

Universidade Federal da Grande Dourados - UFGD
Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais - FCBA
Programa de Pós-Graduação em
Entomologia e Conservação da Biodiversidade - PPGECB

Metodologia de criação de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B
(Hemiptera: Aleyrodidae) e seu controle em cultivos protegidos

Vinícius de Oliveira Barbosa

Dourados-MS

Dezembro/2019

Universidade Federal da Grande Dourados
Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais
Programa de Pós-Graduação em
Entomologia e Conservação da Biodiversidade

Vinícius de Oliveira Barbosa

Metodologia de criação de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B
(Hemiptera: Aleyrodidae) e seu controle em cultivos protegidos

Tese apresentada à Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de DOUTOR EM ENTOMOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE.

Área de Concentração: Biodiversidade e Conservação

Orientador: Prof. Dr. Paulo Eduardo Degrande

Dourados-MS
Dezembro/2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP).

B238m Barbosa, Vinicius De Oliveira

Metodologia de criação de Bemisia tabaci (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e seu controle em cultivos protegidos [recurso eletrônico] / Vinicius De Oliveira Barbosa. -- 2020. Arquivo em formato pdf.

Orientador: Paulo Eduardo Degrande.

Tese (Doutorado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade)-Universidade Federal da Grande Dourados, 2019.

Disponível no Repositório Institucional da UFGD em:
<https://portal.ufgd.edu.br/setor/biblioteca/repositorio>

I. técnicas de manipulação. 2. adequabilidade hospedeira. 3. seletividade. 4. atrativos. I. Degrande, Paulo Eduardo. II. Título.

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

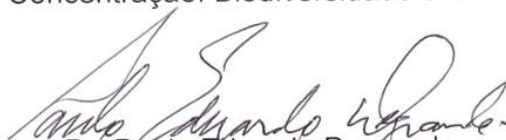
©Direitos reservados. Permitido a reprodução parcial desde que citada a fonte.

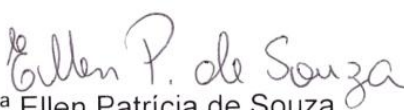
“METODOLOGIA DE CRIAÇÃO DE *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) BIÓTIPO B
(HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) E SEU CONTROLE EM CULTIVOS PROTEGIDOS”

Por

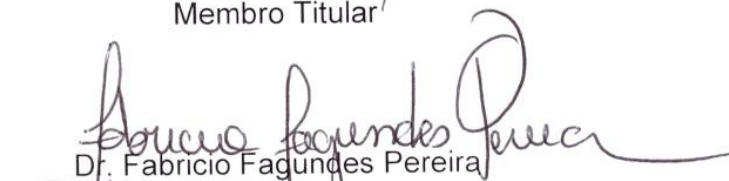
VINICIUS DE OLIVEIRA BARBOSA


Tese apresentada à Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD),
como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de
DOUTOR EM ENTOMOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE
Área de Concentração: Biodiversidade e Conservação


Dr. Paulo Eduardo Degrande
Orientador/Presidente – UFGD


Dr.ª Ellen Patrícia de Souza
Membro Titular


Dr.ª Vanusa Rodrigues Horas
Membro Titular


Dr. Fabricio Fagundes Pereira
Membro Titular


Dr. Marcos Gino Fernandes
Membro Titular

Aprovada em: 03 de dezembro de 2019.

Biografia do Acadêmico

Vinícius de Oliveira Barbosa nascido em Guarabira – PB em 05/11/1991, filho da professora Zeneide de Oliveira Barbosa e do agricultor Vicente Barbosa da Silva. Em 1996, iniciou seus estudos no Educandário Nossa Senhora de Lourdes, contudo foi no Colégio da Luz, em 2006, que concluiu seu Ensino Fundamental, ambos localizados na cidade de Guarabira - PB. Em 2007, iniciou seu Ensino Médio na cidade de Areia-PB, na escola franciscana Colégio Santa Rita, concluindo-o em 2009. Em 2010 iniciou os estudos no Ensino Superior em Ciências Biológicas na Universidade Federal da Paraíba, Campus II, Areia, Paraíba. Engajado com os assuntos voltados a biologia de insetos e seu controle, foi bolsista do Programa de Iniciação Científica PIBIC/UFPB no ano de 2010-2011 com o projeto intitulado “Bioecologia e manejo da Mosca-negra-dos-citros na Paraíba” sob a orientação do prof. Dr. Jacinto de Luna Batista; no ano 2011-2012 com o projeto intitulado “Capacidade de infestação da Mosca-negra-dos-citros (*Aleurocanthus woglumi*)” sob a orientação do prof. Dr. Jacinto de Luna Batista e no ano 2012-2013 com o projeto intitulado “Indução de resistência à Mosca-negra-dos-citros *Aleurocanthus woglumi* (Hemiptera: Aleyrodidae)” sob a orientação do prof. Dr. Jacinto de Luna Batista. Em 2014 concluiu o curso de graduação em Ciências Biológicas (Bacharelado) com o trabalho intitulado “Características biológicas e Indução da resistência em plantas de tangerina Dancy à mosca-negra-dos-citros”, recebendo a Lâurea Acadêmica Destaque da Graduação pelo seu excelente desempenho acadêmico. No mesmo ano, ingressou no Mestrado, UFPB, Campus II, no qual obteve o título de Mestre em Agronomia, em 2016, com a defesa da dissertação intitulada “Subsídios para o controle biológico do complexo de brocas da cana-de-açúcar” sob a orientação do professor Carlos Henrique de Brito. Ainda no ano de 2016, foi aprovado no processo seletivo de Doutorado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade em Dourados-MS, sob orientação do Prof^o Dr. Paulo Eduardo Degrande com o projeto de tese intitulado “Metodologia de criação de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e seu controle em cultivos protegidos”, concluindo mais uma etapa com a defesa desta tese.

Agradecimentos

Agradeço primeiramente a Deus e a Nossa Senhora da Conceição que sempre providenciaram tudo. Que me forneceram paciência, sabedoria e entendimento em todos os momentos, mesmo naqueles em que nossas vontades não coincidiam.

Agradeço constantemente aos meus pais, Zeneide de Oliveira Barbosa e Vicente Barbosa da Silva, que são exemplos de força e perseverança. À minha irmã por todo carinho, amizade e apoio: Vanessa de Oliveira Barbosa. Pela confiança e pelo amor que me fortalecem todos os dias.

A toda minha família, em especial a Ana Flávia, Gal Barbosa, Kellvya Filgueira, Kellssya Filgueira, Kleanto Filgueira, Maria Salustiano e Maria Auxiliadora que sempre me acolheram e me encorajaram a seguir em frente;

À Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), pela oportunidade concedida para realização deste trabalho, e a Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais (FCBA).

Ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade da Universidade Federal da Grande Dourados, pela oportunidade concedida para a realização do curso, infra-estrutura e apoio.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes), pela concessão de auxílio de Doutorado.

Ao professor Dr. Paulo Eduardo Degrande, pela paciência e orientação tanto na tese, quanto na vida. Por acreditar no meu potencial acadêmico e pelos ensinamentos que serão sempre lembrados e transmitidos.

A banca examinadora, pelas considerações para melhoria deste trabalho Prof^a. Dr^a. Vanusa Rodrigues Horas, Prof^o. Dr. Fabricio Fagundes Pereira e ao Prof^o. Dr. Marcos Gino Fernandes.

Em especial a minha amiga Dr^a. Ellen Patrícia de Souza por todos esses anos de amizade, conselhos e críticas, tanto na vida acadêmica, quanto na vida pessoal. Obrigado pelos momentos de alegria com suas gargalhadas contagiantes, com certeza fizeram meus dias muito mais felizes.

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade pela paciência, dedicação e ensinamentos

disponibilizados nas aulas, cada um, de forma especial, contribuiu para a conclusão desse trabalho.

Ao José Bruno Malaquias pelas contribuições nas análises estatísticas, minicursos ministrados e assessoria realizada ao longo desses anos. Me ajudou a entender e fazer o que se tem de mais recente em análises para insetos.

Aos pesquisadores Dr. André Lourenção e Dr^a. Tatiana Mituti pela identificação da espécie de mosca-branca; ao pesquisador Dr. Guillermo González, pela identificação do predador, a pesquisadora Dr^a. Roseli Pessoa pelas identificações dos parasitoides, ao pesquisador Dr. Bruno Pontim pela identificação do entomopatógeno, e ao pesquisador Dr. Antônio Carlos Maringoni pela identificação da doença nas plantas de couve-de-folhas.

Agradeço aos funcionários da Universidade Federal da Grande Dourados em especial aos secretários Vítor Cunha Gomes Sfeir, Rosiane de Souza Silva e Felipe D'Apolito pelos atendimentos e auxílios administrativos.

Um imenso agradecimento para a Janete Pezarine Greff de Lima, que sempre me recebeu no laboratório com um sorriso no rosto e uma xícara de café. Sempre me tratou como um filho desde os conselhos até às broncas.

Aos amigos de convivência que abriram as portas não apenas da sua casa, como também do coração. Em especial a Denner Manthay Potin que me acolheu e me deu a oportunidade de conhecer pessoas maravilhosas. A Aquirya Pinheiro, Elizete Cavalcante, Isabelle Monaco, Ivana Fernanades, Kamila Monaco, Marizete Cavalcante e Natália Rodrigues por fazerem de uma rotina diária algo gostoso e divertido, com certeza cada uma me ensinou lições valiosas que levarei para a vida.

Aos amigos que fiz na Entomologia e a todos os amigos do Laboratório de Entomologia Aplicada, em especial a Ana Maria, Carlos Carducci, Danilo Santana, Evandro Gauer, Filipe Jacques, Mariany Balbuena, Mateus F. Leal, Matheus D. C. Pereira, Renato A. Guazina e Ricardo O. dos Santos.

Aos amigos Ana Paula Jara, Caroline Nunes, Danielle da Silva, Everton Bogarim, Guilherme de Oliveira, Izabelino Jara, Jackeline Schultz e Mariana Palachini por serem os amigos mais legais que um jogo pode proporcionar. Muito obrigado pelas aventuras e risadas nesses anos de PokémonGo.

A todos os amigos que fiz no estado de Mato Grosso do Sul, em especial Alexandre Ostapenko, Elza França, Gilberto França, Gisele França, Hallana Santos,

Helter Carlos, Suelen Moreira e Wilson Oliveira, por todos os cuidados com meu bem-estar e risadas maravilhosas.

Aos amigos que permaneceram na Paraíba, mas mesmo assim sempre estiveram ao meu lado. Em especial a Enoque Medeiros, Felipe Nollet e Lânia Isis que em diversas ocasiões me ouviram e me aconselharam. A Kaline Nascimento, Maíra Souza, Mileny Souza e Robério de Oliveira pela ajuda em todos os momentos. A Jakellyne Felipe, Júlio César que foram de grande ajuda em vários âmbitos ao longo desses anos.

Enfim, a todos que contribuíram de forma direta ou indireta para a realização desse trabalho.

Meu muito obrigado!

Dedicatória

*Aos meus pais Zeneide de Oliveira Barbosa e Vicente Barbosa da Silva,
por me ensinarem que para vencer é preciso lutar.*

*A minha família,
por me mostrar que o pouco com Deus é muito,
e o muito sem Deus não é nada.*

*“Por trás de todo o problema existe uma oportunidade
brilhantemente disfarçada”. -John Gardner-*

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	xii
LISTA DE FIGURAS.....	xiv
RESUMO GERAL.....	01
ABSTRACT.....	03
INTRODUÇÃO GERAL.....	05
OBJETIVOS.....	07
HIPÓTESES.....	08
REFERÊNCIAS.....	09
CAPÍTULO I – Revisão de Literatura.....	11
Mosca-branca (<i>Bemisia tabaci</i> Middle East Asia Minor 1).....	12
Criação massal de <i>B. tabaci</i> MEAM1.....	14
Produtos alternativos e Seletividade no Manejo de mosca-branca.....	15
Atrativos e Repelentes de Inimigos Naturais.....	17
Referências.....	19
CAPÍTULO II – Padronização da metodologia de criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação.....	28
Resumo.....	29
Introdução.....	30
Material e Métodos.....	31
Resultados e Discussão.....	43
Conclusões.....	64
Referências.....	65
CAPÍTULO III - Controle de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 com óleos botânicos e sua seletividade a <i>Delphastus argentinicus</i> e <i>Encarsia inaron</i>	70
Resumo.....	71
Introdução.....	72
Material e Métodos.....	74
Resultados e Discussão.....	81

Conclusões.....	89
Referências.....	90
CAPÍTULO IV – Compostos orgânicos na atratividade e manutenção de inimigos naturais de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em cultivo protegido.....	99
Resumo.....	100
Introdução.....	101
Material e Métodos.....	102
Resultados.....	105
Discussão.....	107
Referências.....	109
CONSIDERAÇÕES FINAIS	113
ANEXO.....	114

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO II - Padronização da metodologia de criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação

Tabela 1.	Biologia comparada de imaturos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 (média±EP) em diferentes hospedeiros confinados em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.....	48
Tabela 2.	Biologia comparada de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 (média±EP) em diferentes hospedeiros confinados em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.....	49
Tabela 3.	Estimativa dos parâmetros de crescimento populacional de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em diferentes hospedeiros. Dourados, MS, 2017.....	50
Tabela 4.	Efeito dos vasos no desenvolvimento de plantas de <i>Brassica oleracea</i> L. vr. Acephala cv. Manteiga aos 15, 30 e 45 dias após transplântio mantidos em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.....	51
Tabela 5.	Estimativa dos coeficientes da análise <i>stepwise</i> para os parâmetros de regulação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em criação massal. Dourados, MS, 2017.....	63

CAPÍTULO III - Controle de *Bemisia tabaci* MEAM1 com óleos botânicos e sua seletividade a *Delphastus argentinicus* e *Encarsia inaron*

Tabela 1.	Tratamentos utilizados para controle de ninfas de 3º e 4º ínstaes de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 e avaliação da seletividade ao parasitoide <i>Encarsia inaron</i> e ao predador <i>Delphastus argentinicus</i>	76
Tabela 2.	Mortalidade (porcentagem ± EP)1 de ninfas de 3º e 4º ínstaes de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 após aplicação de diferentes produtos visando seu controle. Dourados, MS, 2018.....	82
Tabela 3.	Número médio de insetos vivos por placa (N±SE) e mortalidade corrigida (M %) de adultos de <i>Delphastus argentinicus</i> expostos por 1h aos produtos comerciais, utilizados para controle de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	84
Tabela 4.	Fecundidade e fertilidade da primeira postura de <i>Delphastus argentinicus</i> após a exposição a diferentes produtos comerciais no controle de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1. Dourados, MS, 2018.....	85

Tabela 5.	Número médio de insetos vivos por placa (N±SE) e mortalidade corrigida (M%) de ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 parasitadas por <i>Encarsia inaron</i> expostos por 1h a produtos comerciais.....	87
------------------	--	----

Tabela 6	Efeito subletal de produtos comerciais utilizados para o controle de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 ao parasitoide <i>Encarsia inaron</i>	88
-----------------	--	----

CAPÍTULO IV - Compostos orgânicos na atratividade e manutenção de inimigos naturais de *Bemisia tabaci* MEAM1 em cultivo protegido

Tabela 1	Ocorrência de <i>Encarsia lutea</i> sobre ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em tomateiro após a aplicação de diferentes atrativos. Dourados, MS, 2019.....	106
-----------------	--	-----

Tabela 2	Parasitismo de <i>Encarsia lutea</i> sobre <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em tomateiro com diferentes atrativos. Dourados, MS, 2019.....	107
-----------------	---	-----

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO II - Padronização da metodologia de criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação

Figura 1.	Gaiola de madeira utilizada para período de quarentena da mosca-branca oriunda de lavouras comerciais	32
Figura 2.	Tela anti-insetos OptiNet® 50 (tamanho do orifício 0,26 x 0,91mm) utilizada no revestimento da casa de criação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	32
Figura 3.	Desenho esquemático (croqui) da Gaiola de Criação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	33
Figura 4.	Gaiola de criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	34
Figura 5.	Detalhe do solo utilizado (mistura padrão) para condução das plantas utilizadas para criação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	35
Figura 6.	Vasos plásticos com capacidade de 9L com plantas recém-transplantadas, utilizados na condução das plantas hospedeiras de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	36
Figura 7.	Detalhe das gaiolas contendo os hospedeiros vegetais, envasados.....	37
Figura 8.	Tubos de ensaio contendo probabilisticamente 50 casais de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	37
Figura 9.	Área demarcada (1cm ²) para avaliação dos parâmetros biológicos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	37
Figura 10.	Micro gaiola (<i>clip-cages</i>) utilizada para contenção de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	38
Figura 11.	Detalhe dos vasos selecionados para avaliação de conformidade para otimização da criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	41
Figura 12.	A. Detalhe de ninfa de quarto instar, olhos e de proto-asas formadas. B. Abertura em forma de “T” em ninfa de quarto instar após emergência do adulto.....	45
Figura 13.	Plantas de couve-de-folhas com 45 dias após o transplante nos três diferentes tipos de vasos. A. Vaso de 9L (testemunha); B. Vaso 5L; C. Vaso Autoirrigável).....	52
Figura 14.	Transporte de plantas de couve-de-folhas infestadas com <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	52

Figura 15.	Planta hospedeira (couve-de-folhas) dispostas em bancadas de metal dentro da gaiola de criação massal.....	53
Figura 16.	Detalhe da alta infestação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 dentro da gaiola de criação massal (vista abaxial da folha).....	53
Figura 17.	Detalhe da alta infestação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 dentro da gaiola de criação massal (vista adaxial da folha).....	54
Figura 18.	Identificação de espécimes de joaninhas como <i>Delphastus argentinicus</i>	55
Figura 19.	Infestação de <i>Delphastus argentinicus</i> alimentando-se de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em plantas de couve-de-folhas.....	56
Figura 20.	Ninfa de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 parasitada por <i>Encarsia</i> sp.....	56
Figura 21.	Adultos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 mortos por <i>Isaria fumosorosea</i>	57
Figura 22.	Planta de couve-de-folhas com sintomas de fusariose, <i>Fusarium</i> sp.....	58
Figura 23.	Detalhe do termohigrômetro usado para avaliação diária da criação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1	58
Figura 24.	Instalação do sombrite na criação de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1	59
Figura 25.	Criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 com proteção sombrite.....	59
Figura 26.	Vista lateral da criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 com proteção externa de lona.....	59
Figura 27.	Vista posterior da criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 com proteção externa de lona.....	60
Figura 28.	Vista superior da composteira para resíduos da criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	60
Figura 29.	Vista lateral da composteira para resíduos da criação massal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 recoberta com tecido “voil”.....	61
Figura 30.	Gráfico de correlação <i>HeatMap</i> com ninfas (A) e com adultos de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 (B).....	63

CAPÍTULO III - Controle de *Bemisia tabaci* MEAM1 com óleos botânicos e sua seletividade a *Delphastus argentinicus* e *Encarsia inaron*

Figura 1.	Gaiola de exposição do Sistema	79
Figura 2.	Sistema de exposição dos inimigos naturais aos pesticidas.....	79

BARBOSA, V. O. **Metodologia de criação de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e seu controle em cultivos protegidos.** Dourados-MS, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais, Universidade Federal da Grande Dourados, Dez. 2019, 128p. Tese (Doutorado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade). Programa de Pós-Graduação em Entomologia e Conservação da Biodiversidade. Orientador: Prof. Dr. Paulo Eduardo Degrande.

RESUMO GERAL

O método de cultivo em estufas, ou cultivo protegido, tem aumentado em virtude da boa produtividade em épocas de menor oferta de produto, melhor controle das condições adversas, consequentemente, melhores preços no mercado. A mosca-branca *Bemisia tabaci* MEAM1 é uma das principais pragas presentes nesse tipo de cultivo, exigindo para seu controle um conhecimento aprofundado sobre sua bioecologia, bem como, seu manejo. Considerando a importância de experimentos com *B. tabaci* MEAM1, objetivou-se definir uma metodologia de criação para *B. tabaci* MEAM1, avaliar o efeito inseticida de produtos com origem botânica nos seus inimigos naturais e avaliar o efeito de duas iscas na atratividade e permanência dos inimigos naturais de mosca-branca. A pesquisa foi conduzida no Laboratório de Entomologia Aplicada, pertencente a Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados/MS, sendo dividida em quatro capítulos. No **capítulo I** foi apresentado o estado da arte atual dos pontos estudados. No **capítulo II** os experimentos realizados evidenciaram couve-de-folhas e soja, seguidos de pepino e berinjela como hospedeiros adequados para criação massal de mosca-branca, contudo a tabela de vida de fertilidade apontou a couve-de-folhas como o melhor hospedeiro de acordo com os parâmetros estimados para $R_0 = 252,20$; $T = 27,45$; $T_D = 3,50$; $R_m = 0,198$ e $\lambda = 1,219$. As análises de correlações na criação massal revelou correlações plausíveis de ninfas de *B. tabaci* com um coccinélídeo predador do gênero *Delphastus*, bem como parasitoides do gênero *Encarsia*. Desse modo, há técnica e domínio metodológico para criar massalmente a mosca-branca *B. tabaci* MEAM1; *D. argentanicus* e *Encarsia* spp. estão fortemente correlacionados com a população de imaturos de *B. tabaci* MEAM1 e demandam controle. No **capítulo III** determinou-se quais produtos são efetivos no controle de *B. tabaci* MEAM1 em seu estágio ninfal e quais são seletivos aos inimigos naturais. Após 24h, o produto Benevia® apresentou a maior mortalidade de ninfas registrada (100%), seguido de óleo de mamona

(57,3%), óleo de eucalipto (56,3%), óleo de alho (45,6%) e Oberon (40,6%). Com 48h apenas Orobor[®] e a testemunha apresentavam as menores taxas de mortalidade. Ao avaliar a seletividade aos inimigos naturais, Benevia[®] foi considerado nocivo ao predador *D. argentinicus* (85% de mortalidade) e ao parasitoide *E. inaron* (98% de mortalidade); óleo de eucalipto foi considerado inofensivo ao predador (10% de mortalidade) e ligeiramente prejudicial ao parasitoide (26% de mortalidade) e Orobor[®] foi considerado inofensivo para ambos. Com isso, Benevia[®], óleo de mamona, óleo de eucalipto, óleo de alho, Oberon e Orobor[®] podem ser utilizados para o controle de ninfas de terceiro e quarto ínstaes mosca-branca, sendo o óleo de eucalipto e Orobor[®] podem ser utilizidos em conjunto com o predador e o parasitoide de mosca-branca em cultivo protegido. No **capítulo IV** foi avaliado o efeito de atrativos alimentares e olfativos nos inimigos naturais de *B. tabaci* MEAM1. Não foram observadas diferenças significativas nas taxas de parasitismo entre o controle e as plantas com aplicação de óleo de jasmim, entretanto foi constatada menor taxa de parasitismo quando utilizado mel+levedo como atrativo. A aplicação de óleo de jasmim proporcionou a frequência constante dos parasitoides nas plantas.

Palavras-chave: Técnicas de manipulação, adequabilidade hospedeira, seletividade, atrativos.

BARBOSA, V. O. **Mass rearing of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and its control in protected crops.** Dourados-MS, Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais, Universidade Federal da Grande Dourados, Dec. 2019, 128p. Thesis (Doctoral Degree in Entomology and Biodiversity Conservation). Postgraduate Program in Entomology and Biodiversity Conservation. Advisor: Dr. Paulo Eduardo Degrande.

ABSTRACT

The method of greenhouse cultivation, or protected cultivation, has been increasing due to good research in times of lower product supply, better control of adverse conditions and, consequently, better prices in the market. The whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1 is one of the main pests present in this type of cultivation, requiring for its control a deep knowledge about its bioecology, as well as its management. Considering the importance of experiments with *B. tabaci* MEAM1, the aim was to define a mass rearing methodology for *B. tabaci* MEAM1, to evaluate the insecticide effect of botanical products on their natural enemies and to evaluate the effect of two baits on the attractiveness and permanence of natural enemy's species of the whitefly. The research was conducted at the Laboratório de Entomologia Aplicada, belonging to the Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados/MS, being divided into four chapters. **Chapter I** presented the state of the art of the studied points. In **Chapter II**, the experiments showed leafy cabbage and soybean, followed by cucumber and eggplant as suitable hosts for whitefly mass rearing, however the fertility life table indicated leafy cabbage as the best host according to the estimated parameters for $RO = 252.20$; $T = 27.45$; $TD = 3.50$; $R_m = 0.198$ and $\lambda = 1.219$. Correlation analyzes on mass rearing revealed plausible correlations of *B. tabaci* nymphs with a predatory coccinellid of the genus *Delphastus*, as well as parasitoids of the genus *Encarsia*. Thus, there are technique and methodological domain to massively create the whitefly *B. tabaci* MEAM1; *D. argentinus* and *Encarsia* spp. are strongly correlated with the immature population of *B. tabaci* MEAM1 and require control. In **Chapter III** it was determined which products are effective in controlling *B. tabaci* MEAM1 in its nymphal stage and which are selective to natural enemies. After 24h, Benevia® had the highest nymph mortality recorded (100%), followed by castor oil (57.3%), eucalyptus oil (56.3%), garlic

oil (45.6%) and Oberon (40.6%). At 48h only Orobor® and the control have the lowest mortality rates. In assessing selectivity to natural enemies, Benevia® was considered harmful to the predator *D. argentinicus* (85% mortality) and the parasitoid *E. inaron* (98% mortality); Eucalyptus oil was considered harmless to the predator (10% mortality) and slightly harmful to the parasitoid (26% mortality), while Orobor® was considered harmless to both. Thus, Benevia®, castor oil, eucalyptus oil, garlic oil, Oberon and Orobor® can be used to the control of third and fourth instar nymphs, and eucalyptus oil and Orobor®. may be used in conjunction with the predator and whitefly parasitoid in protected cultivation. In **Chapter IV** the effect of food and olfactory attractants on *B. tabaci* MEAM1 natural enemies was evaluated. No significant differences in parasitism rates were observed between the control and jasmine oil plants, however a lower parasitism rate was observed when honey + yeast was used as attractive. The application of jasmine oil provided the constant frequency of parasitoids in plants.

