glifosato + <i>C. javanica</i> 7 dias
Testemunha	0,029	0,932	0,029	0,008	<0,001	0,008
<i>C. javanica</i>	-	0,013	0,486	0,710	0,013	0,019
Glifosato	-	-	0,027	0,005	<0,001	0,005
Glifosato + <i>C. javanica</i> mesmo dia	-	-	-	0,889	0,023	0,065
Glifosato + <i>C. javanica</i> 3 dias	-	-	-	-	0,045	0,032
Glifosato + <i>C. javanica</i> 5 dias	-	-	-	-	-	0,139

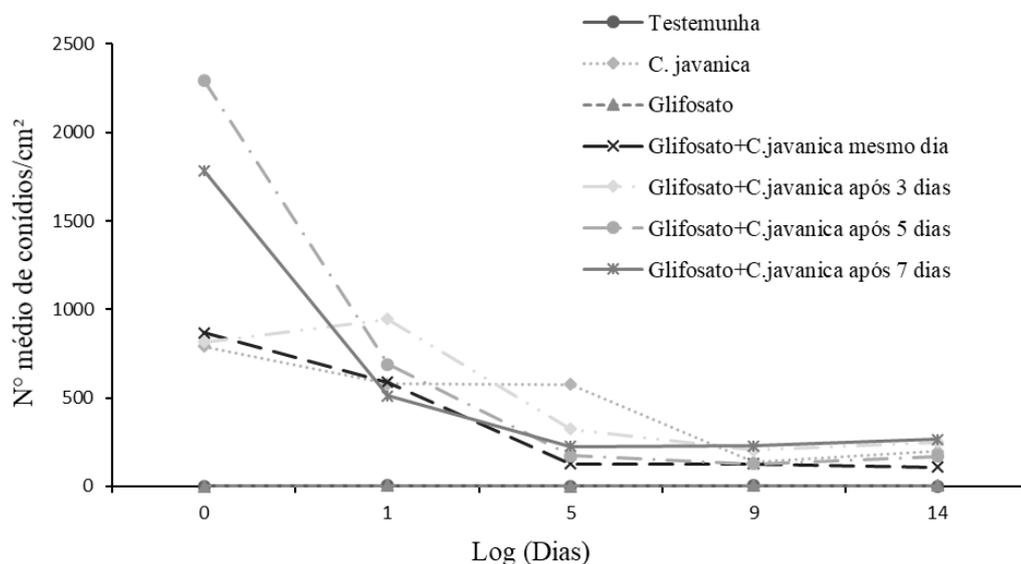
Observando o gráfico do número médio de conídios cm^{-2} em relação aos dias avaliados (Figura 11) percebe-se que nas primeiras 24 h (1 dia) ocorre uma queda em quase todos os tratamentos com o *C. javanica*, o que, geralmente, é provável, pois os conídios são expostos a diferentes fatores bióticos e abióticos, como: a radiação UV, a temperatura, o tipo de solo, a umidade e os agroquímicos os que mais afetam a viabilidade e persistência dos fungos entomopatogênicos (DÍAZ et al., 2006). Diferente dos demais o tratamento 5 (Glifosato + *C. javanica* após 3 dias) teve um aumento em seu número de conídios no primeiro dia, não sendo identificado o motivo neste trabalho, sendo que este foi o único com o comportamento.

Após 5 dias da aplicação do fungo foi notado uma diminuição, novamente, em todos os tratamentos, exceto para *C. javanica* sozinho, o que foi encontrado também depois de 9 dias

que o fungo tinha sido aplicado, pois os tratamentos reduziram o número de conídios e apenas Glifosato + *C. javanica* após 7 dias aumentou.