Keywords: Manipulation techniques, host suitability, selectivity, attractiveness.

INTRODUÇÃO GERAL

O cultivo protegido, também chamado de cultivo em estufa ou plasticultivo, é uma das táticas que oferece maior eficiência no controle de pragas, maior qualidade do produto, garantindo assim, boa produtividade em épocas em que ocorre menor oferta do produto e, conseqüentemente, melhor preço no mercado (Chavarria e Santos 2013; Moura et al., 2016).

Dentre as sérias pragas que acometem os cultivos protegidos, a espécie *Bemisia tabaci*, (Hemiptera: Aleyrodidae) popularmente conhecida por mosca-branca, se destaca internacionalmente devido sua alta taxa reprodutiva, capacidade de dispersão, polifagia e aumento de populações resistentes a inseticidas químicos disponíveis no mercado, assim contribuindo para surtos de doenças em todo o mundo (De Barro et al., 2011; Gilbertson et al., 2015). Seus danos às plantas compreende a partir da sucção da seiva, o enfraquecimento das plantas e redução da produtividade, devido a diminuição da taxa fotossintética em consequência do desenvolvimento de fungos saprófitos, tornando a superfície escura e pegajosa (Davidson et al., 1994); eficiência em transmissão de fitovírus (McKenzie et al., 2012) e desordens fisiológicas como “isoporamento” de frutos, induzidas pela alimentação (Dinsdale et al., 2010).

O principal método de controle deste inseto se dá por meio da aplicação de inseticidas químicos sintéticos, que muitas vezes são usados de forma indiscriminada, favorecem a seleção de populações resistentes e afetam indiretamente a população de inimigos naturais (Navas-Castilho et al., 2011). Logo, o uso de produtos alternativos, assim como o Controle Biológico, tem sido visto como boa estratégia dentro do Manejo Integrado de Pragas, para regular as populações desse aleirodídeo.

Produtos de origem botânica já foram avaliados para controle de mosca-branca, dentre eles o óleo das sementes de pinha, *Annona squamosa* L. causando efeitos na biologia das ninfas (Singh et al., 2000; Lin et al., 2009) e extratos de serralha, *Calotropis procera* e alho, *Allium sativum* L., na redução da oviposição em 56,6% e 56,5%, respectivamente (Barati et al., 2013). Os óleos essenciais adicionais de espécies do gênero *Piper* também inibiram o estabelecimento e a oviposição de adultos de mosca-branca em plantas de tomate (Fanela et al., 2016). Entretanto, são poucos os estudos que avaliam o efeito de produtos comerciais de origem botânica, tanto em mosca-branca e em seus inimigos naturais.

O controle biológico de artrópodes-praga tem uma longa tradição de uso em cultivos protegidos, sendo muitas vezes utilizado por meio de liberações periódicas de inimigos naturais (Van Lenteren 2012). Apesar de bem-sucedido em cultivos protegidos, a eficácia desses agentes de controle, pode ser insuficiente em algumas culturas de estufa, devido as baixas condições de estabelecimento e a baixa persistência dos inimigos naturais. A alta quantidade de inimigos naturais que são liberadas com o intuito de obter um rápido controle de populações específicas de pragas vem se mostrando eficiente (Rodrigues 2005; Medeiros et al., 2006; Öztemiz 2013). Entretanto, esses insetos muitas vezes desaparecem quando as densidades de presas e/ou hospedeiros são reduzidas, exigindo intensivo monitoramento e constante liberação, tornando-se um método que nem sempre é economicamente viável (Messelink et al., 2014).

OBJETIVOS

Objetivo Geral

Padronização de uma metodologia de criação massal de mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1), definir produtos alternativos para o controle da mosca-branca, bem como avaliar seletividade aos inimigos naturais e definir estratégias de sobrevivência e manutenção dos principais inimigos naturais em cultivo protegido.

Objetivos Específicos

- Determinar qual espécie de planta hospedeira é mais indicada para criação de *B. tabaci* MEAM1 em ambiente protegido;
- Determinar quais sistemas de manejo de plantas são mais favoráveis para criação de *B. tabaci* MEAM1;
- Avaliar o efeito de produtos alternativos aos inseticidas químicos sintéticos na biologia de *B. tabaci* MEAM1e em seus inimigos naturais.
- Avaliar a influência de compostos voláteis na permanência dos inimigos naturais;

HIPÓTESES

- Uma metodologia padrão para criação de mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1) utilizando uma única espécie hospedeira é possível.
- Dentre os hospedeiros preferenciais para mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1) existe um que promove a otimização da população.
- Existem produtos alternativos para o controle de mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1).
- Existem produtos alternativos para o controle de mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1), que são seletivos aos inimigos naturais.
- Atrativos alimentares ou olfativos podem atrair e manter inimigos naturais de mosca-branca (*B. tabaci* MEAM1) em cultivos protegidos.

REFERÊNCIAS

Barati R., Golmohammadi G, Ghajarie H, Zarabi M, Mansouri R. (2013) Efficiency of some herbal pesticides on reproductive parameters of silverleaf whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Hemiptera: Aleyrodidae). **Arch. Phytopathol. Pfl.** 47:212-221. <https://doi.org/10.1080/03235408.2013.807035>

Chavarria G, Santos HP (2013) Cultivo protegido de videira: manejo fitossanitário, qualidade enológica e impacto ambiental. **Rev. Bras. Frutic.**, Jaboticabal, 35:910-918. <http://www.scielo.br/pdf/rbf/v35n3/a31v35n3.pdf>

Davidson EW, Segura BJ, Steele T, Hendrix DL (1994). Microorganisms influence the composition of honeydew produced by the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **J. Insect Physiol.** 40:1069-1076. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(94\)90060-4](https://doi.org/10.1016/0022-1910(94)90060-4)

De Barro PJ, Liu SS, Boykin L M, Dinsdale AB (2011) *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annu. Rev. Entomol.** 56:1-19. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-112408-085504>

Dinsdale A, Cook L, Riginos C, Buckley YM, De Barro P. (2010). Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. **Ann. Entomol. Soc. Am.**, 103:196-208. <https://doi.org/10.1603/AN09061>

Fanela TLM, Baldin ELL, Pannuti LE, Cruz PL, Crotti AEM, Takeara R, Kato MJ (2016). Lethal and inhibitory activities of plant-derived essential oils against *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in tomato. **Neotrop. Entomol.** 45(2):201-210. DOI 10.1007/s13744-015-0356-8

Gilbertson RL, Batuman O, Webster CG, Adkins S (2015) Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annu. Rev. Virol.** 2:67-93. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-031413-085410>

Mckenzie CL, Bethke JA, Byrne FJ, Chamberlin JR, Dennehy TJ Dickey AM, Gilrein D, Hall P M, Ludwig S, Oetting RD, Osborne LS, Schmale L, Shatters Jr RG (2012)

Distribution of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in North America after the Q invasion. **J. Econ. Entomol.**, 105:753-766. <https://doi.org/10.1603/EC11337>

Medeiros MA, Junqueira NV, França FH (2006) Eficiência técnica e econômica do controle biológico da traça-do-tomateiro em ambiente protegido. **Hortic. bras.**, 24:180-184. <http://www.scielo.br/pdf/0D/hb/v24n2/11.pdf>

Messelink GJ, Bennison J, Alomar O, Ingegno BL, Tavella L, Shipp L, Palevsky E, Wäckers FL (2014). Approaches to conserving natural enemy populations in greenhouse crops: current methods and future prospects. **BioControl** 59:377-393. DOI 10.1007/s10526-014-9579-6

Moura PHA, Pio R, Curi PN, Rodrigues LCDA, Bianchini F., Bisi RB (2016) Plastic cover and planting density on the quality of *Physalis peruviana* L. fruits. **Rev. Ceres, Viçosa**, 63:334-339. <http://dx.doi.org/10.1590/0034-737X201663030009>

Navas-Castillo J, Fiallo-Olivé E, Sánchez-Campos E (2011) Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annu. Rev. Phytopathol.** Palo Alto 49:219-248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>

Öztemiz S (2013) Population of *Tuta absoluta* and natural enemies after releasing on tomato grown greenhouse in Turkey. **Afr. J. Biotechnol.** 12:1882-1887. <http://dx.doi.org/10.5897/AJB12.726>

Rodrigues SMM, Bueno VHP (2005) Efeito da liberação inoculativa sazonal de *Lysiphlebus testaceipes* (Hym.: Aphidiidae) na população de *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) em cultivo de crisântemo em casa de vegetação comercial. **Boi. San. Veg. Plagas**, 31: 199-207.

Singh V, Sharma N, Sharma SK (2016) A review on effects of new chemistry insecticides on Natural enemies of crop pests. **Int J Sci Environ Techn** , 5 (6): 4339-4361. <http://www.ijset.net/journal/1457.pdf>

Van Lenteren JC (2012) The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. **BioControl**, 57:1-20. DOI 10.1007/s10526-011-9395-1

CAPÍTULO I

REVISÃO DE LITERATURA

(De acordo com as normas de “Redação de Tese” da Universidade Federal da Grande
Dourados)

1. Mosca-branca (*Bemisia tabaci* Middle East Asia Minor 1)

A mosca-branca (Hemiptera: Aleyrodidae) é considerada um dos insetos mais invasivos e prejudiciais do mundo, causando grandes perdas em diversas culturas (Zaidi et al., 2017). Sendo descrita por Gennadius (1889) como *Aleurodes tabaci*, após várias décadas de estudos sobre a nomenclatura desse inseto, ficou claro que *B. tabaci* se trata de um complexo de espécies muito parecidas morfológicamente, que em sua maioria só podem ser diferenciadas com marcadores mitocondriais o 16S e o COI (Dinsdale et al., 2010; Stansly e Naranjo, 2010; Tay et al., 2012; Boykin et al., 2013).

As espécies que mais se destacam no complexo são *B. tabaci* Middle East Asia Minor 1 (MEAM1), anteriormente conhecida como biótipo B ou *Bemisia argentifolii* Bellows e Perring (Dinsdale et al., 2010; Boykin 2014) e a espécie Mediterranean (MED; anteriormente conhecidas como biótipo Q) (Cuthbertson e Vänninen 2015; Konjević et al., 2018). Os danos ocasionados por mosca-branca nas plantas podem ser diretos ou indiretos, entretanto todos tem correlação com o processo de alimentação, uma vez que, ao se alimentar do floema da planta, os mesmos podem ficar debilitadas devido a sucção constante, principalmente em altas densidades do inseto (Perring et al., 2018).

O excesso de seiva absorvida pelo inseto, é excretado na forma de substância açucarada que por sua vez é responsável pelo desenvolvimento de fungos, tanto nas folhas, quanto dos frutos das plantas. *B. tabaci* também é eficiente vetor de fitovírus, capaz de transmitir mais de cem espécies de vírus (McKenzie et al. 2014), recebendo a denominação de "supervetor" (Gilbertson et al., 2015) principalmente do gênero *Begomovirus* (Família Geminiviridae), *Crinivirus*, *Carlaivirus*, *Torradovirus* e *Ipomovirus* (Navas-Castillo et al., 2011) e *Poleovirus* (Família: Luteoviridae) (Ghosh et al., 2019) a maioria muito debilitantes para as plantações, causando grande impacto econômico.

As desordens fisiológicas como o prateamento de folhas e frutos de plantas da família Curcubitaceae e o amadurecimento irregular de frutos de tomateiro também são induzidas pela saliva do inseto na planta. Entretanto essas anomalias são relacionadas diretamente a espécie *B. tabaci* MEAM1 (Perring et al., 2018).

Com relação a biologia de *B. tabaci* MEAM1, ela se caracteriza por possuir seis estádios: o ovo, quatro ínstaes ninfais e o adulto (Walker et al., 2010). A oviposição é realizada na face abaxial da folha e espalhados pela superfície das folhas, embora algumas vezes sejam colocados em semicírculos.

Na fase de ovo, todos se caracterizam por possuir um pequeno pedicelo na base. Dentre as funções atribuídas ao pedicelo destaca-se o de acessório fixador, permitindo a permanência do ovo na região abaxial da folha; direcionamento de espermatozoides no momento de fertilização; absorção de água e nutrientes da folha e direcionando-os para os ovos, por meio de uma parte fibrosa e porosa de sua estrutura (Walker et al., 2010).

Todos os estádios ninfais de mosca-branca possuem uma morfologia padrão, sendo ovais e achatados dorsoventralmente (Stansly e Naranjo, 2010). Ainda de acordo com esses autores, o primeiro ínstar ninfal é chamado de ínstar “rastreador”, em virtude de sua alta mobilidade a procura de um local adequado para inserção do aparelho bucal e início do processo de alimentação. O inseto ainda passa por três ínstars adicionais (segundo, terceiro e quarto). O quarto ínstar é algumas vezes chamado de estágio “pupal”, mas Gill (1990) observou que o início do quarto ínstar, o inseto, se alimenta e, portanto, não é uma pupa no sentido normal de insetos holometabólicos conhecidos. Mais tarde, no mesmo ínstar, o inseto entra em um subestágio de transição, durante o qual ocorre a apólise e a cutícula adulta é formada. Esta fase tem olhos vermelhos e pigmento amarelo no corpo. Byrne e Bellows (1991) sugeriram que o termo pupa, se usado, fosse reservado para o último estágio ninfal encontrado após a apólise.

A fase adulta se caracteriza por uma morfologia típica de insetos adultos em Sternorrhyncha, segundo Walker et al. (2010). Logo após a emergência do adulto e desdobramentos das asas, o corpo é recoberto com uma pulverulência branca (Gill 1990). As asas são mantidas em forma de telhado sobre o abdômen, dando a impressão alongada do inseto na folha. A preferência dos adultos é por folhas jovens e na região abaxial dessas folhas. Os adultos também apresentam um dimorfismo sexual, em que as fêmeas são maiores que os machos e têm um abdômen mais arredondado, enquanto o abdômen do macho é mais pontiagudo. As moscas-brancas possuem sistemas de reprodução por partenogênese arrenótoca em que os ovos não fertilizados dão origem a machos haplóides e os ovos fertilizados dão origem as fêmeas diplóides. Assim, em decorrência das características de *B. tabaci* MEAM1 e a necessidade de seu manejo, fomentou-se estudos nas mais diversas áreas, o que demanda grande quantidade de insetos com qualidade semelhantes ao encontrados na natureza, dando origem ao que cohecemos como criação massal de insetos.

2. Criação massal de *B. tabaci* MEAM1

A criação de insetos fitófagos para fins de pesquisa enfrenta uma série de desafios, principalmente na questão da determinação do alimento adequado para garantir o desenvolvimento do inseto (Parra et al., 2012; Cohen 2015), além disso é necessária uma metodologia de criação padrão e específica para a espécie-alvo (Boller e Chambers 1977). Metodologias de criação massal adequadas são fundamentais para o sucesso na produção de insetos e é um grande desafio em trabalhos científicos que envolvem criação de insetos, principalmente pela grande diversidade e peculiaridade das espécies (Cohen 2015). As diferentes condições aos insetos interferem em seu desenvolvimento, o que pode ocasionar efeitos deletérios nos parâmetros de desenvolvimento e comportamentais devido ao estresse (Hoffmann et al., 2002; Adamo e Baker 2011).

A importância de insetos confinados e manuseados de maneira apropriada tem sido cada vez maior em criações de larga escala (Cohen 2001), principalmente para que não ocorram alterações biológicas (Adamo 2010). Dada essa importância a otimização e refino das técnicas já conhecidas com a agregação de novas tecnologias tem possibilitado a expansão e evolução das criações massais de insetos dos programas de Manejo Integrado de Pragas (Cohen 2015).

Como parte dos esforços para desenvolver uma metodologia apropriada para o inseto-alvo, tem-se inicialmente a adequação do alimento oferecido ao inseto (Simpson et al., 2015), a escolha do melhor alimento para insetos criados massalmente para suprir as necessidades nutricionais para o seu adequado desenvolvimento representando um dos principais requisitos para o sucesso na criação (Parra et al., 2012).

Estima-se que *B. tabaci* MEAM1 por ser altamente polífaga, alimente-se de mais 900 plantas hospedeiras (McKenzie et al., 2014). Algumas são relatadas em uso em criações: plantas de tomate (*Solanum lycopersicum*) (Van Den Oever- Van Den Elsen, et al., 2015; Tan et al., 2016); couve-de-folhas (*Brassica oleracea*) (Pessoa et al., 2015; Cruz e Baldin 2017); em plantas de algodão (*Gossypium hirsutum*) (Li et al., 2017; Liu et al., 2016; Oliveira et al., 2019), (*G. herbaceum* (Zhao et al., 2019); feijão-comum (*Phaseolus vulgaris*) (Quintela et al., 2016), Hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis*) (He et al., 2017).

A temperatura tem grande influência na criação de insetos e principalmente em adultos de mosca-branca possui influencia negativa na fecundidade, desenvolvimento e sobrevivência de ninfas e adultos (Jiang et al., 2017). Estudos visando elucidar o papel da variação de temperatura em *B. tabaci* verificou que o seu melhor desenvolvimento ocorre

no intervalo de temperatura constante de 27°C a 35 °C (Guo et al., 2012). Entretanto os mesmos autores verificaram que ocorrem prejuízos no desenvolvimento e sobrevivência em temperaturas mais extremas de até 37°C. Ensaios em que foi examinado a fecundidade, desenvolvimento e sobrevivência de ninfas e adultos de espécies mosca-branca após exposição a temperaturas (35, 38 e 41°C), mostraram que as taxas médias de sobrevivência das fases diminuíram com o aumento da temperatura, indicando que a mosca-branca sofria de maior estresse térmico a altas temperaturas (Jiang et al., 2017).

Com relação a sanidade do local de criação, as condições inadequadas comprometem a qualidade do inseto produzido (Grenier 2012). Um problema referente à sanidade em criações massais está relacionado com a ocorrência de problemas nos insetos, causadas por diversos patógenos, como protozoários, vírus, bactérias e fungos, durante os estágios do ciclo de vida do inseto (Brundage et al., 2016; Eilenberg et al., 2015). Os equipamentos, utensílios ou local onde são produzidos os insetos, se estiverem contaminados pode acarretar na perda da unidade de produção (Maldonado e Polanía, 2010).

Com o intuito de evitar alterações no genótipo e, conseqüentemente, no fenótipo dos insetos das criações massais, após longos períodos (Sørensen et al., 2012), alguns autores preconizam iniciar a criação com um grande número de insetos e ao longo do tempo promover cruzamentos controlados com “linhagens irmãs” da população inicial (Van Lenteren et al., 1986). Visto a necessidade de obtenção de *B. tabaci* MEAM1 em criação massal para as mais diversas aplicações, bem como para compreensão nas necessidades básicas em regime de confinamento, uma metodologia padrão é necessária para fornecer os requisitos ótimos aos insetos e assim obter indivíduos que manifestem características normais de sua biologia e que quando submetidos a estudos científicos produzam respostas confiáveis.

3. Produtos alternativos e Seletividade no manejo de mosca-branca

A busca de técnicas alternativas ao uso de produtos químicos sintéticos no controle de mosca-branca e com menores impactos ao meio ambiente, promoveu o surgimento de métodos onde se destaca o manejo cultural, com seleção e adequação de cultivares resistentes aos danos provocados pelos insetos, uso de armadilhas, produtos naturais e o controle biológico (Chand et al., 2019). Diminuindo a dependência dos

inseticidas e o desenvolvimento de moscas-brancas resistentes (Wang et al., 2009; Wu et al., 2019).

O uso de produtos naturais comerciais a base de plantas também expandiu, principalmente o uso dos óleos essenciais que constituem uma fonte rica de produtos químicos bioativos (Zanuncio et al., 2016; Chaudhary et al., 2017; Fiaz et al., 2018; Planta-Rueda et al., 2018; Parreira et al., 2018) que são ativos contra espécies-alvo específicas, não são tóxicos para mamíferos e seres humanos e são potencialmente adequados para uso em Manejo Integrado de Pragas (Govindarajan et al., 2016). Estes produtos são formulados a partir de princípios ativos extraídos de plantas com propriedades inseticidas e muito esforço, portanto, tem sido focado em fitoquímicos como fontes potenciais de agentes comerciais de controle de insetos (Hussein et al., 2017). Alguns compostos isolados e específicos de extratos brutos ou óleos essenciais vegetais (pertencentes principalmente as famílias Apiaceae, Lamiaceae, Lauraceae e Myrtaceae) podem causar efeito tóxico, deterrente, ovicida e repelente em insetos de mosca-branca, decorrentes da presença de moléculas resultantes dos metabólitos secundários destes vegetais (Govindarajan et al., 2016; Benelli et al., 2017; Demirel e Erdogan 2017; Siddique et al., 2017; Domingos et al., 2018).

Um dos princípios ativos mais utilizados na formulação de produtos naturais destaca-se a Azadiractina, metabólito secundário da *Azadirachta indica* A. Juss (Meliaceae), a qual é utilizada a tempos no controle de mosca-branca (Chaitanya e Kumar 2018; Kumar et al., 2019), outros tipos de óleos também tem se destacado no controle de moscas-brancas como óleo de eucalipto (Emilie et al., 2015; Fanela et al., 2016; Houssein et al., 2017; Moghadam et al., 2018), óleo cítricos (Zarubova et al., 2015; Du et al., 2016), pois agem em ação supressora de apetite ou inibidora de crescimento em insetos, interferindo negativamente em processos de formação de tecidos, divisão celular, produção de energia, entre outros (Jankowska et al., 2018; Sanini et al., 2017). A utilização produtos naturais comerciais pode ser uma estratégia de controle eficiente de mosca-branca no Manejo Integrado de Pragas (MIP), sendo uma alternativa em relação a utilização de produtos químicos sintéticos, com isso, a seletividade dos produtos naturais sobre os inimigos naturais de *B. tabaci* MEAM1, torna-se um fator importante.

Trabalhos sobre seletividade de produtos alternativos aos agentes de controle (predadores e parasitoides) de inseto-pragas vem sendo desenvolvidos nos últimos anos (Zapata et al., 2016; Razze et al., 2016; Rashidi et al., 2018; Asadi et al., 2018; Drobnjaković et al., 2019). Asadi et al., (2018) avaliaram óleos essenciais de *Allium*

sativum L. (Alliaceae), *Piper nigrum* L. (Piperaceae) e *Glycyrrhiza glabra* L. (Fabaceae) sobre o parasitoide *Habrobracon hebetor* Say. os parâmetros avaliados longevidade, sobrevivência, fecundidade, fertilidade, taxa de eclosão, razão sexual dos parasitoides emergidos. De acordo com os autores, todos os parâmetros citados foram afetados negativamente pelos esses óleos essenciais, exceto o óleo essencial de *G. glabra*, sendo o púnico produto seletivo.

Trabalhos realizados de maneira semelhante testaram os produtos comerciais Baicao[®], Orobor[®] e Topneem[®] e foram avaliados na concentração recomendada pelo fabricante, sobre o parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum*. Os resultados variaram, o produto a base de óleo de laranja Orobor[®] foi o único produto seletivo à *T. pretiosum*, em contrapartida o Baicao[®] foi considerado não seletivo e por fim o produto Topneem[®] causou repelência ao parasitismo (Luckmann et al., 2014).

Desse modo, considera-se a seletividade como um fator de grande impacto na escolha dos produtos a serem utilizados em conjunto com os inimigos naturais da praga-alvo, já que podem afetar parâmetros biológicos interessantes. Contudo os efeitos desses produtos podem variar não apenas de acordo com os organismos trabalhados, como também, a cultura, o modo de aplicação, as dosagens, entre outros. São muito escassos os trabalhos que evidencie interação entre agentes de controle biológico e produtos naturais a base de plantas, e isso torna necessário desenvolvimento de estudos específicos para cada cultura e organismos não-alvo.

4. Atrativos e Repelentes de Inimigos Naturais

As relações entre os indivíduos de uma determinada cadeia ecológica onde cada um, desses indivíduos, está interligado com outros organismos é muito complexa e a compreensão do papel de cada organismo dentro dessa cadeia favorece a tomada de decisão nas estratégias de manejo para controle de determinadas pragas (Putman 1994; Silva et al., 2012). Nesse sistema, os compostos voláteis tem muitas funções no ambiente como atração de polinizadores e dispersores de sementes, defesa da planta contra herbívoros ou patógenos e a comunicação entre plantas vizinhas sobre ataque de algum inseto herbívoro ou patógeno (Pinto-Zevallos et al., 2013).

Os compostos voláteis possuem particularidades em relação as vias de indução, dentre elas algumas especificidades que atuam na atratividade dos inimigos naturais. De acordo com Venzon et al., (2018), o tipo de planta, o estágio de desenvolvimento do inseto

herbívoro, o tempo de indução, o hábito do inseto e estado fisiológico da planta todos contribuem para auxiliar de forma precisa ao inimigo natural quanto a localização da presa.

Estudos envolvendo o uso de voláteis de plantas no controle de insetos-praga tem apresentado poucos resultados satisfatórios, devido principalmente o pouco conhecimento de cada espécie, bem como seu papel no sistema trófico (Thuler, 2008). Uma das formas de disponibilizar o uso dos voláteis de plantas para controle é por meio de iscas. De acordo com Arruda-Gatti et al., (2003) o controle de *Diabrotica* ssp. pode ser realizado por meio de substâncias voláteis de Curcubitáceae. Estudos com voláteis de feijão atacadas por moscas-brancas também foram avaliados para testar a atratividade do parasitoide *Encarsia formosa* (Birkett et al., 2003).

Alguns compostos voláteis como o ácido jasmônico (JA) e o salicilato de metila (MeSA) em sido estudados atuando após o dano na planta por herbivoria ou dano mecânico, demonstraram atratividade aos inimigos naturais. A eficiência do MeSA em armadilhas adesivas foi testada na atratividade de predadores como crisopídeos (James et al., 2003). Entretanto, muitos estudos ainda questionam a real aplicabilidade desses compostos no controle biológico no desempenho para atrair os inimigos naturais (Kaplan 2012; Kelly et al., 2014), demonstrando a necessidade de mais estudos para seu uso no manejo de pragas.

REFERÊNCIAS

- Adamo SA (2010) Why should an immune response activate the stress response? Insights from the insects (the cricket *Gryllus texensis*). **Brain Behav. Immun**, Amsterdam, 24:194-200.
- Adamo SA, Baker JL (2011) Conserved features of chronic stress across phyla: the effects of long-term stress on behavior and the concentration of the neurohormone octopamine in the cricket, *Gryllus texensis*. **Hormones and Behavior**, New York, 60:478-483.
- Arruda-Gatti IC, Ventura MU (2003). Iscas contendo cucurbitacinas para o manejo de *Diabrotica* spp. **Semina: Ciênc. Agrár.** 24: 331-336. <http://dx.doi.org/10.5433/1679-0359.2003v24n2p331>
- Asadi M, Rafiee-Dastjerdi H, Nouri-Ganbalani G, Naseri B, Hassanpour M (2018). Lethal and sublethal effects of five insecticides on the demography of a parasitoid wasp. **Int. J. Pest Manag.**, 65: 301-312. <https://doi.org/10.1080/09670874.2018.1502899>
- Benelli, G., Pavela, R., Iannarelli, R., Petrelli, R., Cappellacci, L., Cianfaglione, K., Maggi, F. (2017). Synergized mixtures of Apiaceae essential oils and related plant-borne compounds: larvicidal effectiveness on the filariasis vector *Culex quinquefasciatus* Say. **Ind Crop Prod**, 96, 186-195.
- Birkett MA, Chamberlain K, Guerrieri E, Pickett JA, Wadhams LJ, Yasuda T (2003). Volatiles from whitefly-infested plants elicit a host-locating response in the parasitoid, *Encarsia formosa*. **J. Chem. Ecol.**, 29:1589-1600. doi.org/10.1023/A:1024218729423
- Boller, E. F.; Chambers, D. L. (1977) Quality Aspects Of Mass-Reared Insects. In: Ridgway, R. L.; Vinson, S. B. (Eds.), **Biological Control by Augmentation of Natural Enemies**. New York: Plenum Press, p. 219-235.
- Boykin LM., De Barro, P. J. (2013) A practical guide to identifying members of the *Bemisia tabaci* species complex: and other morphologically identical species. **Front Ecol Evol**, 2: 1-5. doi: 10.3389/fevo.2014.00045
- Boykin, LM (2014) *Bemisia tabaci* nomenclature: lessons learned. **Pest Manag. Sci.**, 70(10), 1454-1459. <https://doi.org/10.1002/ps.3709>
- Brown, J. K., Coats, S. A., Bedford, I. D., Markham, P. G., Bird, J., & Frohlich, D. R. (1995). Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly,

Bemisia tabaci (Genn.)(Homoptera: Aleyrodidae). **Biochem. Genet.**, 33(7-8), 205-214.
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF02401851>

Brundage AL, Crippen, TL, Tomberlin, JK (2016) Methods for external disinfection of blow fly (Diptera: Calliphoridae) eggs prior to use in wound debridement therapy. **Wound Repair Regen**, 24(2), 384-393. <https://doi.org/10.1111/wrr.12408>

Chand RR, Jokhan AD, Kelera R (2019) Spiralling whitefly and its management practices in the South Pacific. A review. **Adv. Hort. Sci.**, 2019 33: 123-131 doi: 10.13128/ahs-22952

Chaudhary S, Kanwar RK, Sehgal A, Cahill DM., Barrow, CJ, Sehgal, R Kanwar, JR (2017) Progress on *Azadirachta indica* based biopesticides in replacing synthetic toxic pesticides. **Front. Plant Sci.**, 8:610.

Chaitanya G, Kumar A (2018) Efficacy of selected insecticides and neem products against white fly (*Bemisia tabaci* (Gennadius)] of okra [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench]. **J. Entomol. Zool. Stud** 6: 115-117.

Cruz PL, Baldin ELL (2017). Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on soybean genotypes. **Neotrop Entomol** 46:210-215. doi: 10.1007/s13744-016-0445-3

Cohen, Allen Carson. Insect diets: science and technology. **CRC press**, 2015.
<https://doi.org/10.1201/b18562>

Cuthbertson AG, Vänninen I (2015) The importance of maintaining protected zone status against *Bemisia tabaci*. **Insects** 6:432-441. doi.org/10.3390/insects6020432

Demirel, N., & Erdogan, C. (2017). Insecticidal effects of essential oils from labiatae and lauraceae families against cowpea weevil, *Callosobruchus maculatus* (f.)(coleoptera: Bruchidae) in stored pea seeds. **Entomol. Appl. Sci. Lett**, 4, 13-19.

Dinsdale A, Cook L, Riginos C, Buckley YM De Barro P (2010). Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. **Ann. Entomol. Soc. Am.**, 103:196-208.

Domingos GM., Baldin ELL, Canassa VF., Silva IF., Lourenção AL. (2018) Resistance of collard green genotypes to *Bemisia tabaci* Biotype B: Characterization of Antixenosis. **Neotrop. Entomol.**, 47: 1-10. Doi: 10.1007/s13744-018-0588-5

- Drobnjaković T, Prijović M, Milenković S, Marčić D (2019). Sublethal effects of a *Beauveria bassiana*-based mycopesticide on Dutch and Serbian populations of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Biocontrol Sci Techn.** 1-18. doi.org/10.1080/09583157.2019.1635246
- Du W, Han X, Wang Y, Qin Y (2016). A primary screening and applying of plant volatiles as repellents to control whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) on tomato. **Nature**, 6: 1-10. Doi: 10.1038/srep22140
- Eilenberg, J., Vlak, J. M., Nielsen-LeRoux, C., Cappellozza, S., Jensen, A. B. (2015). Diseases in insects produced for food and feed. **Journal of Insects as Food and Feed**, 1: 87-102.
- Emilie D, Mallent M, Menut C, Chandre F, Martin T. (2015) Behavioral response of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to 20 plant extracts. **J. Econ. Entomol.** 108: 1890-1901. <https://doi.org/10.1093/jee/tov118>
- Fanela TLM, Baldin ELL, Pannuti LE, Cruz PL, Crotti AEM, Takeara R, Kato MJ (2016) Lethal and inhibitory activities of plant-derived essential oils against *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in tomato. **Neotrop. Entomol**, 45:201-210. Doi 10.1007/s13744-015-0356-8
- Fiaz M, Martínez LC, Silva Costa M, Cossolin JFS, Plata-Rueda A, Gonçalves WG, Serrão JE (2018) Squamocin induce histological and ultrastructural changes in the midgut cells of *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae). **Ecotox Environ Safe.**, 156, 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.02.080>
- Gill, R.J., (1990) The morphology of whiteflies. In: Gerling, D. (Ed.), Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. **Intercept**, Andover, UK, pp. 13–46.
- Ghosh, S., Kanakala, S., Lebedev, G., Kontsedalov, S., Silverman, D., Alon, T., ... & Mawassi, M. (2019). Transmission of a new polerovirus infecting pepper by the whitefly *Bemisia tabaci*. **Journal of virology**. Doi: 10.1128/JVI.00488-19
- Govindarajan, M., Rajeswary, M., Hoti, S. L., & Benelli, G. (2016). Larvicidal potential of carvacrol and terpinen-4-ol from the essential oil of *Origanum vulgare* (Lamiaceae) against *Anopheles stephensi*, *Anopheles subpictus*, *Culex quinquefasciatus* and *Culex tritaeniorhynchus* (Diptera: Culicidae). **Res Vet Sci**, 104, 77-82.

- Grenier, S (2012) Artificial Rearing of Entomophagous Insects, with Emphasis on Nutrition and. **Karaelmas Sci. Eng. J.** 2:1-12. dx.doi.org/10.7212%2Fzkufbd.v2i2.97
- Guo JY, Cong L, Zhou ZS, Wan FH (2012) Multi-generation life tables of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) under high-temperature stress. **Environ. Entomol.**, 41(6), 1672-1679. <https://doi.org/10.1603/EN12108>
- He Z, Dang F, Fan ZY, Ren SL, Cuthbertson AG, Ren SX, Qiu BL (2017) Do host species influence the performance of *Encarsia formosa*, a parasitoid of *Bemisia tabaci* species complex? **Insectology**, 70:9-16.
- Hussein HS, Salem MZ, Soliman AM (2017) Repellent, attractive, and insecticidal effects of essential oils from *Schinus terebinthifolius* fruits and *Corymbia citriodora* leaves on two whitefly species, *Bemisia tabaci*, and *Trialeurodes ricini*. **Sci Horti** 216:111-119. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.01.004>
- Hoffmann, A. A.; Collins, E.; Woods, R. (2002) Wing shape and wing size changes as indicators of environmental stress in *Helicoverpa punctigera* (Lepidoptera: Noctuidae) moths: comparing shifts in means, variances, and asymmetries. **Environmental Entomology**, College Park, 31: 965-971
- James DG (2003). Field evaluation of herbivore-induced plant volatiles as attractants for beneficial insects: methyl salicylate and the green lacewing, *Chrysopa nigricornis*. **J. Chem. Ecol.** 29:1601-1609.
- Jankowska, M., Rogalska, J., Wyszowska, J., & Stankiewicz, M. (2018). Molecular targets for components of essential oils in the insect nervous system—a review. **Molecules**, 23(1), 34.
- Jiang R, Qi LD, Du YZ, Li YX (2017) Thermotolerance and Heat-Shock Protein Gene Expression Patterns in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) Mediterranean in Relation to Developmental Stage. **J. Econ. Entomol.**, 110: 2190-2198. <https://doi.org/10.1093/jee/tox224>
- Kaplan, I. (2012) Attracting carnivorous arthropods with plant volatiles: The future of biocontrol r playing with fire? **Biological Control** 60:77–89. doi:10.1016/j.biocontrol.2011.10.017

Kelly, J. L., Hagler, J. R., & Kaplan, I. (2014). Semiochemical lures reduce emigration and enhance pest control services in open-field predator augmentation. **Biological Control**, 71, 70-77.

Konjević A, Milovac Ž, Kontsedalov S, Kanakala S, Ghanim, M. (2018). First interception of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) in Serbia. **J Appl Entomol**, 142(6), 627-631. <https://doi.org/10.1111/jen.12508>

Kumar, J., Bhatnagar, A., Kumar, A., & Singh, D. V. (2018). Management of whitefly *Bemisia tabaci* (genn.) on potato with azadirachtin and insecticide combinations. **Indian J. Exp. Biol**, 80(2), 236-238.

Li J, Ding TB, Chi H, Chu, D (2017). Effects of Tomato chlorosis virus on the performance of its key vector, *Bemisia tabaci*, in China. **J. Appl. Entomol**, 142:296-304. <https://doi.org/10.1111/jen.12477>

Liu G., Ma H., Xie H., Xuan N., Guo X., Fan Z., Rajashekar B, Arnaud P, Offmann B, Picimbon, J F (2016) Biotype characterization, developmental profiling, insecticide response and binding property of *Bemisia tabaci* chemosensory proteins: role of CSP in insect defense. **PLoS One**, 11: 1-29. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0154706>

Luckmann, D., Gouvea, A. D., Potrich, M., Silva, E. R. L. D., Poretz, B., Dallacort, S., & Gonçalves, T. E. (2014). Seletividade de produtos naturais comerciais a *Trichogramma pretiosum* (Riley, 1879)(Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Revista Ceres**, 61(6), 924-931.

Maldonado HA, Polanía IZ (2010) Evaluation of meridic diets suitable for efficient rearing of *Heliothis virescens* (f.)(Lepidoptera: Noctuidae). **Rev.udcaactual.Divulg.Cient.**, 13: 163-173.

McKenzie, C. L., Kumar, V., Palmer, C. L., Oetting, R. D., & Osborne, L. S. (2014). Chemical class rotations for control of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on poinsettia and their effect on cryptic species population composition. **Pest Manag. Sci**, 70: 1573-1587. <https://doi.org/10.1002/ps.3736>

Moghadam A, Saidi M, Abdossi V, Mirab-Balou M, Tahmasebi Z (2018) Insecticidal effect of extracts from six native plants on *Bemisia tabaci* and some physiological effects on cucumber as host plant. **Pak. J. Agri. Sci.** 55:563-568 Doi: 10.21162/PAKJAS/18.5988

Navas-Castillo J, Fiallo-Olivé E, Sánchez-Campos E (2011) Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annu. Rev. Phytopathol.** Palo Alto 49:219-248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>

Oliveira R, Souza MD S, Nunes, GS, Batista, JL, Brito, CH (2019) Selectivity Of Insecticides To *Encarsia Hispida* (Hymenoptera: Aphelinidae). **Rev. Caatinga**, 32:312-317. <http://dx.doi.org/10.1590/1983-21252019v32n203rc>

Parra, J. R. (2012). The evolution of artificial diets and their interactions in science and technology. Insect bioecology and nutrition for integrated pest management. **CRC Press**, Boca Raton, FL.

Parreira DS, Alcántara-de la Cruz R, Leite GLD, Souza Ramalho, F, Zanuncio, JC, Serrão JE (2018) Quantifying the harmful potential of ten essential oils on immature *Trichogramma pretiosum* stages. **Chemosphere**, 199, 670-675.

Plata-Rueda A, Campos, JM, Silva Rolim G, Martínez LC, Dos Santos MH, Fernandes, FL, Zanuncio JC (2018) Terpenoid constituents of cinnamon and clove essential oils cause toxic effects and behavior repellency response on granary weevil, *Sitophilus granarius*. **Ecotox. Environ. Safe.**, 156, 263-270.

Perring, T. M., Stansly, P. A., Liu, T. X., Smith, H. A., & Andreason, S. A. (2018). Whiteflies: Biology, Ecology, and Management. In Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato (pp. 73-110). **Academic Press**. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802441-6.00004-8>

Pessoa R, Rossi GD, Busoli AC (2016). Transgenic Cotton-Fed *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Hemiptera: Aleyrodidae) Affects the Parasitoid *Encarsia desantisi* Viggiani (Hymenoptera: Aphelinidae) Development. **Neotrop. Entomol.** 45:102-106. DOI 10.1007/s13744-015-0336-z

Pinto-Zevallos, D. M., Martins, C. B., Pellegrino, A. C., & Zarbin, P. H. (2013). Compostos orgânicos voláteis na defesa induzida das plantas contra insetos herbívoros. **Quim. Nova** 36:1395-1405.

Putman, R. J (1994) **Community ecology**. London: Chapman & Hall, 178p.

Quintela ED, Abreu AG, Lima JFDS, Mascarin GM, Santos, JBD, Brown JK (2016) Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in

maize fields (*Zea mays* L.) in Brazil. **Pest Manag. Sci.**, 72:2181-2187. <https://doi.org/10.1002/ps.4259>

Rashidi F, Ganbalani G N (2018). Toxicity and sublethal effects of selected insecticides on life parameters of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: aphelinidae), a Parasitoid of *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: aleyrodidae). **J Entomol Sci.** 53:543-553. <https://doi.org/10.18474/JES18-03.1>

Razze JM, Liburd OE, Nuessly GS, Samuel-Foo M (2016). Evaluation of bioinsecticides for management of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and the effect on the whitefly predator *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae) in organic squash. **J. Econ. Entomol.** 109:1766-1771. <https://doi.org/10.1093/jee/tow108>

Sanini, C., Massarolli, A., Krinski, D., & Butnariu, A. R. (2017). Essential oil of spiked pepper, *Piper aduncum* L.(Piperaceae), for the control of caterpillar soybean looper, *Chrysodeixis includens* Walker (Lepidoptera: Noctuidae). **BrazJBot**, 40(2), 399-404.

Siddique, S., Parveen, Z., Butt, A., Chaudhary, M. N., & Akram, M. (2017). Chemical Composition and Insecticidal Activities of Essential Oils of Myrtaceae against *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae). **Pol J Environ Stud**, 26.

Silva A. G., de Souza, B. H. S., Rodrigues, N. E. L., Bottega, D. B., & Junior, A. L. B. (2012). Interação tritrófica: aspectos gerais e suas implicações no manejo integrado de pragas. **Nucleus**, 9.

Simpson SJ, Clissold FJ, Lihoreau M, Ponton F, Wilder SM, Raubenheimer D. (2015) Recent advances in the integrative nutrition of arthropods. **Annu. Rev. Entomol.** 60:293-311.

Sørensen, J. G., Addison, M. F., & Terblanche, J. S. (2012). Mass-rearing of insects for pest management: challenges, synergies and advances from evolutionary physiology. **Crop Protection**, 38, 87-94. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2012.03.023>

Sohani N Z, Shishehbor P, Kocheili F (2007) Thermal effect on the biology and life tables of *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). **Pakistan J. Biol. Sci.** 10: 4057-4062. <http://docsdrive.com/pdfs/ansinet/pjbs/2007/4057-4062.pdf>

Stansly, P. A., & Naranjo, S. E. (Eds.). (2010). **Bemisia: bionomics and management of a global pest**. Springer Science & Business Media.

- Tan X, Hu N, Zhang F, Ramirez-Romero R, Desneux N, Wang S, Ge, F (2016) Mixed release of two parasitoids and a polyphagous ladybird as a potential strategy to control the tobacco whitefly *Bemisia tabaci*. **Scientific reports**, 6:1-9. DOI: 10.1038/srep28245.
- Tay WT, Evans GA, Boykin, LM e De Barro PJ (2012). Will the real *Bemisia tabaci* please stand up?. **PLoS One**, 7:<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0050550>
- Van Den Oever- Van Den Elsen F, Lucatti AF, Van Heusden S, Broekgaarden C, Mumm R, Dicke M, Vosman B (2016) Quantitative resistance against *Bemisia tabaci* in *Solanum pennellii*: Genetics and metabolomics. **J. Integr. Plant Biol**, 58:397-412. <https://doi.org/10.1111/jipb.12449>
- Van Lenteren, J. C. (1986). Evaluation, mass production, quality control and release of entomophagous insects. **Biological Plant and Health Protection**. Stuttgart, Fischer, 31-56.
- Venzon, M., Togni, P. H. B., Amaral, D. S. S. L., Rezende, M. Q., Batista, M. C., Chiguachi, J. A. M., Perez, A. L. (2018). Mobilização de mecanismos de regulação natural de pragas via plantas com múltiplos serviços ecossistêmicos. **Innovations Agronomiques**, 64, 83-95.
- Walker GP, Perring TM, Freeman TP (2010) Life history, functional anatomy, feeding, and mating behavior. In: Stansly, P. A., & Naranjo, S. E. (Eds.). (2010). **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**. Dordrecht, Heidelberg, London, New York: Springer.
- Wang, Z., Yao, M., & Wu, Y. (2009). Cross- resistance, inheritance and biochemical mechanisms of imidacloprid resistance in B- biotype *Bemisia tabaci*. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, 65(11), 1189-1194. <https://doi.org/10.1002/ps.1808>
- Wu, X., Yan, J., Wu, Y., Zhang, H., Mo, S., Xu, X., ... & Ding, H. (2019). Proteomic analysis by iTRAQ-PRM provides integrated insight into mechanisms of resistance in pepper to *Bemisia tabaci* (Gennadius). **BMC plant biology**, 19(1), 270.
- Zaidi, S. S. E. A., Briddon, R. W., & Mansoor, S. (2017). Engineering dual begomovirus-*Bemisia tabaci* resistance in plants. **Trends Plant Sci.**, 22(1), 6-8. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.11.005>

Zanuncio J, Mourão S, Martínez L et al. Toxic effects of the neem oil (*Azadirachta indica*) formulation on the stink bug predator, *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). **Sci Rep** 6, 30261 (2016) doi:10.1038/srep30261

Zapata N, Vargas M, Latorre E, Roudergue X, Ceballos R (2016) The essential oil of *Laurelia sempervirens* is toxic to *Trialeurodes vaporariorum* and *Encarsia formosa*. **Ind Crops Prod**, 84:418-422. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.02.030>

Zarubova L, Kourimska L, Zouhar M, Novy P, Douda O, Skuhrovec, J. (2015) Botanical pesticides and their human health safety on the example of *Citrus sinensis* essential oil and *Oulema melanopus* under laboratory conditions. **Acta Agr Scand B-S P** 65:89-93. <https://doi.org/10.1080/09064710.2014.959556>

Zhao DX, Zhang ZC, Niu HT, Guo HF (2019) Selective and stable elimination of endosymbionts from multiply infected whitefly *Bemisia tabaci* by feeding on a cotton plant cultured in antibiotic solutions. **Insect Sci**. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12703>

CAPÍTULO II

Padronização da metodologia de criação massal de *Bemisia tabaci*

MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação

(De acordo com as normas de “Redação de Tese” da Universidade Federal da Grande
Dourados)

Padronização da metodologia de criação massal de *Bemisia tabaci* (MEAM1) para fins de pesquisa e experimentação

RESUMO

Várias pragas têm destaque pelas grandes perdas que causam às culturas e aos produtores, e dentre elas merecem atenção as moscas-brancas do gênero *Bemisia* (Hemiptera: Aleyrodidae). Com objetivo de ter uma metodologia padrão para criação de mosca-branca, bioensaios foram realizados em casa de vegetação climatizada ($30 \pm 2^\circ\text{C}$ e umidade relativa de $60 \pm 10\%$ com fotoperíodo de 12h) e na própria gaiola de criação da mosca-branca, ambos pertencentes ao Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal da Grande Dourados, no município de Dourados, Estado de Mato Grosso do Sul. A biologia de *B. tabaci* MEAM1 e Tabela de Vida de Fertilidade em diferentes hospedeiros, a seleção de conformidade dos vasos e dinâmica populacional de *B. tabaci* MEAM1 em produção massal foram avaliados como elementos chave para obtenção da metodologia. Nossos dados determinam que em plantas de couve-de-folhas, *B. tabaci* MEAM1, tem capacidade teórica de aumento de 252.20 fêmeas, em um intervalo médio de 27.4 dias. A partir dos 45 dias após o transplântio, as plantas de couve-de-folhas nos vasos de 9L estão aptas para transferência e infestação em gaiola de criação. A presença de predadores e das espécies de parasitoides de mosca-branca se mostraram exercendo grande impacto, aumentando proporcionalmente ao aumento do número de ninfas. A especificidade desses organismos para com a regulação de mosca-branca é alta, sendo capazes de dizimar uma criação massal de *B. tabaci* em pouco tempo, principalmente quando em conjunto com fungo entomopatogênico. Há técnica e domínio metodológico para criar massalmente a mosca-branca *B. tabaci* MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação, couve-de-folhas é o melhor hospedeiro para criação massal de *B. tabaci* MEAM1, *Delphastus argentinicus*, *Encarsia* spp. e *Isaria fumosorosea* são organismos que ocorrem naturalmente em criação massal de mosca-branca e demandam controle.

PALAVRAS-CHAVE: melhor hospedeiro, mosca-branca, método de produção, inimigos naturais.