No 14º dia de avaliação, percebeu-se uma diferença, pois todos os tratamentos com o entomopatógeno progrediram no número de conídios e apenas o Glifosato + *C. javanica* mesmo dia decresceu, sendo o único tratamento que não teve nenhum aumento no número de conídios desde a primeira avaliação, o que poderia significar que o glifosato retardou sua reprodução, pois a partir da esporulação novos conídios são produzidos e lançados para infectar outras ninfas. Porém, quando voltamos aos resultados de mortalidade e esporulação observamos que este tratamento foi o 3º e 2º, respectivamente, melhor resultado levando a entender que, possivelmente, estes novos esporos já haviam infectados outras ninfas.

Contudo, esta avaliação apresentou grandes variações, das quais muitas desconhecidas, sendo uma avaliação complexa e com uma gama de influentes fatores, tratando-se a radiação solar um dos principais limitantes para a sobrevivência de conídios no habitat (MORA et al., 2016), a propagação, dispersão e persistência dos fungos dependerem dos nutrientes presentes nos insetos (DÍAZ et al., 2006) e além disso, ocorrerem algumas dificuldades em relação a contaminação das placas no decorrer das avaliações.

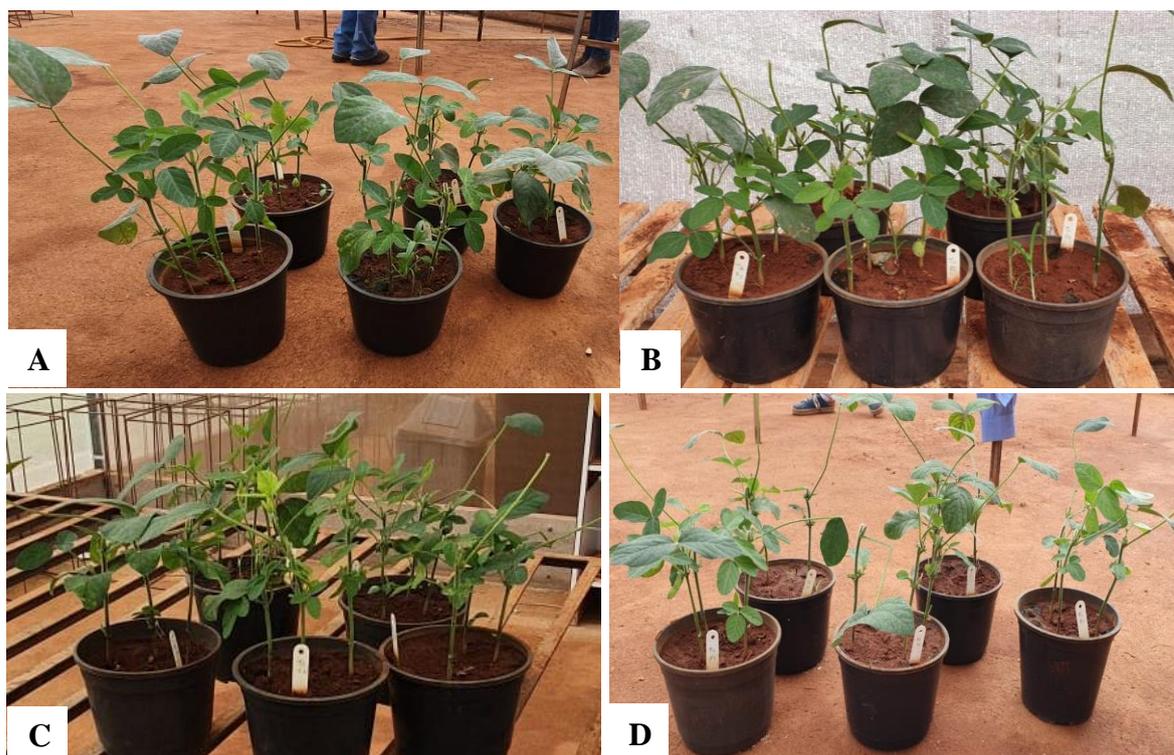


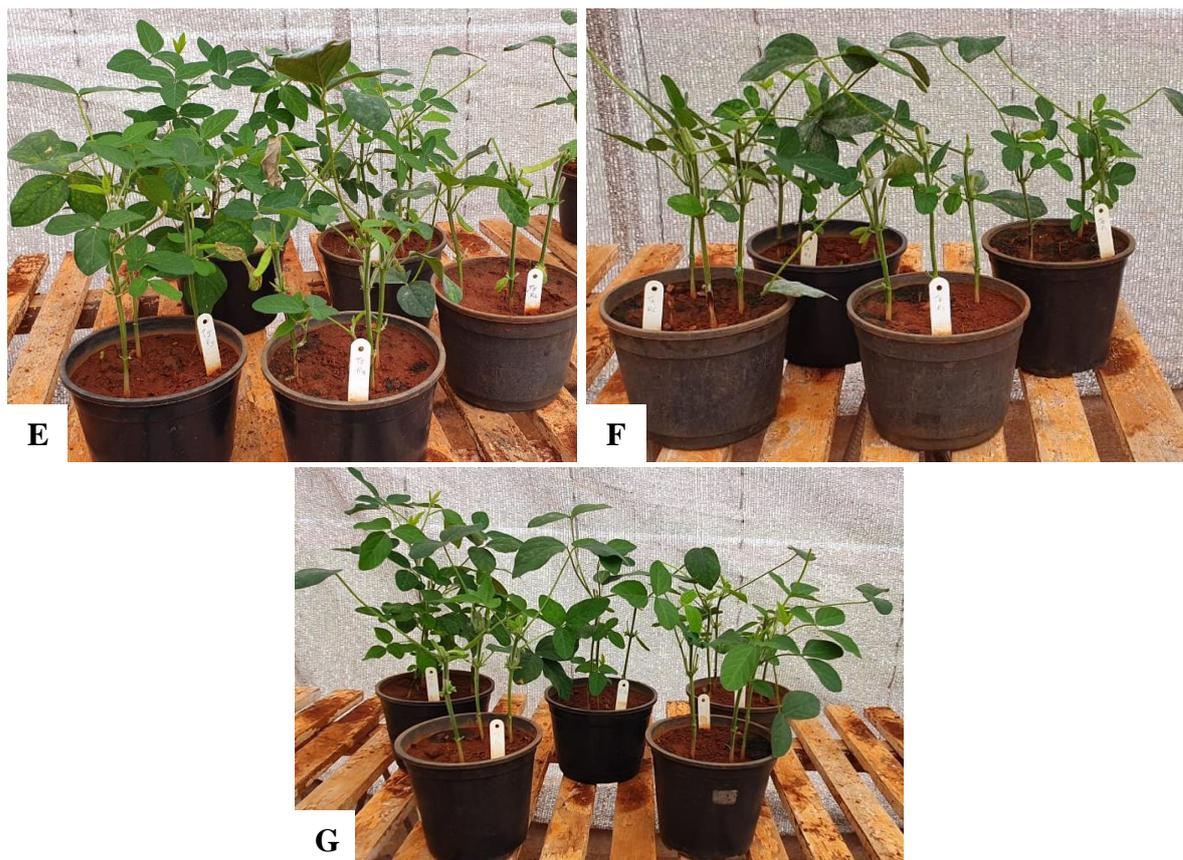
Fonte: Autor (2020).

Figura 11. Persistência dos conídios de *Cordyceps javanica* avaliados em diferentes dias após a aplicação do glifosato e o *C. javanica*.

4.4. EFICIÊNCIA DO GLIFOSATO NO CONTROLE DE PLANTAS INVASORAS DURANTE O EXPERIMENTO

No decorrer do trabalho o efeito do glifosato em controlar as plantas invasoras das culturas foi realmente estabelecido (Figura 12). No último dia de avaliação (21 após aplicação do fungo) os tratamentos que receberam aplicação do herbicida apresentaram quase total inexistência das ervas daninhas e quando encontradas estavam muito pequenas, já os tratamentos sem a aplicação do herbicida possuíam muitas plantas daninhas.





Fonte: Autor (2020).