1. INTRODUÇÃO

A agricultura mundial demanda por inúmeras mudanças tecnológicas, econômicas e de trabalho, com o intuito de aumentar a produtividade dos cultivos para sustentar uma população que, segundo a UNDESA (2015), até 2030 atingirá aproximadamente 8,5 bilhões de pessoas. Neste cenário, a dinâmica da produção agrícola é acompanhada pelas doenças e pragas das plantas que também evoluem. Nas últimas décadas, várias destas pragas disseminaram-se por regiões tropicais, subtropicais e temperadas, limitando as produções e atingindo lugares onde até então não eram registradas (Mckenzie et al., 2012; Broglio et al., 2015; Geisler et al., 2015).

Várias pragas têm destaque pelas grandes perdas que causam às culturas e aos produtores, e dentre elas merecem atenção as moscas-brancas do gênero *Bemisia* (Hemiptera: Aleyrodidae). As moscas-brancas deste gênero comportam um grande complexo, denominado Complexo *Bemisia tabaci*, formado por biótipos que têm diferentes espécies de plantas como hospedeiras (De Barro, et al., 2005), atingindo desde culturas de subsistência até as de importância comercial em larga escala, além de ornamentais e plantas daninhas, sendo considerada uma das pragas mais importantes do Mundo (Silva et al., 2004; Esashika et al., 2016). Uma vez que os biótipos são morfologicamente indistinguíveis, a forma de distinção convencional é por meio da análise bioquímica dos indivíduos. O real significado biológico desses biótipos ainda não é totalmente conhecido, muito embora se saiba que eles podem diferir nas seguintes características: relação com as plantas hospedeiras, capacidade de causar certas disfunções fisiológicas (como o prateamento das folhas de abóbora = *squash silverleaf*), transmissões de vírus (Horowitz et al., 2002), dentre outras.

O complexo *B. tabaci* inclui diversos biótipos, sendo os biótipos B e Q os mais predominantes (Perring et al., 2018). O biótipo B, além de ser um dos mais invasivos, é distribuído por todo o mundo e causa graves perdas econômicas (Inoue-Nagata et al., 2016.).

Em quase sua totalidade, os estudos sobre a mosca-branca limitam-se ao período de ocorrência desta no campo, e por essa razão informações técnicas a respeito da criação desses aleirodídeos e suas interações com os hospedeiros ainda são escassas. Considerando que as táticas de controle estão intrinsicamente ligadas a bioecologia das espécies-praga, é imprescindível o estudo contínuo dessas populações em ensaios de laboratório, que independem da ocorrência cíclica do inseto em experimentos “*in situ*”

(Parra 2012). Para que esses estudos ocorram, criações massais da praga são essenciais. Dessa forma, o aperfeiçoamento de métodos, bem como a inserção de tecnologias que gerem efeitos positivos durante a produção massal do inseto, são necessários para que se alcance a otimização e a qualidade da criação.

Neste contexto é de extrema importância o desenvolvimento de uma metodologia padrão de criação massal de *B. tabaci*, objetivando a adequação em termos de funcionalidade e praticidade para fins de pesquisa e experimentação. Os objetivos deste estudo foram: 1). Estabelecer uma técnica de criação massal de mosca-branca para fins de pesquisa; e 2). Determinar quais são os melhores hospedeiros e manejo indicado para criação de mosca-branca.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Local do estudo

Bioensaios foram realizados em casa de vegetação climatizada ($30 \pm 2^{\circ}\text{C}$ e umidade relativa de $60 \pm 10\%$ com fotoperíodo de 12h) e na própria casa de criação da mosca-branca, ambos pertencentes ao Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal da Grande Dourados, no município de Dourados, Estado de Mato Grosso do Sul (latitude $22^{\circ}19'70''$ longitude $54^{\circ}93'31''\text{W}$, altitude de 400m).

2.2. Obtenção e criação inicial de Bemisia tabaci MEAM1

A população inicial foi composta por adultos de mosca-branca coletados em plantas de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) no município de Rondonópolis – MT, na safra 2014-2015, com o intuito de realizar a criação massal. Os adultos passaram por um período “quarentenário” (4 semanas) no Laboratório, em plantas de couve-de-folhas (*Brassica oleracea* vr. *Acephala* cv Manteiga Geórgia), como sugere Suekane et al., 2013, sendo acondicionados em uma gaiola de madeira (4m x 2m x 1,4m) (Figura 1) revestida de tela anti-insetos OptiNet[®] 50 (tamanho do orifício 0,26 a 0,91mm) (Figura 2).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 1. Gaiola de madeira utilizada para período de quarentena da mosca-branca oriunda de lavouras comerciais.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 2. Tela anti-insetos OptiNet[®] 50 (tamanho do orifício 0,26 x 0,91mm) utilizada no revestimento da casa de criação de *Bemisia tabaci* MEAM1

Uma amostra contendo 14 indivíduos adultos foi analisada e os espécimes identificados como *Bemisia tabaci* MEAM1. Os ácidos nucleicos totais foram extraídos de cada indivíduo seguindo um método Chelex modificado. Os adultos de mosca-branca foram esmagados e homogeneizados em 20 μ l de solução Chelex a 5% em um tubo Eppendorf de 0,2 ml. O tubo foi agitado por alguns segundos e depois incubado a 56° C por 15 min e a 99° C por 3 min. Após centrifugação a 14.000 rpm por 5 min, o sobrenadante foi então coletado e utilizado como modelo para a amplificação por PCR.

Todas as amostras de DNA foram submetidas primeiro à análise de PCR para diferenciar MEAM1 de MED usando o par de *primers* Bem23F (5'-CGGAGCTTGCGCCTTAGTC-3') e Bem23R (5'-CGGCTTTATCATAGCTCTCGT-3')

que amplia um *locus* microssatélites de cerca de 200 pb e 400 bp para MEAM1 e MED (De Barro et al., 2003).

2.3. Estrutura física da criação massal

Foi edificada uma estrutura em alvenaria de 9,2m x 3,5m (casa de criação massal), de acordo com o desenho esquemático (croqui) (Figuras 3 e 4), com o intuito de acondicionar a criação já estabelecida de *B. tabaci* MEAM1 após o período quarentenário e assim maximizar a multiplicação do inseto, para fins de pesquisa e experimentação. Esta casa de criação foi coberta com policarbonato para garantir o ambiente iluminado, recebeu tinta látex acrílica resistente a chuva (áreas externas) de cor palha, por ser reflexiva, uma vez que atua impedindo que outros insetos sejam virtualmente atraídos. No interior, passarela central de cimento para facilitar o transito de pessoas e material; bancadas de metal para dispor os vasos de criação; no seu piso interior abaixo das bancadas, foi utilizada areia e brita Nº 1, para garantir a dreganem e impedir o crescimento de plantas invasoras. A limpeza interna foi realizada diariamente, retirando-se folhas velhas. O revestimento das áreas abertas foi feito com tela anti-insetos OptiNet[®] 50.

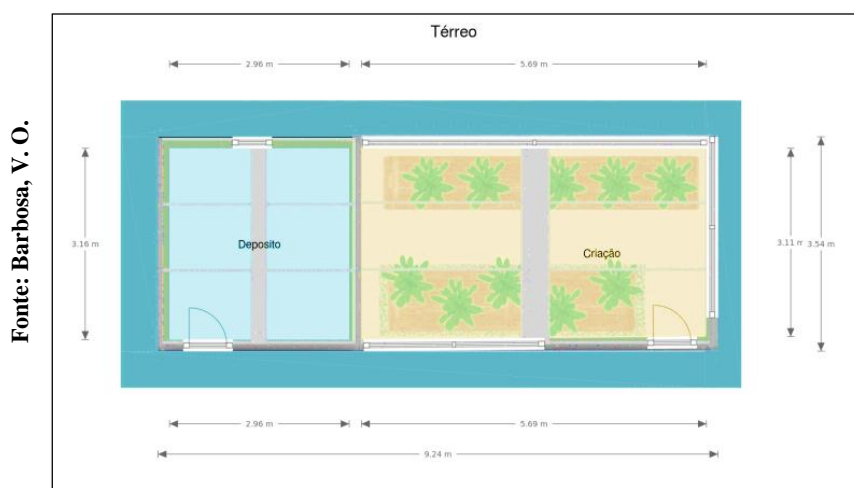


Figura 3. Desenho esquemático (croqui) da casa de criação de *Bemisia tabaci* MEAM1



Figura 4. Casa de criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1

2.4. Obtenção e manutenção dos hospedeiros

2.4.1. Seleção das espécies vegetais hospedeiras

Dentre as espécies vegetais consideradas hospedeiros preferenciais da mosca-branca *B. tabaci* MEAM1, dez foram selecionadas para realização dos estudos prévios ao estabelecimento da criação massal: algodoeiro (*Gossypium hirsutum*), mostarda (*Brassica juncea* vr Lisa Isla[®], Dourados, MS, Brasil), couve-de-folhas (*Brassica oleracea* vr Acephala cv Manteiga Pé Alto, Feltrin[®], Dourados, MS, Brasil), pepino (*Cucumis sativus* vr Comprido Poinset 76 Salada, Horticeres[®], Dourados, MS, Brasil), abobrinha (*Cucurbita pepo* vr Caserta Horticeres[®], Dourados, MS, Brasil), soja (*Glycine max* vr BMX Potência RR), feijão (*Phaseolus vulgaris*, Yamanari[®], Dourados, MS, Brasil), almeirão (*Cichorium intybus* Isla[®], Dourados, MS, Brasil), tomate (*Solanum lycopersicum* vr Salada Horticeres[®], Dourados, MS, Brasil) e berinjela (*Solanum melongena* vr Comprida Roxa Horticeres[®], Dourados, MS, Brasil).

A escolha dessas espécies hospedeiras se deu em virtude da disponibilidade e adaptabilidade ao ambiente local, bem como o fato de já serem utilizadas em criações menores de mosca-branca. Foram realizados pré-testes com três plantas de cada espécie, cujos parâmetros avaliados foram: n° de posturas, ocorrência da mosca-branca, arquitetura da planta, facilidade de transporte, possibilidade de aparecimento de viroses e/ou distúrbios fisiológicos nos hospedeiros, domínio dos tratos culturais e durabilidade do vegetal na criação.

Todas as espécies vegetais foram conduzidas em vasos plásticos com capacidade de 9L, com mistura homogênea padrão composta de solo classificado como Latossolo Vermelho distroférico peneirado (malha de 4 mm), areia e substrato comercial para hortaliças (VidaVerde®, MS, Brasil) na proporção (1:1:1) e corrigidos com calcário e fertilizante mineral Heringer® (7-16-6) com micronutrientes seguindo as recomendações para o cultivo de cada espécie (Figura 5).



Figura 5. Detalhe do solo utilizado (mistura padrão) para condução das plantas utilizadas para criação de *Bemisia tabaci* MEAM1

2.4.2. Bioensaio 1.

2.4.2.1. Biologia de *B. tabaci* MEAM1 e Tabela de Vida de Fertilidade em diferentes hospedeiros

O cultivo das espécies vegetais foi realizado em casa de vegetação com temperatura e umidade controladas ($30 \pm 2^\circ \text{C}$, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase). As mudas foram produzidas em bandejas de polietileno de produção de mudas, 45cmx20cm com capacidade de 2L contendo substrato orgânico. Quando encontravam com 3-4 folhas verdadeiras, dez plantas vigorosas, bem formadas e bem enraizadas de cada espécie vegetal, essas foram transplantadas. Cada planta foi cultivada em vasos de 9L contendo uma mistura de solo, areia, e substrato comercial citado anteriormente (Figura 6). Todas as plantas permaneceram em gaiolas (50 x 50 x 50 cm) até o início do experimento, para evitar infestações prévias de mosca-branca ou outros insetos. (Figura 7).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 6. Vasos plásticos com capacidade de 9L com plantas recém-transplantadas, utilizados na condução das plantas hospedeiras de *Bemisia tabaci* MEAM1

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 7. Detalhe das gaiolas contendo os hospedeiros vegetais, envasados.

Os adultos de mosca-branca *B. tabaci* MEAM1, utilizados no ensaio foram coletados na casa de criação, mantidas em plantas de couve-de-folhas (*Brassica oleracea* vr. Acephala cv Manteiga Geórgia, Hortices[®], Dourados, MS, Brasil) os casais foram coletados com auxílio de aspirador entomológico, acondicionadas em tubos de ensaio de fundo chato (Figura 8) e liberados no interior das gaiolas contendo as plantas a serem infestadas, aproximadamente 50 casais por planta (Samih et al., 2014), a sexagem dos indivíduos foi realizada no momento da coleta, por meio do dimorfismo sexual, em que

as fêmeas são maiores que os machos. Além disso, em criação massal, os adultos foram encontrados sempre em casais ou em trios (2 machos e 1 fêmea) facilitando a sexagem.



Fonte: Barbosa, V. O.

Figura 8. Tubos de ensaio contendo 50 casais de *Bemisia tabaci* MEAM1

Estes insetos foram mantidos junto às plantas engaioladas por 48 horas garantindo a oviposição, sendo posteriormente eliminados, e assim completamente removidos das gaiolas.

Após o período de oviposição, duas folhas de cada planta foram selecionadas aleatoriamente, e uma postura delimitada em área foliar (1cm²) para avaliação dos parâmetros biológicos (Figura 9). Todas as demais posturas foram eliminadas com auxílio de pincel de cerdas macias.



Fonte: Barbosa, V. O.

Figura 9. Área foliar demarcada (1cm²) para avaliação dos parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* MEAM1

A partir do quarto ínstar da mosca-branca micro gaiolas (*clip-cages*) foram utilizadas para conter os adultos (Figura 10). Dez casais de cada espécie vegetal, foram selecionados e contidos nas micro gaiolas (1 casal/micro gaiola) para avaliação dos parâmetros biológicos da fase adulta.



Figura 10. Microgaiola (*clip-cages*) utilizada para contenção de adultos de *Bemisia tabaci* MEAM1

Os parâmetros biológicos avaliados foram: o período de incubação (dias) que compreendeu o período entre a oviposição da postura até a eclosão ninfa de primeiro ínstar; duração do 1º ínstar (dias) compreendeu o período entre a eclosão da ninfa e a primeira ecdise; duração do 2º ínstar (dias) compreendeu o período entre a primeira ecdise e a segunda; duração do 3º ínstar (dias) compreendeu o período entre a segunda ecdise e a terceira; duração do 4º ínstar (dias) compreendeu o período entre a terceira ecdise e a emergência do adulto. Na fase adulta dez casais de cada espécie hospedeira foram confinados nas micro gaiolas.

Diariamente, o número de ovos foi registrado até que todas as fêmeas estivessem mortas. O período de pré-oviposição (dias) foi marcado da emergência da fêmea até a oviposição da primeira postura; o período de oviposição (dias) compreendeu o todo o período em que a fêmea realizou a postura e a longevidade do adulto (dias), o período entre a emergência e a morte a fêmea, a fecundidade (nº de ovos/adulto), viabilidade da fase imatura também foram computados e avaliados.

2.4.2.2. Análise estatística

Foram gerados Modelos Lineares Generalizados com as distribuições Poisson, Quasi-Poisson e Binomial negativo para os dados de contagem e Binomial, Quasi-binomial e Betabinomial para os dados de proporção. O modelo Quasi-binomial foi o que melhor se ajustou aos dados de período de incubação, longevidade do adulto, período de oviposição e fecundidade, obtidos pela função *cbind*.

O modelo Quasi-poisson foi o que melhor se ajustou aos dados do número médio de ovos do predador e longevidade do parasitoide. A duração dos ínstaes e o período de pré-oviposição não se ajustaram a nenhum modelo, sendo analisados por meio de um teste não-paramétrico Teste de Friedman ($P < 0,05$).

A verificação da qualidade dos ajustes dos modelos de Quasi-poisson e Quasi-binomial foram feitas com uso de gráfico meio-normal de probabilidades com o envelope o pacote Half-Normal Plots (Moral et al., 2017). Quando houve diferenças significativas na análise de variância, as médias foram comparadas pelo teste de F ($P < 0,05$), por meio da função “*glth*” do pacote “*multcomp*” (Hothorn et al., 2008) utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

Foi possível avaliar o potencial de crescimento populacional de *B. tabaci* MEAM1 nos diferentes hospedeiros, construindo assim a Tabela de Vida de Fertilidade. Para isso foi calculou-se o ponto médio de cada idade, em dias (x); o índice de sobrevivência acumulado de fêmeas adultas (l_x); o número de descendentes fêmeas que originarão fêmeas (m_x) e o número de fêmeas nascidas na idade x ($l_x \cdot m_x$).

Os valores de R_0 (taxa líquida de reprodução), T (duração média de uma geração), R_m (taxa intrínseca de crescimento populacional), λ (razão finita de aumento) e TD (tempo de duplicação da população) foram estimados com as equações conforme Krebs (1994).

$$R_0 = \sum_{x=0}^y l_x \cdot m_x$$

$$T = \sum_{x=0}^y x \cdot l_x \cdot m_x / R_0$$

$$R_m = \ln(R_0)/T$$

$$\lambda = e^{R_m}$$

$$TD = \ln(2)/R_m$$

A média de cada parâmetro da Tabela de Vida *B. tabaci* MEAM1 em cada hospedeiro foi comparada com a média dos demais hospedeiros, por meio dos intervalos de confiança. Os intervalos de confiança foram gerados com a técnica não paramétrica de *bootstrap*, com 10.000 pseudo-replicações sendo cada parâmetro re-amostrado em cada tratamento com o pacote *boot* do programa R. Todas as análises foram realizadas utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

2.4.3. Bioensaio 2.

2.4.3.1. Seleção de conformidade dos vasos

Após a definição do hospedeiro, foi realizado o bioensaio com três tipos de vasos disponíveis, com o intuito de otimizar a criação massal de *B. tabaci* MEAM1. O bioensaio foi conduzido na Casa de vegetação pertencente ao Laboratório de Entomologia Aplicada, Dourados-MS, $30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase. As mudas utilizadas foram de couve-de-folhas (*Brassica oleracea* vr Acephala cv Manteiga Híbrido HS 20, Horticerres[®], Dourados, MS, Brasil), formadas por meio de semente, em bandejas de polietileno empregados na produção de mudas, 45cmx20cm com 2L de capacidade. As mudas, com sete a oito centímetros de altura, vigorosas, bem formadas e bem enraizadas, foram transplantadas, para os vasos plásticos. Os vasos foram preenchidos com mistura padrão homogênea de solo (Latosolo Vermelho distroférico) peneirado, areia e substrato como mencionado anteriormente.

De acordo com Trani et al., 2015, para que as folhas de couve sejam comercializadas, um tamanho padrão é exigido pelo mercado (20-30 cm de comprimento), adaptamos esse padrão para considerar a planta de couve apta à gaiola de

criação de *B. tabaci* MEAM1, logo foram consideradas plantas aptas aquelas que possuíam 50% ou mais de suas folhas com comprimento mínimo de 25cm.

Os vasos foram separados em três tipos (Tratamentos): T1 – Vaso plástico com capacidade de 9L; T2 - Vaso plástico com capacidade de 5L e T3 - Vaso autoirrigável Raiz® (Grande, volume de espaço para plantio com capacidade 4,39 L e volume do reservatório 0,96 L), de acordo com seu volume ou especificidade (Figura 11.):

$$V = \frac{\pi \cdot h (R_1^2 + R_1 \cdot R_2 + R_2^2)}{3}$$



Figura 11. Detalhe dos vasos selecionados para avaliação de conformidade para otimização da criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1

As avaliações ocorreram aos 15, 30 e 45 dias após transplântio das mudas de couve-de-folhas. O delineamento experimental foi em blocos casualizados com três tratamentos: 1- Vaso 9L (testemunha), 2 – Vaso 5L, 3 – Vaso autoirrigável. Com 10 repetições para cada tipo de vaso. Os parâmetros avaliados para determinar qual o melhor tipo de vaso foram: altura da planta, diâmetro do caule, número de folhas aptas para criação, número total de folhas na planta e medida da área foliar por planta. Para o cálculo da área foliar foi utilizado apenas os dados da largura foliar (Marcolini et al., 2005).

2.4.3.2. Análise estatística

A verificação dos dados aos pressupostos da ANOVA, homogeneidade das variâncias e normalidade dos dados foram feitas com uso do teste de Bartlett e Shapiro-Wilk. O modelo Gaussiano foi o que melhor se ajustou aos dados. Quando houve

diferenças significativas na análise de variância, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey HSD ($P < 0.05$), por meio da função “*aov*” do pacote “*agricolae*” (Mendiburu, 2016) utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

2.4.4. Técnica de Manejo dos Hospedeiros

Definidos o hospedeiro mais adequado, bem como o vaso, foi realizada descrição detalhada durante, 36 meses, das técnicas utilizadas na gaiola de criação de *B. tabaci* MEAM1.

2.5. Bioensaio 3.

2.5.1. Dinâmica populacional de *Bemisia tabaci* MEAM1 em produção massal

Após o estabelecimento da criação massal, foi realizado o bioensaio na casa de criação de mosca-branca, avaliando a quantidade de adultos por planta e a relação dessa densidade com os eventos: presença de pulgões (número de ninfas/adultos de *B. brassicae*), de parasitoides de pulgões (número de pulgões mumificados ou adultos de *Lysiphlebus* sp.), parasitoides da mosca-branca (número de ninfas parasitadas ou adultos de *Encarsia* spp.), fungo entomopatígeno (número de adultos mortos com sintomas de contaminação por *I. fumosorosea*), área foliar, temperatura (°C) e umidade (%).

O ensaio foi realizado em quatro blocos com 20 plantas de couve-de-folhas (*Brassica oleracea* vr *Acephala* cv Manteiga da Geórgia, Horticeres[®], Dourados, MS, Brasil) por bloco. Foram realizadas avaliações mensais ao longo de 12 meses com auxílio de lupa de bolso, selecionando-se aleatoriamente uma planta de cada bloco. Destas uma planta foi levada ao laboratório e os insetos sacrificados por congelamento para contagem do número total de adultos de *B. tabaci*.

2.5.2. Análise estatística

Portanto, fatores (pulgões, parasitoide de pulgões, parasitoide, fungo entomopatígeno, fumagina, temperatura e umidade) foram analisados para determinar, se houve interferência no número de ninfas e no número de adultos de *B. tabaci* MEAM1.

A correlação dessas variáveis específicas mencionadas foi realizada pelo método de correlação *HeatMap*. Posteriormente verificou-se qual das variáveis mais atuou na

regulação populacional *B. tabaci* MEAM1 por meio da análise *Stepwise*. O limiar de decisão da regressão múltipla *stepwise* para incluir uma determinada variável independente em cada regressão foi baseado em $P < 0,05$; foi utilizado o pacote “*olsrr*” (Hebbali, 2018) utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Bioensaio 1. *Biologia de Bemisia tabaci* MEAM1 e Tabela de Vida de Fertilidade em diferentes hospedeiros

Após os pré-testes iniciais foram selecionadas as espécies: couve-de-folhas (*B. oleracea* vr Acephala cv Manteiga Pé Alto, Feltrin[®]), Pepino (*C. sativus* vr Comprido), Soja (*G. max* vr BMX Potência RR) e Berinjela (*Solanum melongena* vr Comprida Roxa). O uso de espécies das famílias Brassicaceae, Solanaceae, Fabaceae e Cucurbitacea como hospedeiros de mosca-branca em criações é fortemente documentado (Braga Sobrinho et al., 2012; Pessoa et al., 2016; Van Den Oever-Van Den Elsen et al., 2016; Tan et al., 2016; Quintela et al., 2016; Cruz e Baldin, 2017; Liu et al., 2016). Nossos resultados iniciais revelaram essas espécies como potenciais hospedeiros para criação massal, em virtude da alta infestação por mosca-branca, praticidade de manejo, arquitetura ideal para coleta da praga e principalmente não serem alvo de viroses ou alterações fisiológicas provocadas por mosca-branca *B. tabaci* MEAM1.

A análise das características biológicas de *B. tabaci* MEAM1 evidenciou um período de incubação dos ovos de 5,2 (pepino) a 5,8 (berinjela) dias não ocorrendo diferença entre os hospedeiros (Tabela 1). Entretanto a viabilidade desses ovos não foi igual, com a menor viabilidade registrada em plantas de pepino ($58,0 \pm 1,6$ %), quando comparadas a soja e couve-de-folhas que tiveram viabilidades iguais ($98,3 \pm 1,6$ %) (Tabela 1). As moscas-brancas possuem seu ciclo de vida dividido em seis fases: o ovo, quatro ínstares ninfais e a fase adulta (Walker et al., 2010). Ensaios avaliando o período de incubação de ovos de *B. tabaci* em pepino, em três diferentes temperaturas, registraram três diferentes períodos de incubação 4,1 dias (30°C), 6,5 dias (25°C) e 11,8 dias (20°C) (Sohani et al. 2007). Outros ensaios não encontraram diferenças significativas entre o período de incubação em diferentes hospedeiros, 6,1 dias para tomate (Lorenzo et al., 2016); 8,0 a 8,6 dias para onze genótipos de feijoeiro (Peixoto e Boiça, 2014); 11 dias para sete diferentes genótipos de feijoeiro (Torres et al., 2012); de 12,1 a 13,9 dias para seis diferentes genótipos de tomateiro (Toscano et al., 2016). Altas taxas de viabilidade

(76% a 100%) foram encontradas para *B. tabaci* no estágio de ovo em diferentes hospedeiros (Lorenzo et al., 2016; Toscano et al., 2016; Jeevanandham et al., 2018).

Nossos dados corroboram com os estudos mencionados, os insetos passaram por todas as fases sem alterações no ciclo, independentemente do hospedeiro. As posturas de *B. tabaci* MEAM1 de modo geral caracterizaram-se por ovos em semicírculos ou colocados isoladamente na face abaxial das folhas, fixos por um pequeno pedicelo. Em pepino e berinjela alguns ovos foram fixados nos próprios tricomas das folhas. Os ovos eram em formato cilíndrico (grão de arroz) e apresentaram coloração esbranquiçada que foi alterada para uma coloração mais escurecida à medida que ocorria o desenvolvimento embrionário do inseto.

A duração da fase de primeiro ínstar foi maior em plantas de berinjela (3,6 dias) e menor em pepino (3,0 dias) (Tabela 1). Para ninfas de segundo ínstar a maior duração foi registrada em pepino (4,0 dias). Ninfas de terceiro ínstar em couve-de-folhas e pepino tiveram o maior período registrado da fase (5 dias). No quarto ínstar a maior duração do período foi observada para berinjela e couve-de-folhas (4,0 dias). A viabilidade do estágio ninfal obtida para cada um dos hospedeiros não diferiu estatisticamente entre si, variando de 59,7% a 72,8% de viabilidade (Tabela 2). Em diferentes temperaturas a duração das fases de primeiro até o quarto ínstar diferiram estatisticamente, oscilando entre (2,5 a 6,1 dias) para primeiro ínstar; (2,6 a 5,7 dias) para segundo ínstar; (2,2 a 3,0 dias) para terceiro ínstar e (2,3 a 7,1 dias) para ninfas de quarto ínstar, contudo observou-se que todas foram as menores durações quando comparadas a fase de ovo (Sohani, et al. 2007).

Apenas na temperatura de 25°C, foi registrada duração de (2,8 a 4,4 dias) para primeiro ínstar; (1,5 a 4,4 dias) para segundo ínstar; (2,5 a 3,8 dias) para terceiro ínstar e (2,5 a 3,9 dias) para ninfas de quarto ínstar (Baldin e Beneduzzi 2010). A maior viabilidade de ninfas de *B. tabaci* (82,7%) em três diferentes temperaturas foi observada em temperatura de 30°C (Sohani et al. 2007). Entretanto em 14 genótipos de feijão-caupi a menor (45,5%) e maior (89,1%) viabilidade ninfal foi registrada na temperatura de 25±2°C (Cruz et al., 2014); em oito genótipos de abobrinha variou de 36,1% a 100,0% (Baldin e Beneduzzi, 2010).

Observamos semelhanças entre nossos dados e os estudos citados, no que diz respeito ao período de incubação de *B. tabaci* ser o mais longo, quando comparado às demais fases. Entretanto registramos a maior duração da fase de terceiro e quarto ínstar nas plantas de pepino, berinjela e couve-de-folhas, acreditamos que a partir desse período o aumento do limbo foliar favoreceu a formação de um microclima responsável pela

variação da duração. Nossos resultados também evidenciam o bom desenvolvimento da fase imatura de *B. tabaci* MEAM1 e alta taxa de sobrevivência dos imaturos nos hospedeiros.

Todas as ninfas de *B. tabaci* MEAM1 apresentaram as mesmas características morfológicas independente das espécies hospedeiras, achatadas dorsoventralmente, hialinas no início das fases e adquirindo coloração amarelada de acordo com o desenvolvimento. As ninfas de primeiro ínstar, foram muito ativas e se locomoveram pela folha até encontrar o local mais adequado para inserir seu aparelho bucal e começar a se alimentar. Uma vez definido o local as ninfas não se movimentaram, permanecendo imóveis até a emergência do adulto. As ninfas de quarto ínstar, próximo à emergência do adulto, foi possível observar a formação dos olhos e de proto-asas. Após a emergência do adulto uma abertura em forma de “T” foi observada na ninfa de quarto instar (Figura 12).

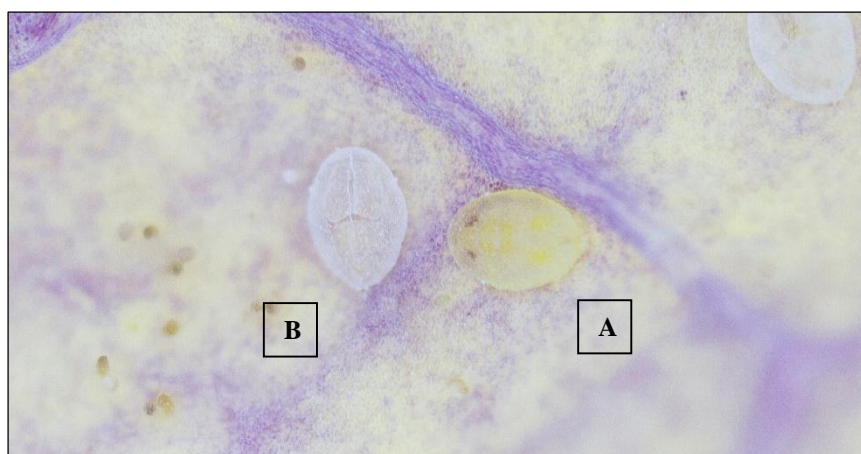


Figura 12. A. Detalhe de ninfa de quarto instar, olhos e de proto-asas formadas. B. Abertura em forma de “T” em ninfa de quarto instar após emergência do adulto.

Não foram encontradas diferenças significativas entre os períodos de pré-oviposição dos diferentes hospedeiros (Tabela 2). Com relação ao período de oviposição, a longevidade dos adultos e fecundidade eles apresentaram os menores valores para a mesma espécie hospedeira (11,3 dias), (9,6 dias) e (213,2 ovos/adulto) respectivamente em plantas de berinjela. A preferência de oviposição está positivamente relacionada à aptidão do hospedeiro para a prole, ou seja, espera-se que as fêmeas ovipositem em hospedeiros de alta qualidade para maximizar a aptidão da prole (Gripenberg et al. 2010). A presença de tricomas na planta, principalmente o ângulo do tricoma em relação à

superfície, comprimento e tipo da folha, afetam potencialmente a oviposição de mosca-branca (Channarayappa et al. 1992; Baldin et al., 2005; Cruz e Baldin 2017; Domingos et al., 2018), em estudos com variedades de *C. pepo*, as moscas-brancas ovipositaram mais em folhas com densidade menor de tricomas (Baldin e Beneduzzi, 2010).

Em contrapartida estudo avaliando o efeito dos tricomas na oviposição de mosca-branca revelou a baixa densidade de tricomas nas folhas como a principal causa dos altos níveis de não-preferência para oviposição (Silva et al., 2012). Em avaliações utilizando microscópio estereoscópico constatamos a presença de tricomas do tipo estrelado (haste principal com 4 ou mais raios) em plantas de berinjela, acreditamos que esse tipo de tricoma tenha afetado de forma negativa os adultos de mosca-branca, contudo pesquisas que envolvam biologia e comportamento de mosca-branca em plantas com diferentes tipos de tricomas devam ser exploradas.

A análise do crescimento populacional de *B. tabaci* MEAM1 nos diferentes hospedeiros, revelou que os valores da taxa líquida de reprodução (R_0) foram significativamente maiores para moscas-brancas criadas em plantas de couve-de-folhas (252,20 fêmeas) (Tabela 3). Os valores obtidos para duração média de uma geração (T) foram significativamente maiores apenas para as moscas-brancas cujo hospedeiro foram as plantas de pepino (30,02 dias). Atrelado a isso o maior o tempo de duplicação da população (TD) também foi encontrado para as moscas-brancas criadas em plantas pepino (4,38 dias), bem como o menor tempo foi encontrado para os insetos cujo hospedeiro foi a couve-de-folhas (3,50 dias). Os parâmetros de taxa intrínseca de crescimento populacional (R_m) e razão finita de aumento (λ) tiveram seus maiores valores para moscas-brancas oriundas de plantas de couve-de-folhas ($R_m = 0,198$ fêmeas/fêmea/dia; $\lambda = 1,219$ fêmeas/dia) e os menores para as moscas-brancas oriundas de plantas de pepino ($R_m = 0,158$ fêmeas/fêmea/dia; $\lambda = 1,171$ fêmeas/dia).

Bioensaios avaliando parâmetros da Tabela de Vida de Fertilidade em *B. tabaci* em tomateiros, sob diferentes temperaturas encontraram os maiores valores R_0 (45,0 descendentes) na temperatura de 31°C (Guo et al., 2012), em plantas de algodão esse número oscilou entre 18,4 – 40,7 descendentes (Samih et al., 2014). O maior tempo médio de geração registrado para mosca-branca (T) foi de 29,7-30,1 não diferindo em cinco gerações consecutivas (Guo et al., 2012). Avaliação do tempo de duplicação da população (TD) evidenciou variações 3,9-7,1 dias em algodoeiro de acordo com o biótipo de mosca-branca estudado (Samih et al., 2014). A maior taxa intrínseca de crescimento

populacional (R_m) foi observada nas três primeiras gerações de mosca-branca (0,139 – 0,146) sob temperatura de 31°C, os autores demonstraram que aumento da temperatura (37°C) reduz drasticamente o crescimento populacional (Guo et al., 2012). Os estudos sobre Tabela de Vida de mosca-branca encontraram os maiores valores da razão finita de aumento (λ) para mosca-branca oriundas de colza (*Brassica napus*) (1,191) e em plantas de tomate (*Lycopersicon lycopersicum*) (1,150 – 1,157) na temperatura de 31°C.

Nossos dados determinam que em plantas de couve-de-folhas, *B. tabaci* MEAM1, tem capacidade teórica de aumento de 252,20 fêmeas, em um intervalo médio de 27,4 dias. Cabe ainda ressaltar que a razão finita de aumento da população, ou seja, o número de indivíduos que agrega a população de *B. tabaci* MEAM1 foi superior a um, logo significou que a população de fêmeas estava crescendo em todos os hospedeiros. Entretanto ela teve o maior crescimento em plantas de couve-de-folhas.

Tabela 1. Biologia comparada de imaturos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) (média±EP) em diferentes hospedeiros confinados em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.

Hospedeiros	Dados biológicos (± EP ¹)					
	Periodo de Incubação ³ (dias)	Viabilidade dos Ovos ² (%)	Duração do 1º ínstar ⁴ (dias)	Duração do 2º ínstar ⁴ (dias)	Duração do 3º ínstar ⁴ (dias)	Duração do 4º ínstar ⁴ (dias)
Couve-de-folhas (<i>B. oleracea</i> vr Acephala cv. Manteiga Pé Alto)	5,6 ± 0,16 a	98,3 ± 1,6 a	3,2 ± 0,42 b	2,8 ± 0,42 b	5,0 ± 0,42 a	4,0 ± 0,42 a
Berinjela (<i>S. melongena</i> vr Comprida Roxa)	5,8 ± 0,13 a	80,6 ± 9,4 ab	3,6 ± 0,51 a	2,9 ± 0,31 b	4,1 ± 0,31 b	4,0 ± 0,31 a
Pepino (<i>C. sativus</i> vr Poinset)	5,2 ± 0,20 a	58,0 ± 6,7 b	3,0 ± 0,00 c	4,0 ± 0,31 a	5,0 ± 0,31 a	3,5 ± 0,52 b
Soja (<i>G. max</i> vr BMX Potência RR)	5,6 ± 0,16 a	98,3 ± 1,6 a	3,2 ± 0,42 b	2,8 ± 0,42 b	4,0 ± 0,42 b	3,0 ± 0,42 c

¹EP: erro padrão da média.

²Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-binomial, seguido pelo Teste de F (P<0,05)).

³Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-poisson, seguido pelo Teste de F (P<0,05)).

⁴Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste Teste de Friedman (P<0,05).

Tabela 2. Biologia comparada de adultos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) (média±EP) em diferentes hospedeiros confinados em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.

Hospedeiros	Dados biológicos (± EP ¹)				
	Viabilidade da fase ninfal ² (%)	Longevidade do Adulto ³ (dias)	Período de Pré-Oviposição ⁴	Período de Oviposição ³ (dias)	Fecundidade ³ (n° de ovos/adulto)
Couve-de-folhas (<i>B. oleracea</i> vr Acephala cv. Manteiga Pé Alto)	72,8 ± 4,3 a	14,1 ± 0,52 a	1,2 ± 0,42 a	12,2 ± 0,81 a	427,1 ± 40,88 a
Berinjela (<i>S. melongena</i> vr Comprida Roxa)	59,7 ± 11,1 a	11,3 ± 0,94 b	1,1 ± 0,31 a	9,6 ± 0,83 b	213,2 ± 16,12 c
Pepino (<i>C. sativus</i> vr Poinset)	71,5 ± 7,9 a	14,3 ± 0,66 a	1,1 ± 0,31 a	12,5 ± 0,73 a	281,3 ± 32,29 bc
Soja (<i>G. max</i> vr BMX Potência RR)	72,6 ± 6,6 a	14,6 ± 0,52 a	1,0 ± 0,24 a	12,8 ± 0,24 a	328,8 ± 15,81 ab

¹EP: erro padrão da média.

²Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-binomial, seguido pelo Teste de F (P<0,05).

³Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-poisson, seguido pelo Teste de F (P<0,05).

⁴Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si pelo teste Teste de Friedman (P<0,05).

Tabela 3. Estimativa dos parâmetros de crescimento populacional de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) em diferentes hospedeiros. Dourados, MS, 2017.

Hospedeiros	Parâmetros				
	Ro	T	TD	Rm	λ
Couve-de-folhas (<i>B. oleracea</i> vr Acephala cv. Manteiga Pé Alto)	252,20 (201,23 - 301,19) a	27,45 (26,51 – 28,36) b	3,50 (3,38 – 3,64) c	0,198 (0,191 – 0,205) a	1,219 (1,210 - 1,227) a
Berinjela (<i>S. melongena</i> vr Comprida Roxa)	109,79 (85,32 - 135,71) b	26,76 (25,95 – 27,55) b	4,07 (3,87 – 4,30) ab	0,171 (0,163 – 0,179) b	1,187 (1,177 - 1,196) b
Pepino (<i>C. sativus</i> vr Poinset)	122,11 (102,61 - 142,28) b	30,02 (29,10 – 30,92) a	4,38 (4,29 – 4,48) a	0,158 (0,154 – 0,161) c	1,171 (1,167 - 1,175) c
Soja (<i>G. max</i> vr BMX Potência RR)	161,00 (133,14 - 190,39) b	27,46 (26,97 – 27,95) b	3,80 (3,69 – 3,90) b	0,182 (0,177 – 0,188) b	1,200 (1,194 - 1,206) b

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna, não diferem entre si pela sobreposição dos intervalos de confiança (IC 95%).

¹R_o: taxa reprodutiva líquida; T: tempo de geração médio; TD: tempo de duplicação da população; Rm: taxa de crescimento intrínseco diária e λ : taxa diária de crescimento finito (Krebs 1994).

3.2 Bioensaio 2. Seleção de conformidade dos vasos

Os dados obtidos após 15 dias de transplante evidenciaram um aumento significativo do diâmetro do caule e número de folhas maiores ou iguais a 25 cm em plantas de vasos de 9L (testemunha) (Tabela 4). Não houve diferenças no número de folhas totais, bem como a área foliar não diferiu entre os vasos nesse período. Aos 30 e 45 dias após o transplante, todos os parâmetros foram estatisticamente maiores para as plantas em desenvolvimento nos vasos de 9L (Tabela 4). Ensaio avaliando o efeito do tamanho de recipientes para produção de hortaliças observaram que as hortaliças apresentaram melhor desenvolvimento para os recipientes com maior volume (3,4 dm³) (Pinto et al., 2018). Nossos dados revelam que a partir dos 45 dias após o transplante, as plantas de couve-de-folhas nos vasos de 9L estão com 50% ou mais das folhas totais com tamanho maior que 25cm, logo aptas para transferência e infestação em gaiola de criação (Figura 13).

Tabela 4. Efeito dos vasos no desenvolvimento de plantas de *Brassica oleracea* L. vr. Acephala cv. Manteiga aos 15, 30 e 45 dias após transplante mantidos em casa de vegetação. Dourados, MS, 2017.

Parâmetros	15 Dias Após Transplante		
	Testemunha	Vaso Autoirrigável	Vaso 5L
Altura (cm)	8,8 ± 0,8 ¹ A	7,2 ± 1,3 B	7,8 ± 1,3 AB
Diâmetro do Caule (cm)	1,0 ± 0,1 A	0,6 ± 0,1 B	0,5 ± 0,1 B
Nº de folhas (≥25cm)	2,2 ± 0,6 A	1,4 ± 0,5 B	1,4 ± 0,5 B
Nº de folhas (totais)	11,7 ± 1,0 A	11,8 ± 1,3 A	10,9 ± 0,7 A
Área foliar/planta (cm ²)	143,4 ± 79,4 A	151,5 ± 39,4 A	154,1 ± 43,1 A
Parâmetros	30 Dias Após Transplante		
	Testemunha	Vaso Autoirrigável	Vaso 5L
Altura (cm)	11,1 ± 0,8 ¹ A	8,3 ± 1,7 B	9,5 ± 1,8 AB
Diâmetro do Caule (cm)	1,1 ± 0,1 A	0,8 ± 0,1 B	0,6 ± 0,1 C
Nº de folhas (≥25cm)	4,5 ± 0,9 A	2,7 ± 1,3 B	2,3 ± 1,2 B
Nº de folhas (totais)	11,7 ± 1,0 A	12,1 ± 0,7 A	11,2 ± 1,2 A
Área foliar/planta (cm ²)	178,3 ± 6,8 A	139,7 ± 27,1 B	153,91 ± 37,3 AB
Parâmetros	45 Dias Após Transplante		
	Testemunha	Vaso Autoirrigável	Vaso 5L
Altura (cm)	12,7 ± 1,2 ¹ A	9,8 ± 1,8 B	10,7 ± 2,2 B
Diâmetro do Caule (cm)	1,2 ± 7,7 A	0,8 ± 3,73 B	0,7 ± 2,3 B
Nº de folhas (≥25cm)	7,1 ± 1,1 A	5,3 ± 0,6 B	5,2 ± 0,6 B
Nº de folhas (totais)	11,7 ± 1,0 A	12,1 ± 0,7 A	11,2 ± 1,2 A
Área foliar/planta (cm ²)	282,39 ± 79,4 A	185,4 ± 39,4 B	157,4 ± 43,1 B

*Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste Tukey HSD (P<0,05); ¹EP: erro padrão da média.

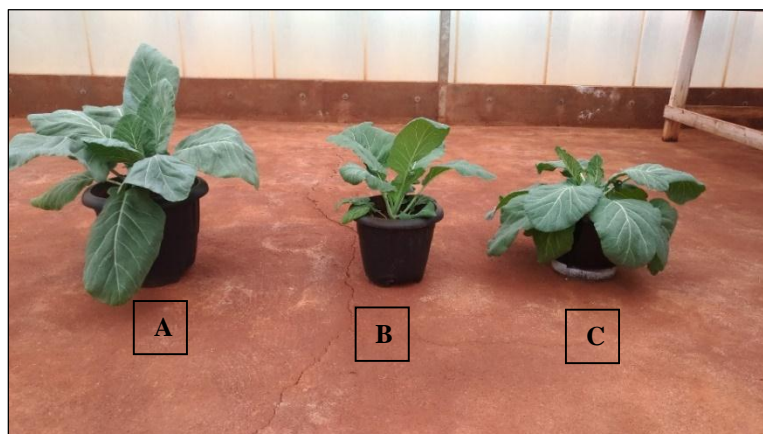


Figura 13. Plantas de couve-de-folhas com 45 dias após o transplântio nos três diferentes tipos de vasos. A. Vaso de 9L (testemunha); B. Vaso 5L; C. Vaso Autoirrigável

3.4 Técnica de Manejo dos Hospedeiros

Para o regime de regas, as plantas de couve-de-folhas foram regadas ao menos uma vez na base do caule, no início da manhã ou ao final da tarde, evitando excesso de água e principalmente o molhamento das folhas. A retirada manual das plantas daninhas nos vasos foi essencial para evitar matocompetição por nutrientes e hospedeiros para mosca-branca.

A introdução das plantas na gaiola de criação ocorreu quando as primeiras 20 plantas sadias (1º Lote) foram consideradas aptas para infestação (50% ou mais do número total de folhas comprimento ≥ 25 cm) (Figura 14).



Fonte: Barbosa, V. O.

Figura 14. Transporte de plantas de couve-de-folhas infestadas com *Bemisia tabaci* MEAM1

A cada 45 dias um novo lote foi introduzido até o 4º lote, totalizando 80 plantas na criação. Entretanto, a quantidade de plantas por lote aumentou para 30 plantas, antes

da realização de experimentos, chegando ao total de 120 plantas na gaiola de criação. Todos os lotes permaneceram suspensos em bancadas de metal, a fim de evitar a infestação por pragas de solo, desse modo, ocorreu o estabelecimento da criação e foram disponibilizados todos os estádios de desenvolvimento da praga (Figuras 15, 16 e 17).

A manutenção das plantas na criação foi realizada quando estas não emitiam folhas novas e vigorosas ou de acordo com a necessidade cotidiana do Laboratório, uma vez que as plantas da criação foram destinadas para abastecer a criações cujo hospedeiro preferencial é a mosca-branca, experimentos, ou eliminadas devido infestações de outras pragas das plantas, inimigos naturais de mosca-branca e seus fungos entomopatogênicos e fitopatogênicos.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 15. Planta hospedeira (couve-de-folhas) dispostas em bancadas de metal dentro da gaiola de criação massal.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 16. Detalhe da alta infestação de *Bemisia tabaci* MEAM1 dentro da gaiola de criação massal (vista abaxial da folha).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 17. Detalhe da alta infestação de *Bemisia tabaci* MEAM1 dentro da gaiola de criação massal (vista adaxial da folha).

3.4.1 Ocorrência de outros insetos-pragas e inimigos naturais de *Bemisia tabaci* MEAM1

O monitoramento diário na criação de mosca-branca foi realizado de modo a garantir a supressão de todos as pragas e inimigos naturais do inseto.

3.4.2 Ocorrência e controle de lagartas e pulgões

A ocorrência de insetos da Ordem Lepidoptera, como *Plutella* sp. (Lepidoptera: Plutellidae) foi muito baixa, ocorrendo duas vezes ao longo de 36 meses de monitoramento. Em contrapartida o pulgão-da-couve *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Aphididae) teve maiores pontos de infestação.

A técnica de controle utilizada na criação foi a mecânica, por meio do esmagamento do inseto na sua fase de ovo, larval e/ninfal e adulta. Esse método de controle garante que populações resistentes à produtos químicos não sejam selecionadas, algo que não pode ocorrer em criações de mosca-branca para fins de experimentação em testes de toxicidade e transmissão de viroses. Em casos extremos, de alta população desses dois insetos, recomenda-se o uso de benzoato de emamectina (Proclaim® 50 WG) para controle de *P. xylostella* na dose mínima recomendada para hortaliças e Pimetrozina (Chess® 500 WG) 1g/L de água, inofensivos para a *B. tabaci*, e lembrando que as folhas de couve da criação não devem ser usadas para consumo.

3.4.3 Ocorrência e controle de predadores

A ocorrência de insetos da Ordem Dermaptera, *Euborellia* sp. (Dermaptera: Anisolabididae) foi semelhante ao pulgão-da-couve. Não foi necessária a eliminação desse predador da criação.

Uma espécie de coccinelídeo predador ocorreu periodicamente, exemplares identificados como *Delphastus argentinus* Nunenmacher (Coleoptera: Coccinellidae), encontram-se depositados na “Coleccion Particular Guillermo González (CPGG), La Reina, Santiago, Chile” (Figura 18). Foi registrado alimentando-se de todas as fases imaturas da mosca-branca, tanto na fase larval, quanto adulta (Figura 19). A técnica de controle utilizada na criação foi a mecânica, por meio do esmagamento do inseto na sua fase larval e adulta. Em casos extremos, de alta população desses dois insetos, recomenda-se o uso de Malationa (Malathion[®] 500 CE 1mL/L de água).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 18. Identificação de espécimes de joaninhas como *Delphastus argentinus*.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 19. Infestação de *Delphastus argentificus* alimentando-se de *Bemisia tabaci* MEAM1 em plantas de couve-de-folhas.

3.4.4 Ocorrência e controle de parasitoides

Foi registrada ocorrência de himenópteros parasitoides de pulgão e da mosca-branca. Os parasitoides de pulgão foram identificados como pertencentes ao gênero *Lysiphlebus* sp. Para *B. tabaci* MEAM1, foram identificadas as espécies: *Encarsia inaron* (Walker, 1839), *E. lutea* (Mais, 1909), *E. nigricephala* (Dozier, 1937), *E. porteri* (Mercet, 1927) e *Signophora* sp. Todos os exemplares de *Encarsia* identificados encontram-se depositados na Coleção Particular Roseli Pessoa, São Paulo, Brasil (Figura 19).

Fonte: Barbosa, V. O.