Figura 12. Tratamentos mostrando a eficiência do glifosato no controle de plantas invasoras no experimento de glifosato em diferentes dias de aplicação + *C. javanica*. A, T1 – testemunha (s/ glifosato). B, T2 – Apenas *C. javanica* (sem glifosato). C, T3 – Apenas glifosato (21 dias após aplicação). D, T4 – Glifosato + *C. javanica* mesmo dia (21 dias após aplicação). E, T5 - Glifosato + *C. javanica* após 3 dias (24 dias após aplicação). F, T6 - Glifosato + *C. javanica* após 5 dias (26 dias após aplicação). G, T7 - Glifosato + *C. javanica* após 7 dias (28 dias após aplicação).

5. CONCLUSÃO

O glifosato não interferiu na virulência do fungo entomopatogênico *C. javanica*, ou seja, não tem influência no controle de *C. javanica* sobre as ninfas de *B. tabaci* biótipo B em 2º instar na soja. Apresentando um comportamento sinérgico com o *Cordyceps javanica*, o herbicida proporcionou uma facilidade na penetração, possibilitando a mortalidade e esporulação do fungo. Desta forma, o mesmo pode ser utilizado desde 7 dias antes ao mesmo dia de aplicação do *Cordyceps javanica*.

A persistência dos conídios do entomopatógeno não foram afetadas pelo glifosato, permitindo o crescimento e desenvolvimento do fungo na colonização das ninfas de mosca-branca revelando que o glifosato pode ser usado juntamente com o *C. javanica* auxiliando no controle do inseto, visto que as plantas daninhas servem de abrigo para as mesmas. Porém, vale ressaltar que fungos entomopatogênicos são organismos vivos e sua preparação na mesma calda que qualquer agroquímico não é indicada, sendo que o mesmo fica exposto diretamente ao ingrediente ativo do produto.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABD-RABOU, S.; SIMMONS, A. M. Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. **Entomological news**, 2010. v. 121, n. 5, 456-465p.
- AGROFIT. **Ministério da Agricultura e Pecuária**. Disponível em: <agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 06 nov 2019.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163p.
- AMARANTE JUNIOR, O. P. de; DOS SANTOS, T. C. R., BRITO, N. M.; RIBEIRO, M. L. Glifosato: propriedades, toxicidade, usos e legislação. **Química nova**, 2002. 589-593p.
- AMATUZZI, R. F. **Prospecção de fungos entomopatogênicos de solos agrícolas e mata nativa para o controle de *Duponchelia fovealis* zeller (Lepidoptera: Crambidae) em morangueiro**. 2018. 115f. Tese (Pós Graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia) - Universidade Federal do Paraná. Curitiba.
- 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**, 2004. v. 33, n. 4, 463-467p.
- ANHOLETO, C. D.; MASSUQUETTI, A. A soja brasileira e gaúcha no período 1994-2010: uma análise da produção, exportação, renda e emprego. **Revista Economia e Desenvolvimento**, v. 13, n. 2, p. 379-404, 2014. 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.
- BLEICHER, E.; MELO, Q. M. S. Manejo da mosca-branca: *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring 1994. Embrapa-CNPAT. **Circular Técnica**, 1998.
- BOAVENTURA, H.; QUINTELA, E.; SANTOS, E. D. N.; SILVA, J.; TEIXEIRA, S., PEREIRA, R.; FONSECA, D. C. M. *Isaria javanica*: novo defensivo biológico para o controle da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). In: Embrapa Arroz e Feijão-Resumo em anais de congresso (ALICE). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 27.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 10., Gramado. **Saúde, ambiente e agricultura: anais**. Gramado: SEB, 2018., 2018.
- BOAVENTURA, H. A. **Eficácia de *Cordyceps javanica* sozinho ou em combinação com inseticidas químicos no controle de *Bemisia tabaci* MEAM1 e persistência em folhas de soja**. Dissertação (Mestrado em fitossanidade). Universidade Federal de Goiás, Goiânia, Goiás. 56p. 2019.
- BONDAR, G., 1929. Aleyrodideos do Brasil (2ª contribuição). Boletim do Laboratório de Pathologia Vegetal, Bahia, 5: 27- 34.