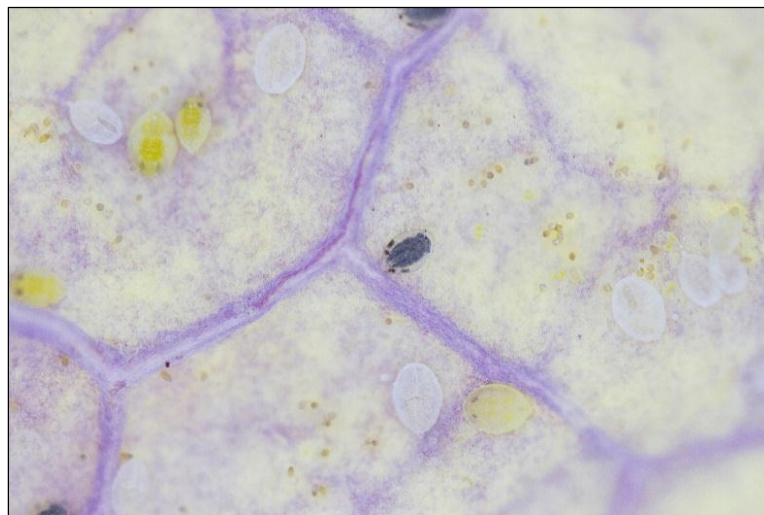


Figura 20. Ninfa de *Bemisia tabaci* MEAM1 parasitada por *Encarsia* sp.

A técnica de controle utilizada na criação foi a mecânica, por meio da retirada da folha contendo as ninfas parasitadas e adultos ou a planta inteira e posteriormente incineração do material parasitado. Em casos extremos, de alta população o uso de Malationa (Malathion[®]) 1mL/L de água.

3.4.5 Ocorrência e controle de fungos entomopatogênicos

A ocorrência de um fungo entomopatogênico foi registrada sazonalmente na criação de *B. tabaci* MEAM1. Adultos mortos e com esporulação do fungo foram coletados e levados para identificação no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal da Grande Dourados (Figura 21). O fungo foi identificado como *Isaria fumosorosea*. Para controle desse fungo foi utilizado Tebuconazol (Folicur[®] 200 EC) na dose 1mL/L de água.



Figura 21. Adultos de *Bemisia tabaci* MEAM1 mortos por *Isaria fumosorosea*.

3.4.6 Ocorrência e controle de doenças

Apenas a fusariose foi registrada na criação massal de *B. tabaci* MEAM1, causando murchamento e morte das plantas de couve-de-folhas (Figura 22). Plantas apresentando os sintomas foram enviadas para análise e após os resultados, as técnicas de controle aplicadas e incorporadas à metodologia de criação.

Para controle da doença os vasos foram previamente lavados e sanitizados com solução de hipoclorito a 10% sendo realizada aplicação de *Trichoderma harzianum* (Trichodermil[®]) para controle de *Fusarium.sp.*, no momento do transplântio das mudas para o vaso.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 22. Planta de couve-de-folhas com sintomas de fusariose, *Fusarium* sp.

3.4.7 Controle das condições ambientais

A avaliação diária da temperatura e umidade na criação de mosca-branca MEAM1 foi realizada com termohigrômetro. E as temperaturas médias máximas e mínimas foram registradas (Figura 23).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 23. Detalhe do termohigrômetro usado para avaliação diária da criação de *Bemisia tabaci* MEAM1.

3.4.8 Períodos Quentes

Durante as épocas quentes, foi instalado internamente uma tela sombrite na criação de *B. tabaci* MEAM1. Amenizando a incidência de luz e temperatura alta. (Figuras 24 e 25).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 24. Instalação do sombrite na criação de *Bemisia tabaci* MEAM1.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 25. Criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 com proteção sombrite.

3.4.9 Períodos Frios

Durante as épocas frias, foi instalado externamente uma tela do tipo lona transparente na criação de *B. tabaci* MEAM1. Amenizando a incidência dos ventos frios na direção Sul – Norte (Figuras 26 e 27).

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 26. Vista lateral da criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 com proteção externa de ona.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 27. Vista posterior da criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 com proteção externa de Lona.

3.4.10 Descarte de material infestado (resíduos orgânicos)

Independentemente da finalidade da criação massal de *B. tabaci* MEAM1, o seu estabelecimento gera uma quantidade muito alta de material infestado por insetos. O descarte de plantas infestadas no lixo comum é inviável e perigoso, uma vez que essas plantas ainda possuem uma grande quantidade de imaturos e adultos de mosca-branca.

A técnica de eliminação dos resíduos, utilizada na criação foi a compostagem, uma área longe da criação massal foi selecionada e escavada (1 x 1 x 0.30 m) onde foi depositado material vegetal, bem como substrato dos vasos utilizados (Figura 28). A cada descarte de material a composteira foi revolvida, possuindo um tecido “voil” para evitar a saída de possíveis adultos sobreviventes (Figura 29). A matéria orgânica gerada pela composteira não retornou à criação, uma vez que material contaminado por fungos ou infestado por seus inimigos naturais também foi descartado na composteira.

Fonte: Barbosa, V. O.



Figura 28. Vista superior da composteira para resíduos da criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1.



Figura 29. Vista lateral da composteira para resíduos da criação massal de *Bemisia tabaci* MEAM1 recoberta com tecido “voil”.

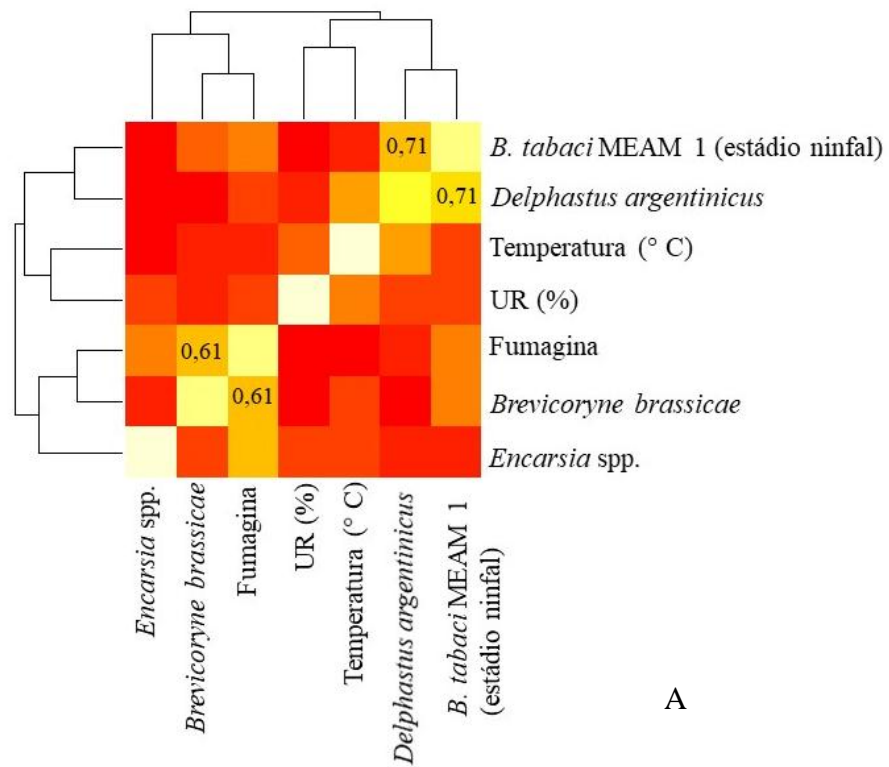
3.5 Bioensaio 3. Dinâmica populacional de *Bemisia tabaci* MEAM1 em produção massal

A análise dos dados para ninfas de mosca-branca, revelou apenas duas correlações plausíveis, ninfas de *B. tabaci* MEAM1 com o predador *D. argentinicus* (0,71) e entre o fungo fumagina e o pulgão da couve-de-folhas *B. brassicae* (0,61) (Figura 30A). Na análise dos adultos de moscas-brancas três correlações foram encontradas, entre o predador *D. argentinicus* e entre o fungo *I. fumosorosea* (0,69), entre *D. argentinicus* e a temperatura (0,61); e *I. fumosorosea* e a temperatura (0,64) (Figura 30B). A análise Stepwise para ninfas, evidenciou que o predador *D. argentinicus* foi o mais importante na regulação de imaturos de mosca-branca ($F= 47.59$; $p<0.0001$), depois houve interferência do pulgão ($F= 53.08$; $p=0.0179$), seguido do parasitismo ($F= 38.17$; $p=0.0068$) e depois efeito indireto da fumagina ($F= 33.56$; $p=0.0119$). Em adultos, a análise evidenciou que a área foliar foi o fator limitante para população de mosca-branca ($F= 3.949$; $p=0.002$) (Tabela 5).

Apesar de temperatura e umidade exercerem grande impacto nas populações de insetos, nossos dados comprovam que as técnicas utilizadas na criação massal de mosca-branca durante os períodos quentes e frios ao longo dos 12 meses de avaliação, foram eficazes, garantindo que esses fatores não tivessem influência na população. A presença do predador *D. argentinicus* e das espécies de parasitoides se mostraram exercendo grande impacto, aumentando proporcionalmente ao aumento do número de ninfas. A especificidade desses organismos para com a regulação de mosca-branca é alta, sendo

capazes de dizimar uma criação massal de *B. tabaci* em pouco tempo, principalmente quando em conjunto com *I. fumosorosea*.

Vale salientar que todas as técnicas para regulação dos inimigos naturais e demais pragas foram aplicadas após a avaliação periódica, não sendo possível analisar o impacto real de alguns agentes como do entomopatógeno *I. fumosorosea*. Entretanto, pesquisas avaliando o efeito desse fungo em conjunto com os demais inimigos naturais registrados são de extrema importância para manejo de *B. tabaci*, principalmente em cultivos protegidos. Também são válidos ensaios que avaliem a seletividade do predador *D. argentinicus* envolvendo capacidade de predação, bem como seletividade de ninfas (parasitadas e não-parasitadas).



A

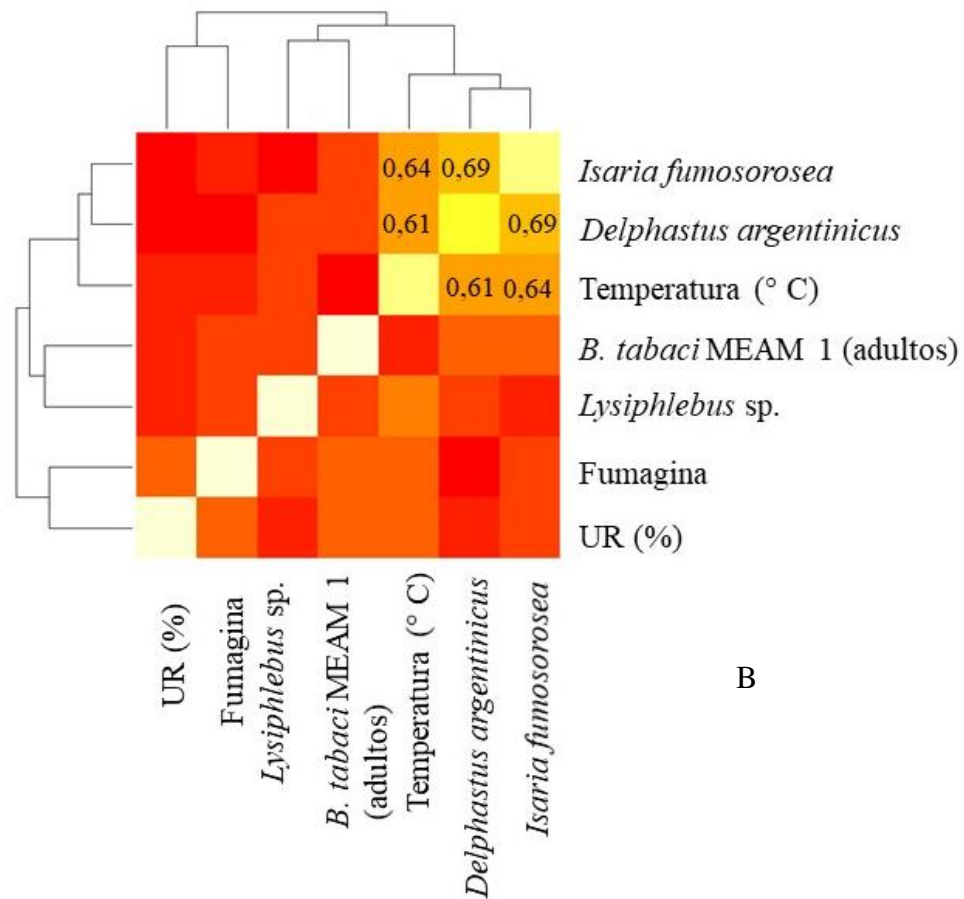


Figura 30. Gráfico de correlação *HeatMap* com ninfas (A) e com adultos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (B).

Tabela 5. Estimativa dos coeficientes da análise *stepwise* para os parâmetros de regulação de *Bemisia tabaci* MEAM1 em criação massal. Dourados, MS, 2018.

Estádio	Variável	<i>C(p)</i>	<i>AIC</i>	<i>F</i> value	<i>P > F</i>
<i>B. tabaci</i> (Ninfas)	<i>B. brassicae</i>	9.953	632.48	53.08	0.0179
	Fumagina	4.330	626.65	33.56	0.0119
	<i>Encarsia</i> spp.	8.440	631.12	38.17	0.0068
	<i>D. argentinicus</i>	41.772	654.55	47.59	<0.0001
<i>B. tabaci</i> (Adultos)	Área Foliar	2.234	191.78	5.393	0.0053

CONCLUSÕES

- Há técnica e domínio metodológico para criar massalmente a mosca-branca *B. tabaci* MEAM1, disponibilizando insetos em todas as suas fases durante todo o ano, para fins de pesquisa e experimentação;
- Couve-de folhas é o melhor hospedeiro para criação massal de *B. tabaci* MEAM1;
- O manejo de plantas hospedeiras para criação massal de mosca-branca é indicado com uma metodologia padrão (Anexo 1);
- *D. argentinus*, *Encarsia* spp. e *I. fumosorosea* são organismos que ocorrem naturalmente em criação massal de mosca-branca e demandam controle.
- *D. argentinus* e *Encarsia* spp. estão fortemente correlacionados com a população de imaturos de MEAM1.

REFERÊNCIAS

- Baldin ELL, Beneduzzi RA (2010). Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. **J. Pest. Sci.**, 83: 223-229. DOI 10.1007/s10340-010-0289-2
- Baldin E. L. L., Vendramim J. D., Lourenção A. L. (2005) Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 3, p.435–441. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300012>
- Braga Sobrinho, R., Mesquita, A., Mota, M., Dias, N. D. S., & Tavares, V. (2012). Técnica de criação da mosca-branca do meloeiro. Embrapa Agroindústria Tropical-Comunicado Técnico. **Comunicado técnico**, 198, Fortaleza.
- Broglio SMF, Cordero EP, Santos JM, Micheletti LB (2015) Registro da Cochonilha rosada-do-hibisco infestando frutíferas em Maceió, Alagoas, Brasil. **Revista Caatinga** 28: 242-248. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=237139260028>
- Cruz, P. L., Baldin, E. L., & Maria de Jesus, P. (2014). Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. **Journal of pest science**, 87(4), 639-645.
- Cruz P. L, Baldin E. L. L. (2017) Performance of *Bemisia tabaci* biotype B on soybean genotypes. **Neotropical Entomology**, v. 46, n. 2, p. 210–215. <https://doi.org/10.1007/s13744-016-0445-3>
- De Barro, P. J., Scott, K. D., Graham, G. C., Lange, C. L., & Schutze, M. K. (2003). Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. **Molecular Ecology Notes**, 3(1), 40-43.
- Domingos Gm., Baldin Ell, Canassa Vf., Silva If., Lourenção Al. (2018) Resistance of collard green genotypes to *Bemisia tabaci* Biotype B: Characterization of Antixenosis. **Neotropical Entomology**, v. 47, n. 4, p. 1-10. <https://doi.org/10.1007/s13744-018-0588-5>
- Esashika, D. A., Michereff-Filho, M., Bastos, C. S., Inoue-Nagata, A. K. Dias, A. M., & Ribeiro, M. G. (2016). Suscetibilidade de adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B a

inseticidas. **Horticultura Brasileira** 34: 189-195. DOI -
<http://dx.doi.org/10.1590/S0102-053620160000200007>

Geisler, F. C. S., Santos, J., Holdefer, D. R., & Garcia, F. R. M. (2015). Primeiro registro de *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) para o estado do Paraná, Brasil e de novos hospedeiros. **Revista de Ciências Ambientais**, 9(2), 125-129.

Gripenberg, S., Mayhew, P. J., Parnell, M., & Roslin, T. (2010). A meta-analysis of preference–performance relationships in phytophagous insects. **Ecology letters**, 13(3), 383-393.

Guo JY, Cong L, Zhou ZS, Wan FH (2012) Multi-generation life tables of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) under high-temperature stress. **Environmental entomology**, 41(6), 1672-1679. <https://doi.org/10.1603/EN12108>

Horowitz, A. R., Kontsedalov, S., Denholm, I., & Ishaaya, I. (2002). Dynamics of insecticide resistance in *Bemisia tabaci*: a case study with the insect growth regulator pyriproxyfen. **Pest Management Science: formerly Pesticide Science**, 58(11), 1096-1100.

Hothorn, T., Bretz, F., Westfall, P., (2008). Multcomp: Simultaneous inference in general parametric models. **Biometrical Journal**. 50(3):346-363.

Inoue-Nagata, A. K., Lima, M. F., & Gilbertson, R. L. (2016). A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, 34(1), 8-18.

Jeevanandham, N., Marimuthu, M., Natesan, S., Gandhi, K., & Appachi, S. (2018). Plant resistance in chillies *Capsicum* spp against whitefly, *Bemisia tabaci* under field and greenhouse condition. **JEZS** 6: 1904-1914.

Krebs, C.J. **Ecology: The experimental analysis of distribution and abundance**. Harper & Row, New York, 1994, 801p.

Liu G., Ma H., Xie H., Xuan N., Guo X., Fan Z., Rajashekar B, Arnaud P, Offmann B, Picimbon, J F (2016) Biotype characterization, developmental profiling, insecticide response and binding property of *Bemisia tabaci* chemosensory proteins: role of CSP in insect defense. **PLoS One**, 11: 1-29. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0154706>

Lorenzo, M. E., Grille, G., Basso, C., & Bonato, O. (2016). Host preferences and biotic potential of *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in tomato and pepper. **Arthropod-Plant Interactions**, 10(4), 293-301.

Marcolini, M. W., Cecílio Filho, A. B., & Barbosa, J. C. (2008). Equações de regressão para a estimativa da área foliar de couve-folha. **Científica**, 33(2), 192-198.

Mckenzie CL, Bethke JA, Byrne FJ, Chamberlin JR, Dennehy TJ Dickey AM, Gilrein D, Hall P M, Ludwig S, Oetting RD, Osborne LS, Schmale L, Shatters Jr RG (2012) Distribution of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in North America after the Q invasion. **J. Econ. Entomol.**, 105:753-766. <https://doi.org/10.1603/EC11337>

McKenzie, C. L., Kumar, V., Palmer, C. L., Oetting, R. D., & Osborne, L. S. (2014). Chemical class rotations for control of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on poinsettia and their effect on cryptic species population composition. **Pest management science**, 70: 1573-1587. <https://doi.org/10.1002/ps.3736>

Moral RA, Hinde J, Demétrio CGB (2017) “Half-Normal Plots and Overdispersed Models in R: The hnp package” **Journal of Statistical Software**, 81(10): 1-23. Doi: 10.18637/jss.v081.i10

Parra, J. R. (2012). The evolution of artificial diets and their interactions in science and technology. Insect bioecology and nutrition for integrated pest management. **CRC Press**, Boca Raton, FL.

Perring, T. M., Stansly, P. A., Liu, T. X., Smith, H. A., & Andreason, S. A. (2018). Whiteflies: Biology, Ecology, and Management. In Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato (pp. 73-110). **Academic Press**. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802441-6.00004-8>

Pessoa R, Rossi GD, Busoli AC (2016). Transgenic Cotton-Fed *Bemisia tabaci* (Gennadius)(Hemiptera: Aleyrodidae) Affects the Parasitoid *Encarsia desantisi* Viggiani (Hymenoptera: Aphelinidae) Development. **Neotrop. Entomol.** 45:102-106. DOI 10.1007/s13744-015-0336-z

Pinto, A. A., Santana, L. D., da Camara, F. T., Rodrigues, W. Á. D., & Da Silva, F. E. (2018). Duração da luminosidade e tamanho de recipientes para a produção de alface em hortas urbanas. **Journal Of Neotropical Agriculture**, 5(3), 20-29.

Peixoto, M. L., & Boiça Júnior, A. L. (2014). Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. **Arquivos do Instituto Biológico**, 81(2), 134-139.

Quintela, E. D., Abreu, A. G., Lima, J. F. D. S., Mascarin, G. M., Santos, J. B. D., & Brown, J. K. (2016). Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in maize fields (*Zea mays* L.) in Brazil. **Pest Management Science**, 72(11), 2181-2187.

R Core Team (2018). **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.

Sohani N Z, Shishehbor P, Kocheili F (2007) Thermal effect on the biology and life tables of *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). **Pakistan J. Biol. Sci**, 10: 4057-4062. <http://docsdrive.com/pdfs/ansinet/pjbs/2007/4057-4062.pdf>

Samih, M. A., Zarabi, M., Yazdani, M., & Rouhani, M. (2014). Biological traits and Life table parameters A and B biotype of *Bemisia tabaci* (Genn.) on cotton and rapeseed. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, 57(3), 309-316.

Silva, C. G., Souza, B., Auad, A. M., Bonani, J. P., Torres, L. C., Carvalho, C. F., & Ecole, C. C. (2004). Desenvolvimento das fases imaturas de *Chrysoperla externa* alimentadas com ninfas de *Bemisia tabaci* criadas em três hospedeiros. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 39(11), 1065-1070.

Silva, J. P. G. F., Baldin, E. L. L., de Souza, E. S., & Lourenção, A. L. (2012). Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. **Chilean Journal of Agricultural Research**, 72(4), 516.

Suekane, R., Degrande, P. E., de Lima Junior, I. S., de Queiroz, M. V. B. M., & Rigoni, E. R. (2013). Danos da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) e distribuição vertical das ninfas em cultivares de soja em casa de vegetação. **Arquivos do Instituto Biológico**, 80(2), 151-158.

Tan, X., Hu, N., Zhang, F., Ramirez-Romero, R., Desneux, N., Wang, S., & Ge, F. (2016). Mixed release of two parasitoids and a polyphagous ladybird as a potential strategy to control the tobacco whitefly *Bemisia tabaci*. **Scientific reports**, 6, 28245.

Torres, L. C., Souza, B. D., Lourenção, A. L., Costa, M. B., Amaral, B. B., Carbonell, S. A. M., ... & Tanque, R. L. (2012). Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia**, 71(3), 346-354.

Toscano, L. C.; Boiça Júnior, A. L.; Martins, G. L. M.; Maruyama, W. I. (2016) Biologia de *Bemisia tabaci* (genn.) biótipo B (Hemiptera:Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro em duas épocas. **Revista de Agricultura Neotropical**, 3: 1-6.

Trani, P. E., Tivelli, S. W., Blat, S. F., Praela-Pantano, A., Teixeira, E. P., Araújo, H. S., Novo, M. C. S. S. (2015). **Couve de folha: do plantio à pós-colheita**. Campinas: Instituto Agronômico.

Undesa. United Nations, Department of Economic and Social Affairs, Population Division (2015). **World Population Prospects: The 2015 Revision, Key Findings and Advance Tables**. Working Paper No. ESA/P/WP.241.

Van Den Oever- Van Den Elsen F, Lucatti AF, Van Heusden S, Broekgaarden C, Mumm R, Dicke M, Vosman B (2016) Quantitative resistance against *Bemisia tabaci* in *Solanum pennellii*: Genetics and metabolomics. **J. Integr. Plant Biol**, 58:397-412. <https://doi.org/10.1111/jipb.12449>

Walker, G.P., Perring, T.M., Freeman, T.P., 2010. Life history, functional anatomy, feeding, and mating behavior. In: Stansly, P.A., Naranjo, S.E. (Eds.) ***Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest***. Springer, New York, USA, pp. 109–160.