BOTELHO, A. A. A.; MONTEIRO, A. C. Sensibilidade de fungos entomopatogênicos a agroquímicos usados no manejo da cana-de-açúcar. **Bragantia**, v. 70, n. 2, p. 361-369, 2011.

BUENO, A. D. F.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F.; BUENO, R. C. O. F. **Inimigos naturais das pragas da soja. Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga**, 2012. 493-629p.

CHEN, C. C.; KUMAR, H. A.; KUMAR, S.; TZEAN, S. S.; YEH, K. W. Molecular cloning, characterization, and expression of a chitinase from the entomopathogenic fungus *Paecilomyces javanicus*. **Current microbiology**, v. 55, n. 1, p. 8-13, 2007.

CIB – CONSELHO DE INFORMAÇÕES SOBRE BIOTECMOLOGIA. **Soja transgênica: guia completo para você tirar todas as suas dúvidas**. Disponível em: <<https://cib.org.br/soja-transgenica/>>. Acesso em: 06 novembro 2019.

COUTINHO, C. F. B; MAZO, L. H. Complexos metálicos com o herbicida glifosato: revisão. **Química Nova**, v. 28, n. 6, p. 1038, 2005.

D'ALESSANDRO, C. P.; JONES, L. R.; HUMBER, R. A.; LÓPEZ LASTRA, C. C.; SOSA-GOMEZ, D. R. Characterization and phylogeny of *Isaria* spp. strains (Ascomycota: Hypocreales) using ITS 1-5.8 S-ITS 2 and elongation factor 1-alpha sequences. **Journal of basic microbiology**, v. 54, n. S1, p. S21-S31, 2014.

DÍAZ, M. P.; MACÍAS, A.F., NAVARRO, S. R.; DE LA TORRE, M. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. **Interciencia**, v. 31, n. 12, p. 856-860, 2006.

DITTRICH, V.; ERNST, G. H.; RUESCH, O.; SOLANG, U. K. Resistance mechanisms in sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Sudan, Turkey, Guatemala, and Nicaragua. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 83, p. 665-1670, 1990.

EMBRAPA-EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Tecnologias de produção de soja-Região Central do Brasil-2014. Londrina: Embrapa Soja. 2013. 266p.

FARIA, M. R.; WRIGHT S.P. Mycoinsecticides and mycoacaricides: a comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. **Biol Control**. 2007. 43(3):237–256.

FOLONI, L. L.; RODRIGUES, D.; FERREIRA, F.; MIRANDA, R.; ONO, E. O. Aplicação de glifosato em pós-emergência, em soja transgênica cultivada no cerrado. **Revista Brasileira de Herbicidas**. Passo Fundo. 2005. v. 4, n. 3, p. 47-58.

FREGONESI, A. F.; MOCHI, D. A.; MONTEIRO, A. C. Compatibilidade de isolados de *Beauveria bassiana* a inseticidas, herbicidas e maturadores em condições de laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 83, p. 01-08, 2016.

FREITAS, R. E.; MENDONÇA, M. A. A. Expansão Agrícola no Brasil e a Participação da Soja: 20 anos. **Revista de Economia e Sociologia Rural**, v. 54, n. 3, p. 497-516, 2016.

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

GAO, T.; WANG, Z.; HUANG, Y.; KEYHANI, N. O.; HUANG, Z. Lack of resistance development in *Bemisia tabaci* to *Isaria fumosorosea* after multiple generations of selection. **Scientific reports**, 2017. v. 7, 42727p.

GAZZONI, D. L. A soja no Brasil é movida por inovações tecnológicas. **Ciência e Cultura**, v. 70, n. 3, p. 16-18, 2018.

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**, 2015. 2, 67-93p.

GODOI, G.A. **Persistência de *Cordyceps javanica* e eficiência de controle de *Bemisia tabaci* em intervalos de aplicações de fungicidas**. 2019. 46f.. Dissertação (Graduação em Agrônômia). Centro Universitário de Anápolis – UniEVANGÉLICA, Anápolis, GO.

HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera, Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004.

IKEDA, F. S. Resistência de plantas daninhas em soja resistente ao glifosato. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 34, n. 276, p. 8, 2013.

JARONSKI, S. T. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **BioControl**, 2010. v. 55, n. 1, 159-185p.

KEPLER, R. M.; LUANGSA-ARD, J. J.; HYWEL-JONES, N. L.; QUANDT, C. A.; SUNG, G. H.; REHNER, S. A.; AIME, M.C.; HENKEL, T.W.; SANJUAN, T.; ZARE, R.; LI, Z.; ROSSMAN, A.Y.; SPATAFORA, J.W.; SHRESTHA, B.; CHEN, M. A phylogenetically-based nomenclature for Cordycipitaceae (Hypocreales). **IMA fungus**, v. 8, n. 2, p. 335, 2017.

KISHORE, G.M.; SHAH, D.M. Amino acid biosynthesis inhibitors as herbicides. **Annual Review of Biochemistry**, 1988. v.57, 627-663p.

LACERDA, J.T.; CARVALHO, R. A. Descrição e manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia* spp.) transmissora de geminivirus em culturas econômicas. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v. 2, p. 15-22, 2008.

LACEY, L. A.; WRAIGHT, S. P.; KIRK, A. A. Entomopathogenic fungi for control of *Bemisia tabaci* biotype B: foreign exploration, research and implementation. In: **Classical Biological Control of *Bemisia tabaci* in the United States-A Review of Interagency Research and Implementation**. Springer, Dordrecht, 2008. p. 33-69.

LIMA, J. F. S. **Suscetibilidade de populações de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) (Genn.) a inseticidas sintéticos em Goiás, Brasil**. 2014. 45 f. Dissertação

(Mestrado em Agronomia: Fitossanidade) – Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2014.

LOPES, R. S.; LIMA, G.; OLIVEIRA, L. G.; COSTA, A. F.; CORREIA, M. T. S.; LIMA, E. Á. D. L. A.; LIMA, V. L. M. Aspectos biológicos de espécies de *Isaria* (Persoon) após infecção sobre *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae). **Pesquisa Agropecuária Pernambucana**, v. 21, n. 1, p. 32-38, 2016.

LOPES, R. S.; SVEDESE, V. M.; PORTELA, A. P. A. S.; ALBUQUERQUE, A. C.; LIMA, E. L. A. Virulência e aspectos biológicos de *Isaria javanica* (Frieder & Bally) Samson & Hywell-Jones sobre *Coptotermes gestroi* (Wasmann) (Isoptera: Rhinotermitidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 4, p. 565-572, 2011.

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.

LOURENÇÃO, A. L. Situação atual da mosca-branca no Brasil—medidas de controle. **O Biológico**, São Paulo, n. 64, p. 153-155, 2002.

MASCARIN, G. M.; JACKSON, M. A.; KOBORI, N. N.; BEHLE, R. W.; DUNLAP, C. A.; JÚNIOR, Í. D. Glucose concentration alters dissolved oxygen levels in liquid cultures of *Beauveria bassiana* and affects formation and bioefficacy of blastospores. **Applied microbiology and biotechnology**, 2015. v. 99, 6653–6665p.

MASCARIN, G. M.; KOBORI, N. N.; QUINTELA, E. D.; DELALIBERA JR. The virulence of entomopathogenic fungi against *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and their conidial production using solid substrate fermentation. **Biological control**, 2013. v. 66, n. 3, 209-218p.

MORA, M. A. E.; CASTILHO, A. M. C.; FRAGA, M. E. Fungos entomopatogênicos: enzimas, toxinas e fatores que afetam a diversidade. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, Campina Grande, v. 18, n. 3, p. 335-349, 2016.