CAPÍTULO III

Controle de *Bemisia tabaci* (MEAM1) com óleos botânicos e sua seletividade a *Delphastus argentinicus* e *Encarsia inaron*

(De acordo com as normas do periódico “Scientia Horticulturae” com adaptações para as normas de “Redação de Tese” da Universidade Federal da Grande Dourados)

Controle de *Bemisia tabaci* (MEAM1) com óleos botânicos e sua seletividade a

Delphastus argentinicus e *Encarsia inaron*

RESUMO

A mosca-branca causa danos diretos na planta hospedeira por meio da perfuração do floema para se alimentar e, indiretos, após a injeção de toxinas, causando alterações fisiológicas no vegetal. Entre suas espécies, a *Bemisia tabaci* Middle East Asia Minor 1 (MEAM1, conhecida como biótipo B) se destacam como as mais invasivas. Existem poucos estudos documentando o efeito de óleos botânicos para controle de *B. tabaci* MEAM1 e o efeito colaterais desses sobre os inimigos naturais desta praga. Os objetivos deste estudo foram: avaliar a eficácia de produtos comerciais de origem botânica em comparação com os de origem sintética, referidos para controle de mosca-branca em *B. tabaci* MEAM1 e determinar os efeitos diretos desses produtos sobre o predador *Delphastus. argentinicus* e o parasitoide *Encarsia inaron*. O experimento foi realizado em casa de vegetação e sala climatizadas. Foram avaliados o efeito direto dos produtos em ninfas de 3º e 4º ínstar de *B. tabaci* (MEAM1); o efeito direto e subletal dos produtos ao adulto do predador *D. argentinicus*, bem como os efeitos direto e subletal dos produtos ao parasitoide *E. inaron* utilizando um sistema de exposição para aplicação de produtos em inimigos naturais. Os produtos Benevia[®], Óleo de Eucalipto, Oberon[®] e Orobor[®] podem ser utilizados para controle de ninfas de terceiro e quarto ínstar de *B. tabaci* MEAM1, o óleo de Eucalipto na concentração de 4% e Orobor[®] podem ser usados em conjunto com liberação de *D. argentinicus* e *E. inaron* no controle de *B. tabaci* MEAM1, em cultivo protegido.

PALAVRAS-CHAVE: mosca-branca, inimigo natural, pesticidas naturais, efeito colateral

1. INTRODUÇÃO

A mosca-branca *Bemisia tabaci* Genn. (Hemiptera: Aleyrodidae) é um dos insetos-praga de maior plasticidade ambiental e versatilidade alimentar que se tem registro, o que contribui para torná-la uma das mais importantes espécies daninhas à agricultura em todo o mundo (Brown 2010). Embora esse inseto tenha sido considerado um grupo de espécies-irmãs (Gill e Brown, 2010), ele é considerado hoje um complexo de 24 espécies morfologicamente indistinguíveis (De Barro et al., 2011). Segundo Brown (2010), as espécies do complexo *B. tabaci* podem ser diferenciadas via análise molecular, como a eletroforese de aloenzimas proteicas, RAPD-PCR (*Randomly amplified polymorphic DNA–polymerase chain reaction*), AFLP, mtCO1 (*mitochondrial cytochrome oxidase 1*) e 16s, ribossômicas, ITS1 (*Nuclear ribosomal intergenic transcribed spacer 1*), microssatélites, CAPS (*Sequence characterized amplified region*) e SCAR (*cleavage amplified polymorphic sequence*).

Nesse complexo, as espécies *B. tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1, conhecida como biótipo B) e Mediterranean (MED, conhecida como biótipo Q) se destacam como as mais invasivas devido suas características fenotípicas variáveis, incluindo ampla gama de hospedeiros, alto potencial reprodutivo, alta dispersão, capacidade de vetorização de vírus, capacidade de induzir distúrbios fisiológicos nas plantas e evoluir à resistência aos inseticidas químicos (Dinsdale et al., 2010; Stansly e Naranjo, 2010; McKenzie et al., 2014). Entretanto, a maior parte das espécies no complexo *B. tabaci* possui uma única espécie de planta hospedeira conhecida, logo MEAM1 e MED são consideradas exceções no complexo, alimentando-se de diferentes plantas hospedeiras (Perring et al., 2018).

A mosca-branca causa danos diretos na planta hospedeira por meio da perfuração do floema para se alimentar e injeção de toxinas, causando alterações fisiológicas no vegetal (Navas-Castillo et al., 2011). Os danos indiretos ocorrem através da transmissão de inúmeros fitovírus e da excreção de *honeydew* que promove o desenvolvimento de fungos do gênero *Capnodium* que, por sua vez, causam depreciação estética de folhas e frutos, além de prejudicar a fotossíntese (Stansly e Naranjo, 2010).

Na prática do Manejo Integrado de Pragas, o controle emergencial e efetivo de *B. tabaci* ainda é muito dependente de substâncias químicas sintéticas (inseticidas) para prevenir a ocorrência do dano econômico. Dentre elas, os produtos do grupos dos neonicotinoides têm sido os principais, particularmente aqueles que são relativamente

estáveis no solo e efetivamente absorvidos pelo sistema radicular (Bass et al., 2015; Smith et al., 2016) em tratamento de sementes e também são usados em pulverização, em rotação de modos de ação ou misturas com diamida antranílica, regulador de crescimento de insetos ou inibidor de acetil CoA, estes três últimos grupos são mais ativos sobre ninfas (Perring, et al., 2018).

O controle biológico com predadores e parasitoides também tem sido amplamente utilizado no manejo da mosca-branca (Khan, et al., 2015; Rincon, et al., 2016; Karut, et al., 2018; Tian, et al., 2019). Por exemplo, joaninhas do gênero *Delphastus* (Coleoptera: Coccinellidae) têm sido citadas como boas candidatas ao controle biológico de mosca-branca, em virtude das altas taxas de consumo de presas, alta longevidade do adulto e elevadas taxas de fecundidade (Heinz et al. 1999; Baldin et al., 2011). Dentre elas, espécie *D. argentinicus* Nunenmacher se destaca no consumo das fases imaturas de *B. tabaci*, entretanto são escassas as informações sobre a espécie, apesar de sua distribuição no Brasil registrada nos estados de São Paulo e Mato Grosso (Gordon, 1970), Rio Grande do Sul (Arioli, et al., 1986) e mais recentemente em Mato Grosso do Sul (Barbosa, et al., 2018).

Dentre os parasitoides de ninfas de mosca-branca, destaca-se o gênero *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae), muito utilizado para fins de controle biológico desta praga em casa de vegetação, além de ser um dos agentes biológicos mais bem sucedidos na culturas de estufa em todo o mundo (Wang et al., 2019a; Wang et al., 2019b). Por sua vez, a espécie *E. inaron* Walker se destaca por ser parasitoide primário de várias espécies de mosca-branca, incluindo *B. tabaci* (Mohyuddin et al., 1989; Polaszek et al., 1992; Shishehbor, 2001), quando suas fêmeas colocam ovos no interior das ninfas do aleirodídeo, ainda se destaca por ser uma espécie bem adaptada a ambientes com temperaturas mais altas (Behnam-Oskuyee, et al., 2018)

Dentre os esforços mais atuais em experimentar métodos naturais para controlar mosca-branca está incluso o uso de óleos, sabões e detergentes (Buitenhuns, et al., 2016) que juntamente com o aumento dos casos de populações resistentes (Bass, et al., 2015; Ran, et al., 2018), diversas pesquisas por métodos alternativos de controle ocorrem nos últimos anos, incluindo o uso de óleos botânicos (Baldin, et al., 2015; Fogné et al., 2017; Pereira, et al., 2018; Gamboa-Angulo, et al., 2019). Os óleos atuam interferindo, de modo lento e gradual, na respiração e metabolismo do inseto, de acordo com a sua composição química, podendo também impedir a oviposição e repelir insetos adultos (Fogné et al., 2017).

Neste contexto, o controle de *B. tabaci* é extremamente difícil, independentemente do sistema de produção (orgânico ou convencional) adotado pelos produtores ao redor do mundo. No entanto, os produtores orgânicos enfrentam uma situação ainda mais complexa, uma vez que a maioria das práticas de manejo de pragas é desenvolvida para produtores convencionais, que são os grandes mercados de pesticidas, e cuja utilização geralmente não é autorizada na produção orgânica.

Uma redução adicional em densidade de mosca-branca poderia ser alcançada incorporando *D. argentinicus* e *E. inaron* a tratamentos fitossanitários com produtos comerciais de origem natural, como óleos botânicos, objetos deste estudo, que apresentam riscos mínimos para organismos de controle biológico (Razze, et al., 2016). Por outro lado, é importante considerar que nem todos os inseticidas orgânicos são inócuos para os agentes de controle biológico (Biondi et al. 2012).

Existem poucos estudos documentando o efeito de óleos botânicos para controle de *B. tabaci* MEAM1 e o efeito colaterais deles sobre os inimigos naturais desta praga. Portanto, os objetivos deste estudo foram: 1) avaliar a eficácia de produtos comerciais de origem botânica em comparação com os de origem sintética, referidos para controle de mosca-branca em *Bemisia tabaci* MEAM1 e 2) determinar os efeitos diretos desses produtos sobre o predador *D. argentinicus* e o parasitoide *E. inaron*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Local do experimento

O experimento foi realizado em casa de vegetação ($30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase) e sala climatizadas ($25 \pm 1^\circ$ C, $70 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase), ambos ambientes pertencentes ao Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal da Grande Dourados, no município de Dourados, Estado de Mato Grosso do Sul (latitude $22^\circ 19' 70''$ longitude $54^\circ 93' 31''$ W altitude de 400m).

Obtenção e manutenção da mosca-branca

Os adultos de mosca-branca utilizados nos ensaios vieram de uma criação massal da praga, mantida em uma estrutura de alvenaria exclusiva para criação e proteção dos insetos (6,0 m \times 3,0 m \times 2,0 m) cobertura de policarbonato, permitindo a passagem de

luz; as partes laterais e frontal foram protegidos com telas anti-insetos OptiNet® 50 (tamanho do orifício 0,26 x 0,91mm).

Para manter a população de *B. tabaci*, plantas de *Brassica oleracea* L. var *acephala* (cv. Manteiga Geórgia, Horticultores, Dourados, MS, Brasil) foram previamente cultivadas na casa de vegetação, mantida a $30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase, e posteriormente levadas para casa de criação massal. Cada planta foi cultivada em vasos plásticos com capacidade de 9,0L contendo uma mistura de solo peneirado, areia grossa, e substrato comercial (VidaVerde®, MS, Brasil) na proporção 1:1:1. Os vasos (9,0 L) contendo *B. oleracea* var. *acephala* foram monitorados diariamente para fins de rega e controle de competidores das plantas e da mosca-branca, seguindo a metodologia descrita no Capítulo II.

A caracterização molecular de *B. tabaci* MEAM1 foi realizada antes do início da pesquisa. Os ácidos nucleicos totais foram extraídos de cada indivíduo seguindo um método Chelex modificado. Adultos de *B. tabaci* foram esmagados e homogeneizados em 20 µl de solução Chelex a 5% em um tubo Eppendorf de 0,2 ml. O tubo foi agitado por alguns segundos e depois incubado a 56° C por 15 min e a 99° C por 3 min. Após centrifugação a 14.000 rpm por 5 min, o sobrenadante foi então coletado e utilizado como modelo para a amplificação por PCR. Todas as amostras de DNA foram submetidas primeiro à análise de PCR para diferenciar MEAM1 de MED usando o par de primers Bem23F (5'-CGGAGCTTGCGCCTTAGTC-3') e Bem23R (5'-CGGCTTTATCATAGCTCTCGT-3') que amplia um locus microssatélites de cerca de 200 pb e 400 bp para MEAM1 e MED (De Barro et al., 2003).

Obtenção e manutenção do predador e parasitoide

A população do predador (*D. argentinus*) e do parasitoide (*E. inaron*) foram iniciadas a partir de insetos adultos capturados na própria criação de mosca-branca. As populações foram mantidas em gaiolas separadas de madeira contendo plantas de *Brassica oleracea* L. var *acephala* (cv. Manteiga Geórgia, Horticultores, Dourados, MS, Brasil), oriundas da casa de criação, infestadas de mosca-branca. Na população do parasitoide, gaiolas (50cm x 50cm x 50cm) recobertas com tecido “voil” foram utilizadas dentro da gaiola de madeira para garantir a homogeneidade da população. Devido à alta especificidade desses inimigos naturais para a mosca-branca, apenas a reposição de plantas infestadas oriundas da casa de criação foi suficiente para manter densa a população dos inimigos naturais e disponibilizá-los para bioensaios. Todas as criações

foram registradas no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado, do Ministério do Meio Ambiente, com número de cadastro A00E433.

Produtos comerciais e óleos essenciais

Seis produtos (Tabela 1) indicados para o controle de mosca-branca, ou que têm relatos de algum efeito tóxico para o inseto, foram testados. Sendo três produtos comerciais e três extratos a base de óleo essencial. A dose utilizada correspondeu à máxima dose recomendada para a cultura utilizada mais o tratamento controle, composto por água destilada. Pré-testes foram realizados utilizando 1% a 5% dos extratos a base de óleos essenciais, a concentração utilizada nos ensaios, foi a menor concentração comum obtida sem que as folhas da planta sofressem algum tipo de fitotoxicidade, mediante testes prévios. Todos os óleos seguem as exigências listadas no Regulamento Técnico para os Sistemas Orgânicos de Produção Animal e Vegetal (Brasil, 2011).

Tabela 1. Tratamentos utilizados para controle de ninfas de 3º e 4º ínstars de *Bemisia tabaci* MEAM1 e avaliação da seletividade ao parasitoide *Encarsia inaron* e ao predador *Delphastus argentificus*

Nome Técnico	Princípio Ativo	Grupo Químico	C ¹
Formulação comercial			
Benevia [®] 100 OD	ciantraniliprole	Diamida antranflica	1,25 L/ha
Oberon [®] 240 SC	espiromesifeno	Cetoenol	0,6 L/ha
Orobor [®]	óleo essencial de <i>Citrus</i> sp.	Orgânico	0,5 L/ha
Formulação manipulada			
Óleo de Mamona	óleo essencial de <i>Ricinus</i> sp.	Orgânico	4%
Óleo de Eucalipto	óleo essencial de <i>Eucalyptus globulus</i>	Orgânico	4%
Óleo de Alho	óleo essencial de <i>Allium sativum</i>	Orgânico	4%

¹Dosagem do produto. (L/ha ou % para 500mL de água)

Bioensaio 1.

1.1. Efeito direto dos produtos em ninfas de 3º e 4º ínstars de Bemisia tabaci MEAM1

O primeiro ensaio avaliou os tratamentos em ninfas de terceiro e quarto ínstares de mosca-branca. Para obtenção dos insetos na fase desejada, plantas de soja (*Glycine max* cv. BMX Potencia RR) no estágio V3 foram transferidas para casa de criação e permaneceram por 24h, período necessário para oviposição. As plantas permaneceram em vasos plásticos com capacidade de 5L preenchidos com a mistura (solo-areia-substrato) citada anteriormente, com correções para a cultura da soja, com uma planta/vaso, no total de 60 vasos.

Após a remoção dos adultos, os vasos contendo as plantas com posturas de até 24 horas foram levados para casa de vegetação climatizada ($30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase). Trinta vasos foram selecionados quando a maioria das ninfas realizavam a segunda ecdise e outros trinta apenas quando realizavam a terceira ecdise. Dois trifólios foram selecionados e apenas trinta ninfas de terceiro ínstar permaneceram no folíolo, totalizando 90 ninfas/trifólio. Todas as demais fases foram retiradas com auxílio de pincel, o mesmo procedimento foi feito para as ninfas de quarto ínstar. A densidade mínima de 30 insetos por folíolo foi estabelecida com ensaios prévios de semi-campo em gaiolas.

Os produtos foram aplicados na região abaxial das folhas após o processo de remoção do excesso de ninfas. Os tratamentos foram aplicados com um pulverizador manual até o ponto de escorrimento (simulando 400 L de calda/ha). A sobrevivência da mosca-branca do terceiro ínstar foi avaliada após 24h, 48h e 72h. Foram consideradas ninfas mortas quando houve mudança da cor, murchamento, desprendimento da folha e principalmente não liberação de exsudato açucarado pela ninfa. Para as ninfas do quarto ínstar, a sobrevivência foi avaliada por meio da emergência ou não do adulto, através da presença do pupário vazio (De Armas et al., 2019). O experimento foi em blocos casualizados com cinco repetições (dois trifólios por repetição, totalizando 10 trifólios por tratamento).

Bioensaio 2.

*2.1 Efeito direto dos produtos aos adultos do predador *Delphastus argentinicus**

No segundo ensaio 400 adultos do predador *D. argentinicus* foram coletados com auxílio de aspirador entomológico e separados em 4 tubos de ensaio de fundo chato (100 insetos por tubo, 50 machos e 50 fêmeas). O ensaio ocorreu em laboratório, a exposição aos inseticidas realizadas em uma sala própria e, posteriormente, os insetos foram

transferidos para outra sala isolada e climatizada com temperaturas ($25\pm 2^\circ\text{C}$), umidade relativa ($70\pm 10\%$) e fotoperíodo (12h claro/12h escuro) regulados.

Arenas feitas com placa de Petri contendo papel absorvente foi criada para liberação dos insetos e exposição ao produto (10 insetos/placa). Apenas quatro dos produtos testados para mosca-branca foram selecionados para serem aplicados sobre o predador, controle negativo (água destilada), controle positivo (Benevia[®]), óleo de eucalipto e Orobor[®]. Os demais tratamentos foram descartados por causarem efeitos adversos como: fitotoxicidade ou adesividade dos insetos pela pegajosidade do óleo. Cada tratamento foi aplicado diretamente nos insetos após a liberação deles nas arenas, na dosagem recomendada (Tabela 1). Após 1h, a mortalidade foi verificada e os adultos sobreviventes registrados.

2.2 Efeito subletal dos produtos aos adultos do predador *Delphastus argentinicus*

Cinco casais oriundos do ensaio anterior foram selecionados para avaliação do efeito subletal dos produtos. Durante o ensaio os adultos receberam água por meio de um pequeno chumaço de algodão umedecido. O alimento, ou seja, as ninfas oferecidas aos insetos predadores, foi fornecido por meio de um disco foliar ($7,06\text{ cm}^2$) oriundo da criação de mosca-branca infestado com ninfas de terceiro e quarto ínstaes do inseto, um disco a cada 24 horas. As avaliações terminaram após o surgimento da primeira postura do *D. argentinicus* e, posteriormente, com a avaliação da sua viabilidade (Hassan, et al., 1985; De Armas, et al., 2019).

Para observações da fecundidade e viabilidade da postura, foi adaptado um sistema de exposição criado exclusivamente para testes de inimigos naturais aos resíduos dos pesticidas. Esse sistema consistiu em um conjunto de gaiolas (para a exposição dos inimigos naturais aos produtos testados contidos no substrato ofertado) (Figura 1) conectadas entre si por um sistema de ventilação cuja função é impedir o acúmulo de gases tóxicos no interior das gaiolas (Figura 2) (Miranda, 2010).

Fonte: Miranda, G. A. 2010

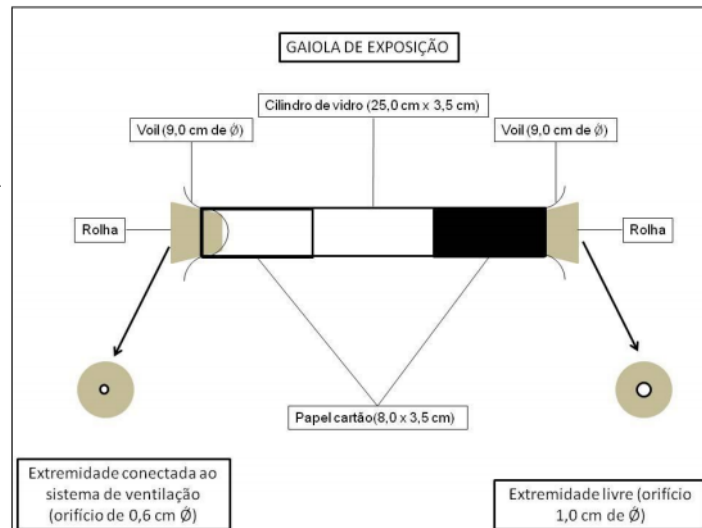


Figura 1. Gaiola de exposição do Sistema.

Fonte: Barbosa, V. O.

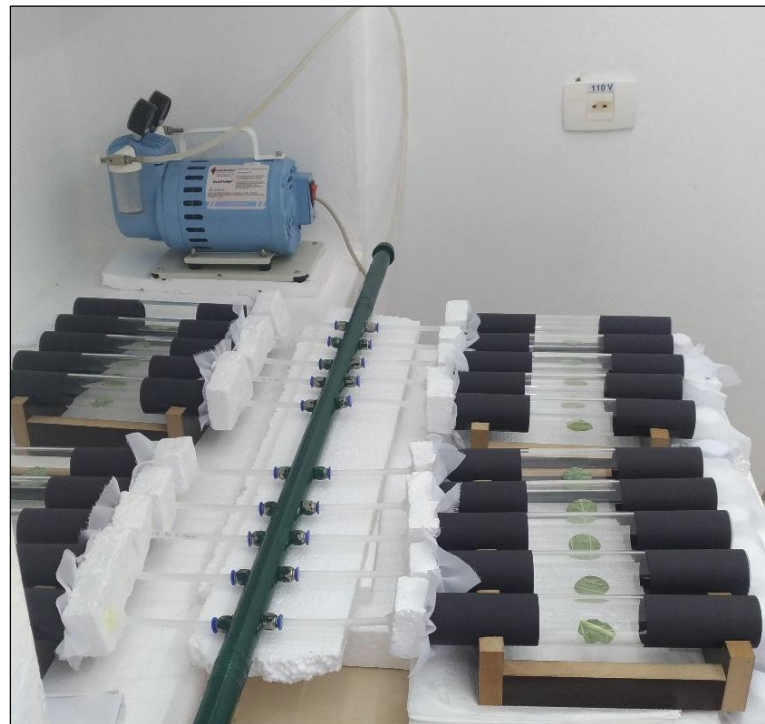


Figura 2. Sistema de exposição dos inimigos naturais aos pesticidas

Bioensaio 3.

3.1. Efeito direto dos produtos ao parasitoide *Encarsia inaron*

No terceiro ensaio pupas do parasitoide *E. inaron* foram coletadas da criação, com auxílio de alfinete entomológico. As pupas do parasitoide encontravam-se no interior do pupário da mosca-branca, dando ao pupário uma coloração escura a medida que o

desenvolvimento do parasitoide ocorria. Nessa fase, além de fácil identificação das ninfas parasitadas, elas já não estão fixadas fortemente na planta hospedeira, facilitando a separação da ninfa parasitada, da folha da planta.

A metodologia de contato residual para testar os efeitos dos produtos em adultos do parasitoide, foi adaptada do método padrão da IOBC para *E. formosa* (Hoogcarspel e Jobsen, 1984; Hassan et al., 1985). O local e a unidade de exposição para o teste de contato residual em adultos foram os mesmos descritos no bioensaio anterior. Entretanto, nossa estrutura foi desenvolvida com um número maior de gaiolas de exposição.

Dois dias antes da emergência dos adultos do parasitoides *E. inaron*, 400 pupas foram agrupadas em placas de Petri revestidas com papel absorvente (10 pupas/placa), onde cada tratamento recebeu 10 placas, totalizando 100 pupas por tratamento. A aplicação dos produtos foi realizada de acordo com a Tabela 1. Após a emergência do adulto, a mortalidade média por tratamento foi calculada e corrigida de acordo com Abbott (1925) e usada para medir o efeito do produto químico (Veire et al., 2002).

3.2. Efeito subletal dos produtos aos adultos do parasitoide Encarsia inaron

O bioensaio consistiu em avaliar alguns dos aspectos biológicos dos adultos de *E. inaron* que foram expostos aos tratamentos: Controle positivo (Benevia[®]), Óleo de eucalipto, Orobor[®] e controle negativo = testemunha (água destilada).

Adultos sobreviventes do ensaio anterior foram selecionados para avaliação do efeito subletal dos produtos. Foram formados cinco casais, com exceção do tratamento contendo Benevia[®] em que apenas um adulto emergiu. Durante o ensaio, os adultos receberam água por meio de um pequeno chumaço de algodão umedecido. Um disco de foliar (7,06 cm²) oriundo da criação de mosca-branca infestado com 40 ninfas entre terceiro e quarto ínstars do inseto foi ofertado a cada 24 horas, fornecendo assim alimento e hospedeiro para parasitismo. As avaliações terminaram após a morte dos parasitoides com a avaliação dos parâmetros biológicos: longevidade, número médio de ninfas parasitadas durante todo o ciclo e viabilidade do parasitismo (Hassan, et al., 1985).

Análise dos Dados

Foram gerados Modelos Lineares Generalizados com as distribuições Poisson, Quasi-Poisson e Binomial negativo para os dados de contagem e Binomial, Quasi-binomial e Betabinomial para os dados de proporção. O modelo Quasi-binomial foi o que

melhor se ajustou aos dados de mortalidade das ninfas de terceiro e quarto ínstares, número médio de predadores vivos por placa, número médio de ovos eclodidos do predador, número médio de parasitoides vivos por placa, número médio de ninfas parasitadas e viabilidade das ninfas parasitadas, obtidos pela função *cbind*.