MORAES, J. C.; FERREIRA, R. S.; COSTA, R. R. Indutores de resistência à mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Genn., 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) em soja. **Ciência e Agrotecnologia**, 2009. v. 33, n. 5, 1260-1264p.

NAVAS-CASTILLO, J.; FIALLO-OLIVÉ, E.; SÁNCHEZ-CAMPOS, S. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual Review of Phytopathology**. 49, 219–248p. 2011

OU, D.; ZHANG, L. H.; GUO, C. F.; CHEN, X. S.; ALI, S.; QIU, B. L. Identification of a new *Cordyceps javanica* fungus isolate and its toxicity evaluation against Asian citrus psyllid. **MicrobiologyOpen**, v. 8, n. 6, p. e00760, 2019.

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.**, p. 232-237, 2014.

PEREIRA, S. R. A evolução do complexo soja e a questão da transgenia. **Revista de Política Agrícola**, v. 13, n. 2, p. 26-32, 2004.

QUINTELA, E. D. Dinâmica populacional da mosca-branca *Bemisia tabaci*. 109-124 p.. In: **Entressafra: Desafios fitossanitários e manejo sustentável**. Pitelli, R. A.; Beriam, L. O. S. (eds). Gráfica Editora Multipress, Jaboticabal, SP, Brasil. 167 p. 2018.

QUINTELA, E. D. Nova mosca-branca ainda mais resistente. **Revista Campo & Negócios HF**, 2015. v. 123, 14-16 p.

QUINTELA, E. D.; ABREU, A. G.; LIMA, J. F. S. ; MASCARIN, GABRIEL M. ; SANTOS, J. B. ; BROWN, J. K. Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in maize fields (*Zea mays* L.) in Brazil. **Pest Management Science (Print)**, 2016. v. 73.

RAMIRO, Z.A. Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii*. In: **REUNIÃO ITINERANTE DE FITOSSANIDADE DO INSTITUTO BIOLÓGICO**, 3., 2000, Modi das Cruzes. Anais... Modi das Cruzes, 2000. p. 123.

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**. Universidade de São Paulo. 2015. 100p.

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. **Entomo Brasilis**, 2017. v. 10, n. 1,8p.

SILVA, C. T. A. **Atividade proteolítica e especificidade de fungos filamentosos entomopatogênicos sobre a lagarta da maçã do algodoeiro *Heliothis virescens* (fabricius, 1777) (Lepidoptera: noctuidae)**. João Pessoa: Universidade Federal da Paraíba. 2018. 60p.

SILVA, L. D.; OMOTO, C.; BLEICHER, E.; DOURADO, P. M. Monitoramento da suscetibilidade a inseticida em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil. **Neotropical Entomology**. 2009. v. 38, n. 1, 116-125p.

SILVA, R. A. **Estudo de *Metarhizium anisopliae* (metsch) sorok: toxicidade a compostos extraídos de tibraca *limbativentris* stal (heteroptera: pentatomidae), efeitos de agroquímicos utilizados na cultura do arroz e aumento da patogenicidade a *T. limbativentris* com doses subletais de inseticidas químicos**. 2012. 127f.. Tese (Doutorado em Química). Instituto de Química, Universidade Federal de Goiás, Goiânia.

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

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

SOTTORIVA, L. D. M. **ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B EM PLANTAS INFESTANTES**. Campinas, 2010.

SOUZA, D. B. D. S.; SANTOS, L. B. D. **Resistência de Cultivares de Soja a Mosca-Branca *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), em Condições de Campo, no Polo Paragominas de Grãos**. 2017.

SPECHT, A.; AZEVEDO, J. L.; LIMA, E. Á. D. L. A.; BOLDO, J. T.; MARTINS, M. K.; LORINI, L. M.; BARROS, N. M. Occurrence of the entomopathogenic fungus *Isaria javanica* (Frieder. & Bally) Samson & Hywell-Jones (Fungi, Sordariomycetes) infecting *Lonomia obliqua* Walker (Lepidoptera, Saturniidae, Hemileucinae) caterpillars. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 53, n. 3, p. 493-494, 2009.

STANSLY, P. A., NARANJO, S. E. *Bemisia*: Bionomics and Management of a Global Pest. P. A. Stansly and S. E. Naranjo (eds.), Amsterdam: Dordrecht-Springer.183. 350p. 2010.

TIGANO-MILANI, M.S.; HONEYCUTT, R.J.; LACEY, L.A.; ASSIS, R.; MCCLELLAND, M.; SOBRAL, B.W.S. Genetic variability of *Paecilomyces fumosoroseus* isolates revealed by molecular markers. **J. Invertebr. Pathol.**, 65: 274-282, 1995a.

TOSCANO, L. C.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; MARTINS, G. L. M.; MARUYAMA, W. I. Biologia de *Bemisia tabaci* (genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro em duas épocas. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia-MS, v. 3, n. 4, p. 1-6, out./dez. 2016.

USDA. United States Departamento of Agriculture – Foreign Agricultural Service. Disponível em: <https://usda.library.cornell.edu/concern/publications/5q47rn72z?locale=en>. Acesso em: 23 de aug de 2019.

USDA. United States Departamento of Agriculture – Foreign Agricultural Service. Disponível em: <https://usda.library.cornell.edu/concern/publications/5q47rn72z?locale=en>. Acesso em: 25 de jun de 2020.

VELINI, E. D.; DUKE, S. O.; TRINDADE, M. L. B.; MESCHEDE, D. K.; CARBONARI, C. A. Mode of Action of Glyphosate. DK Meschede, CA Carbonari and MLB Trindade (Eds.). **FEPAF**, Botucatu, 2009. 113-134p.

VILLAS BÔAS, G. L. Manejo integrado de mosca-branca. **Embrapa Hortaliças- Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, Brasília. 2005.

VILLAS BÔAS, G. L.; CASTELO BRANCO, M. Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI). Brasília: **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2009. 16p.

VISENTIN, A. P. V. **Efeitos de novaluron, glifosato e *Metarhizium rileyi* sobre o sistema imune, parâmetros biológicos e metabolismo redox de *Anticarsia gemmatalis***. 2017. 82f.. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia). Universidade de Caxias do Sul, Caxias do Sul.

VITAL, R.C. J.; QUINTELA, E. D.; MASCARIN, G.; LIMA, J. D. S. Patogenicidade de *Isaria* spp. a ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B. In: Embrapa Arroz e Feijão-Resumo em anais de congresso (ALICE). In: **CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA**, 25., 2014, Goiânia. Entomologia integrada à sociedade para o desenvolvimento sustentável: anais. Goiânia: Sociedade Entomológica do Brasil, 2014., 2014.

WAGNER, T. L. Temperature-dependent development, mortality, and adult size of sweetpotato whitefly biotype B (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton. **Environmental Entomology**. v. 24, n. 5, p. 1179-1188, 1995.

WRAIGHT, S. P.; CARRUTHERS, R.; BRADLEY, C. A.; JARONSKI, S. T.; LACEY, L. A.; WOOD, P.; Galaini-Wright, S. Pathogenicity of the Entomopathogenic Fungi *Paecilomyces* spp. and *Beauveria bassiana* against the Silverleaf Whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Journal of Invertebrate Pathology**. v. 71, n. 3, 217-226p. 1998.

WRAIGHT SP, CARRUTHERS RI, JARONSKI ST, BRADLEY CA, GARZA CJ, GALAINI-WRAIGHT S. Evaluation of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus* for microbial control of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Biol Control* 17:203–217. 2000.

YAMADA, T.; CASTRO, P. R. C. Efeitos do glifosato nas plantas: implicações fisiológicas e agronômicas. **Informações Agronômicas**, v. 119, p. 1-32, 2007.

YUKI, V. A. Mosca branca: histórico dos surtos e medidas de controle como praga e vetora de vírus. *O Agrônomo*, Campinas, v.53 n.1, p. 22-25, 2001.