O modelo Quasi-poisson foi o que melhor se ajustou aos dados do número médio de ovos do predador e longevidade do parasitoide. A verificação da qualidade dos ajustes dos modelos de Quasi-poisson e Quasi-binomial foram feitas com uso de gráfico meio-normal de probabilidades com o envelope o pacote Half-Normal Plots (Moral et al., 2017). Quando houve diferenças significativas na análise de variância, as médias foram comparadas pelo teste de F ($P < 0.05$), por meio da função “*glth*” do pacote “*multcomp*” (Hothorn et al., 2008) utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Efeito direto dos produtos em ninfas de Bemisia tabaci MEAM1

Para as ninfas de terceiro ínstar, os dados mostraram que nas primeiras 24h, a mortalidade de mosca-branca foi menor com aplicação de Orobor® (36,6%), se assemelhando ao tratamento controle, que diferiu estatisticamente de Benevia® (100,0%), óleo de mamona (57,3 %), óleo de eucalipto (56,3%), óleo de alho (45,6%) e Oberon® (40,6%) (Tabela 2). No mesmo período de tempo óleo de mamona, óleo de eucalipto, Oberon® e óleo de alho apresentaram mortalidade intermediária (Tabela 2), diferindo da observada na testemunha positiva (Benevia®) e na testemunha negativa (controle).

Os inseticidas do grupo das diamidas antranílicas têm sido amplamente aplicados para controlar as populações de muitas pragas de insetos, sendo o ciantraniliprole o mais tóxico para as espécies de *B. tabaci* em sua fase imatura e adulta (Wang et al., 2017). Embora já registrada a resistência da espécie *B. tabaci* MED ao ciantraniliprole (Ran et al., 2018), nossos dados comprovam a susceptibilidade da população de *B. tabaci* MEAM1 em teste ao Benevia®, corroborando a sua escolha como testemunha positiva ideal para os ensaios.

Tabela 2. Mortalidade (porcentagem \pm EP)¹ de ninfas de 3° e 4° instares de *Bemisia tabaci* MEAM1 após aplicação de diferentes produtos visando seu controle. Dourados, MS, 2018.

Tratamentos	Mortalidade (% \pm EP ¹)			
	Ninfas de 3° instar			Ninfas de 4° instar (“pupa”)
	24h	48h	72h	
Benevia®	100,0 \pm 0,0 a	-	-	-
Óleo de Mamona	57,3 \pm 7,7 b	78,0 \pm 3,73 ab	88,6 \pm 2,3 a	91,0 \pm 2,3 a
Óleo de Eucalipto	56,3 \pm 7,1 b	56,3 \pm 7,1 ab	76,3 \pm 7,5 ab	84,3 \pm 4,6 a
Óleo de Alho	45,6 \pm 8,0 b	58,33 \pm 4,8 b	69,6 \pm 7,1 ab	83,3 \pm 4,8 a
Oberon®	40,6 \pm 9,5 b	70,0 \pm 8,5 ab	81,3 \pm 5,9 ab	87,3 \pm 6,7 a
Orobor®	36,6 \pm 6,5 c	41,9 \pm 5,5 c	63,6 \pm 8,9 b	71,3 \pm 7,2 a
Testemunha	31,3 \pm 11,7 c	36,0 \pm 11,4 c	38,0 \pm 11,6 c	35,0 \pm 6,1 b

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Teste de F (P<0,05); ¹EP: erro padrão da média.

Após 48h da aplicação dos produtos, Benevia®, óleos de mamona e eucalipto e Oberon® foram os produtos que causaram maior mortalidade das ninfas, estatisticamente superiores a Orobor® e do controle, que tiveram as menores mortalidades do período. Bioensaios utilizando extrato das sementes de mamona mostrou alta toxicidade, tanto para fase imatura, quanto para adulta de *B. tabaci* (Khalil, et al., 2010). O efeito direto dos óleos essenciais nos insetos é parcialmente atribuído a uma interferência na respiração do inseto, bloqueando o sistema traqueal, resultando em asfixia (Schoonhoven, 1978; Hewlett, 1975) ou imobilização rápida (Obeng-Ofori e Reichmuth, 1999). Não foi avaliado nesse estudo o efeito dos óleos na fisiologia da mosca-branca, porém alguns sintomas como a pausa na alimentação das ninfas, constatada pela não liberação do *honeydew* e posterior escurecimento dos indivíduos foram notados apenas nas ninfas tratadas com óleos essenciais.

Extratos que não apresentam efeito tóxico direto, como os obtidos de espécies de eucalipto como *Corymbia citriodora*, apresentaram efeito atrativo para adultos de duas espécies de mosca-branca em concentrações de 0,1 a 1% do extrato de suas folhas (Houssein, et al., 2017). Entretanto o óleo essencial de *Eucalyptus globulus* teve efeito repelente, porém não tóxico para adultos de *B. tabaci* (Emilie et al., 2015). Também não foi encontrado efeito inseticida do Orobor®, ao avaliar o seu potencial como produto alternativo ao controle de *Thaumastocoris peregrinus* (Lorencetti, et al., 2015). Nossos dados apontam um efeito tóxico do óleo de *Eucalyptus globulus* na concentração de 4%

para ninfas de terceiro ínstar de mosca-branca, causando pausa da alimentação do inseto e morte.

Após 72h, todos os produtos testados provocaram uma alta mortalidade quando comparados ao tratamento controle (testemunha negativa). Orobor[®] diferiu estatisticamente da testemunha negativa, mas não diferiu estatisticamente dos óleos de eucalipto e alho e o Oberon[®], entretanto diferenciou-se de Benevia[®] e Óleo de Mamona, que apresentaram as mais elevadas mortalidades (Tabela 2). O efeito do óleo de laranja a 1% foi observado em ninfas de mosca-branca, onde constatou uma mortalidade superior a 81% das ninfas em 15 dias após aplicação (De Almeida, et al., 2014). Apesar de ser um fertilizante foliar, o Orobor[®] demonstrou possuir um efeito complementar à fertilização no controle de ninfas de mosca-branca, após 72h da aplicação sobre o 3º ínstar. Estudos adicionais avaliando o efeito combinado de fertilizante e inseticida em mosca-branca são necessários, principalmente devido aos relatos de seu efeito repelente em campo.

No ensaio realizado em ninfas de quarto ínstar de *B. tabaci*, observou-se que todos os produtos testados foram estatisticamente semelhantes à testemunha positiva (Benevia[®]), diferindo apenas do tratamento controle (Tabela 2). De forma geral, óleos de secagem lenta parecem ter uma maior eficácia contra ninfas de mosca-branca em comparação com óleos de secagem rápida (De Almeida et al., 2014). Ensaios com óleos essenciais evidenciaram que eles podem atuar formando uma película de cobertura impedindo a respiração tanto de larvas, quanto de insetos adultos (Konstantopoulou et al., 2002; Hussein, et al., 2005). A nossa hipótese é que os óleos, em que a secagem é mais lenta, são mais eficazes em causar alterações no metabolismo do inseto através do bloqueio da respiração num momento de intensa atividade metabólica que é o que antecede a emergência dos adultos (metamorfose).

Efeito direto dos produtos aos adultos do predador Delphastus argentinicus

Ao avaliar a seletividade dos produtos ao adulto do predador *D. argentinicus*, constatamos que 1h após aplicação, apenas Benevia[®] ($1,5 \pm 0,22$ adultos/placa) diferiu estatisticamente dos demais tratamentos [óleo de eucalipto ($9,0 \pm 0,14$ adultos/placa); Orobor[®] ($9,5 \pm 0,16$ adultos/placa) e controle em que não houve mortalidade ($10,0 \pm 0,0$ adultos/placa) (Tabela 3). Nossos resultados permitiram classificar os produtos de acordo com os parâmetros da IOBC, como nocivo para Benevia[®] (85,0% de mortalidade) e inofensivo para óleo de eucalipto (10,0% de mortalidade) e Orobor[®] (5,0% de mortalidade) (Tabela 3) em exposição direta dos adultos aos tratamentos.

Tabela 3. Número médio de insetos vivos por placa ($N \pm SE$) e mortalidade corrigida (M %) de adultos de *Delphastus argentinicus* expostos por 1h aos produtos comerciais, utilizados para controle de *Bemisia tabaci* MEAM1.

Tratamentos	Princípio Ativo	Dosagem	Nº de adultos testados	$N \pm SE^a$	M (%) ^b	Classe IOBC/WPRS ^c
Testemunha	água destilada	-	100	$10,0 \pm 0,0$ a	-	-
Óleo de Eucalipto	óleo <i>E. globulus</i>	4%	100	$9,0 \pm 0,14$ a	10,0	1
Orobor [®]	óleo <i>Citrus</i> sp.	0,5 L/ha	100	$9,5 \pm 0,16$ a	5,0	1
Benevia [®]	ciantraniliprole	100g/L	100	$1,5 \pm 0,22$ b	85,0	4

$p < 0.001$

Temperatura de $25 \pm 2^\circ$, umidade $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12h

^a Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-binomial, seguido pelo Teste de F ($P < 0,05$))

^b Mortalidade corrigida calculada pela fórmula $M\% = \left[\frac{C-T}{C} \right] \times 100$ proposta por Abbott (1925), em que C = número de sobreviventes da testemunha e T = número de sobreviventes do tratamento.

^c Classes de toxicidade propostas pelo IOBC/WPRS para estudos de seletividade em inimigos naturais: 1, inofensivo ($M < 25\%$); 2, ligeiramente prejudicial ($25\% \leq M < 50\%$); 3, moderadamente prejudicial ($50 \leq M < 75\%$) e 4, nocivo ($M \geq 75\%$) como proposto por Hassan et al (1985).

A mortalidade dos insetos causada pelo ciantraniliprole pode ocorrer por absorção tópica (contato) ou ingestão (sistemicamente), por meio da liberação descontrolada de cálcio das células musculares dos insetos, sendo os receptores de rianodina os locais de ação do produto na junção nervo-músculo, logo tanto pragas, quanto inimigos naturais se tornam alvos (Selby et al., 2013; Singh, et al., 2016; Machado et al., 2019). Apesar disso, alguns estudos mostraram que o ciantraniliprole pode ser moderadamente prejudicial para inimigos naturais, causando alterações do crescimento (Amarasekare et al., 2016; Beers et al., 2016; Mills et al., 2016).

Esse estudo mostrou que Benevia[®], na dose mais alta recomendada para controle de mosca-branca é diretamente letal para adultos de *D. argentinicus*, especialmente 1h após aplicação, foi observada movimentação das pernas posteriores do inseto adulto, entretanto esse movimento não foi suficiente para classificar os insetos como vivos, sendo considerados movimentos involuntários causados pelo Benevia[®].

Pesquisas com inseticidas botânicos, a base de óleos essenciais de citronela, eucalipto, alho e neem causam mortalidade de inimigos naturais, devido à sua toxicidade (Maia e Mood, 2011; Ndakidemi, et al., 2016). Entretanto avaliações de outros tipos de óleos essenciais como Negramina, foram não tóxicos a coccinelídeos predadores, como

em *Coleomegilla maculata* (DeGeer) e *Eriopis connexa* (Germar) não causou mortalidade tanto para larvas, quanto para adultos das espécies de predadores (Toledo et al., 2019). O conhecimento detalhado de inseticidas sintéticos ou com origem botânica por meios de óleos essenciais são de grande importância para um manejo ideal dos insetos praga como *B. tabaci*, quer seja pelo aumento de populações resistentes, ou pela seletividade dos produtos testados aos inimigos naturais.

Efeito subletal dos produtos aos adultos do predador Delphastus argentinus

Ao avaliar o número de ovos da primeira postura do predador *D. argentinus*, observamos que não houve influência dos produtos na fecundidade do predador (Tabela 4). O mesmo se observa na fertilidade desses ovos que para Benevia® (1.0 ± 0.00 ovos viáveis), óleo de eucalipto (1.4 ± 0.40 ovos viáveis) e Orobor® (2.2 ± 0.48 ovos viáveis) não se verificaram diferenças entre os tratamentos, incluindo o controle (3.2 ± 0.86 ovos viáveis) (Tabela 4).

Tabela 4. Fecundidade e fertilidade da primeira postura de *Delphastus argentinus* após a exposição a diferentes produtos comerciais no controle de *Bemisia tabaci* MEAM1. Dourados, MS, 2018.

Tratamentos	Número médio de ovos (± EP)	Número médio de ovos eclodidos (± EP)
Testemunha	3,6 ± 0,86 a	3,2 ± 0,86 a
Óleo de Eucalipto	2,0 ± 0,44 a	1,4 ± 0,40 a
Orobor®	2,8 ± 0,37 a	2,2 ± 0,48 a
Benevia®	4,0 ± 0,00 a	1,0 ± 0,00 a
	<i>p</i> =0.3652	<i>p</i> =0.3252

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de F ($P < 0,05$); ¹EP: erro padrão da média.

Alguns inseticidas sintéticos podem diminuir fortemente a fecundidade e fertilidade de joaninhas predadoras (Fernandes et al., 2016; Jiang et al., 2018b; He et al., 2020), bem como o período de oviposição da fêmea (Jiang et al., 2018a; He et al., 2019). Vários outros estudos também relataram que concentrações subletais de clorantniliprole e ciantraniliprole (diamidas antranílicas) influenciam em alguns parâmetros biológicos dos coleópteros *Harmonia axyridis*, *Hippodamia convergens*,

Lissorhoptus oryzaophilus e *Callosobruchus maculatus* aumentando tempo de desenvolvimento de larvas e pupas (Moscardini et al., 2015; Nawaz et al., 2017).

O mesmo efeito subletal de baixa fertilidade foi observado para alguns tipos de óleos essenciais, como o de neem nos predadores *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) e *Coleomegilla quadrifasciata* (Coleoptera: Coccinellidae) (De Armas, et al., 2019). Neste estudo, demonstramos o potencial do óleo essencial de *Eucalyptus globulosus* e produto comercial Orobor[®] controlando ninfas de mosca-branca e descrevemos a segurança desses produtos ao serem combinados com a espécie de joaninha *D. argentinicus*. Nossos resultados não identificaram efeito subletal quando as joaninhas foram expostas a mesma concentração dos produtos Óleo de Eucalipto, Orobor[®] e Benevia[®] que mataram as ninfas de *B. tabaci*, entretanto são necessários mais estudos sobre os efeitos dos defensivos agrícolas no predador *D. argentinicus*, principalmente sobre a capacidade de predação.

Efeito direto dos produtos ao parasitoide Encarsia. inaron

Ao avaliar a seletividade dos produtos aos adultos do parasitoide *E. inaron*, constatamos que o menor número de insetos adultos que emergiram das pupas foi o valor registrado para Benevia[®] ($0,1 \pm 0,10$ adultos/placa), diferindo entre óleo de eucalipto ($6,8 \pm 0,29$ adultos/placa) e Orobor[®] ($8,1 \pm 0,23$ adultos/placa), estes por sua vez foram estatisticamente semelhantes entre si (Tabela 5), mas diferindo de Benevia[®] e do tratamento controle (este com $9,2 \pm 0,29$ adultos/placa). De acordo com as mortalidades obtidas, os produtos testados foram classificados como nocivo para Benevia[®] (98,91% de mortalidade), ligeiramente prejudicial para óleo de eucalipto (26,08% de mortalidade) e inofensivo para Orobor[®] (11,95% de mortalidade) (Tabela 5).

Tabela 5. Número médio de insetos vivos por placa ($N \pm SE$) e mortalidade corrigida (M %) de ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1 parasitadas por *Encarsia inaron* expostos por 1h a produtos comerciais

Tratamentos	Princípio Ativo	Dosagem	Pupas testadas (n)	$N \pm SE^a$	M (%) ^b	Classe IOBC/WPRS ^c
Testemunha	água destilada	-	100	$9,2 \pm 0,29$ a	-	-
Óleo de Eucalipto	óleo <i>E. globulus</i>	4%	100	$6,8 \pm 0,29$ b	26,08	2
Orobor [®]	óleo <i>Citrus</i> sp.	0,5 L/ha	100	$8,1 \pm 0,23$ b	11,95	1
Benevia [®]	ciantraniliprole	1,25 L/ha	100	$0,1 \pm 0,10$ c	98,91	4

Temperatura de $25 \pm 2^\circ$, umidade $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12h

^a Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-binomial, seguido pelo Teste de F ($P < 0,05$))

^b Mortalidade corrigida calculada pela fórmula $M\% = \left[\frac{C-T}{C} \right] \times 100$ proposta por Abbott (1925), em que C = número de sobreviventes do controle e T = número de sobreviventes do tratamento.

^c Classes de toxicidade propostas pelo IOBC/WPRS para estudos de seletividade em inimigos naturais: 1, inofensivo ($M < 25\%$); 2, ligeiramente prejudicial ($25\% \leq M < 50\%$); 3, moderadamente prejudicial ($50 \leq M < 75\%$) e 4, nocivo ($M \geq 75\%$) como proposto por Hassan et al., (1985).

O uso de pesticidas com atividade seletiva é um dos meios utilizados para minimizar os efeitos nocivos dos produtos fitossanitários nos inimigos naturais, evitando assim surtos secundários das pragas (Sabahi, et al., 2011). Dentro do grupo, não-alvo, os himenópteros parasitoides são mais suscetíveis a produtos fitossanitários com toxicidade por contato (Wang, et al., 2019). Entre os cinco parasitoides testados em bioensaios toxicológicos, *Encarsia formosa* foi a mais suscetível a todos os 26 produtos fitossanitários testados, dentre eles o ciantraniliprole em estudos realizados por (Kim, et al., 2018). Ensaios comprovaram a alta toxicidade de ciantraniliprole aos parasitoides *E. formosa* (Wang, et al., 2019), *Diglyphus isaea* (Walker) e *Aphidius colemani* Viereck após aplicação tópica (Amarasekare, et al., 2013).

Entretanto, em outros trabalhos a exposição de resíduos do mesmo mostrou-se levemente tóxico para adultos de *E. formosa*, *Bracon nigricans* Szépligeti e inofensivos a *Tamarixia triozae* (Burks) (Liu, et al., 2012; Tiwari, et al., 2013). A aplicação formulações de extratos botânicos também apresentaram toxicidade mínima contra organismos não-alvo e um pequeno impacto no desenvolvimento e sobrevivência de parasitoides (Tang et al., 2002; Ahmed et al. 2012; Ullah, et al., 2017).

A proteção oferecida a *E. inaron* pelo tegumento do hospedeiro, provavelmente diminuiu o impacto dos óleos sobre os insetos, funcionando como um refúgio físico,

entretanto essa proteção não foi suficiente em aplicações de Benevia®. Com base nos critérios da IOBC, o Benevia® foi classificado como nocivo a *D. argentinicus* e *E. inaron*. Podemos inferir que os dois outros materiais comerciais testados são relativamente compatíveis com o controle biológico.

Efeito subletal dos produtos aos adultos do parasitoide E. inaron

O efeito subletal dos produtos ao adulto do parasitoide *E. inaron* foi observado por meio da longevidade, número de ninfas parasitadas e a viabilidade dos parasitoides da segunda geração. Constatamos que a longevidade dos adultos foi menor quando esses insetos tiveram contato com Benevia® ($4,0 \pm 0,0$ dias), enquanto com os demais produtos não houveram diferenças estatísticas significativas: controle ($15,4 \pm 1,83$ dias), óleo de eucalipto ($14,2 \pm 1,95$ dias) e Orobor® ($16,6 \pm 1,46$ dias). Quanto ao número de ninfas parasitadas pelos adultos de *E. inaron*, não ocorreram diferenças significativas entre controle ($15,34 \pm 1,27$ ninfas/disco), óleo de eucalipto ($12,12 \pm 1,99$ ninfas/disco) e Orobor® ($13,87 \pm 1,09$ ninfas/disco). Apenas um adulto (macho) do parasitoide emergiu das pupas no tratamento com Benevia®, não havendo parasitismo. (Tabela 6).

Tabela 6. Efeito subletal de produtos comerciais utilizados para o controle de *Bemisia tabaci* MEAM1 ao parasitoide *Encarsia inaron*.

Tratamentos	Dosagem	Longevidade (dias) ^a	Nº médio de ninfas parasitadas (n) ^a	Viabilidade (%) ^b
Testemunha	-	$15,4 \pm 1,83$ a	$15,34 \pm 1,27$ a	$75,6 \pm 2,29$ a
Óleo de Eucalipto	4%	$14,2 \pm 1,95$ a	$12,12 \pm 1,99$ a	$90,9 \pm 1,92$ a
Orobor®	0,5 L/ha	$16,6 \pm 1,46$ a	$13,87 \pm 1,09$ a	$84,3 \pm 7,83$ a
Benevia®	1,25 L/ha	$4,0 \pm 0,0$ b	-	-
		$p = 0.006$	$p = 0.386$	$p = 0.287$

Temperatura de $25 \pm 2^\circ$, umidade $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12h

^a Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição Quase-Poisson, seguido pelo Teste de F ($P < 0,05$))

^b Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição binomial, seguido pelo Teste do χ^2 ($P < 0,05$))

Ao avaliar, as toxicidades de ciantraniliprole em parasitoides do gênero *Encarsia* observou-se a necessidade de testes dos efeitos subletais desse produto (Wang, et al., 2019). Bioensaios avaliando o efeito de extratos de folhas de *Laurelia sempervirens* sobre

Encarsia formosa demonstraram efeito na diminuição da taxa de parasitismo de mais de 20%, bem como na viabilidade dos descendentes (Zapata, et al., 2016). Outros extratos como de *Echinophora platyloba* (Umbelliferae), foram considerados menos prejudiciais à sobrevivência, longevidade e fecundidade de *Encarsia formosa*, quando comparados a abamectina, ao avaliar os efeitos subletais dos produtos (Rashidi, et al., 2018).

Nossos dados têm similaridade com pesquisas já realizadas, evidenciando uma acentuada diminuição da longevidade dos parasitoides quando expostos anteriormente ao produto químico sintético. Provavelmente o modo de ação do Benevia® permite que o produto atinja o interior do hospedeiro, onde está localizado o parasitoide em seu estágio imaturo, influenciando nos aspectos biológicos da fase adulta. Diferentemente do que foi observado para os produtos com a base de óleo essencial, em que o tegumento da ninfa de *B. tabaci* não permite que o produto entre em contato direto com o parasitoide. A alta longevidade, fecundidade e fertilidade do parasitoide obtidos mesmo com aplicação dos produtos comerciais permite que eles sejam usados em conjunto para o controle de *B. tabaci* em sistemas de cultivo em que químicos sintéticos não são permitidos, entretanto são necessários mais estudos sobre a atividade residual, avaliando os riscos de exposição e aceitação para os consumidores de produtos agrícolas.

4. CONCLUSÕES

- Os produtos Benevia®, Óleo de Eucalipto, Oberon® e Orobor® podem ser utilizados para controle de ninfas de terceiro e quarto ínstar de *B. tabaci* MEAM1;
- Óleo de Eucalipto na concentração de 4% e Orobor® podem ser usados em conjunto com liberação de *D. argentinicus* e *E. inaron* no controle de *B. tabaci* MEAM1, em cultivo protegido.

5. REFERÊNCIAS

- Abbott, W. S. (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. **J. econ. Entomol**, 18(2), 265-267.
- Ahmed, R., J. Yousaf, M. Saleem, And T. Niaz. Efficacy of mineral oil in combination with lower doses of insecticides against cotton mealybug, *Phenacoccus solenopsis*. **J. Agric. Res.** 50: 103. 2012.
- Amarasekare Kg, Shearer Pw. Laboratory bioassays to estimate the lethal and sublethal effects of various insecticides and fungicides on *Deraeocoris brevis* (Hemiptera: Miridae). **J Econ Entomol** 106:776-785. 2013.
- Amarasekare, K.G., Shearer, P.W., Mills, N.J. Testing the selectivity of pesticide effects on natural enemies in laboratory bioassays. **Biol. Control** 102, 7–16. 2016.
- Arioli, M. C. S.; Link, D. On the occurrence of *Delphastus argentinicus* Nunenmacher, 1937 at Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista do Centro de Ciências Rurais** (Brazil), 1986.
- Baldin, E. L. L.; Schlick-Souza, E. C.; Fujihara, R. T.; Lourenção, A. L.; González, G. Ocorrência de *Delphastus davidsoni* (Coleoptera: Coccinellidae) predando *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em cultivo protegido no Brasil. Boletín de Sanidad Vegetal. **Plagas**, v. 37, p. 27-30, 2011.
- Baldin, E. L., Aguiar, G. P., Fanela, T. L., Soares, M. C., Groppo, M., & Crotti, A. E. (2015). Bioactivity of Pelargonium graveolens essential oil and related monoterpenoids against sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci* biotype B. **Journal Of Pest Science**, 88(1), 191-199.
- Barbosa, V. O.; Degrande, P. E.; Gonzalez, G. Predação de *Delphastus argentinicus* em *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B sob cultivo protegido no Mato Grosso do Sul. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 27., e Congresso Latino-Americano de Entomologia, 10., 2018, Gramado. **Anais eletrônicos...** Gramado: SEB, 2018. Disponível em: <https://seb.org.br/up/historico%20cbe/xxvii_congresso_entomologia.pdf>. Acesso em: 15/10/2019.

- Bass, C., Denholm, I., Williamson, M. S., & Nauen, R. (2015). The global status of insect resistance to neonicotinoid insecticides. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, 121, 78-87.
- Beers, E.H., Mills, N.J., Shearer, P.W., Horton, D.R., Milickzy, E.R., Amarasekare, K.G., Gontijo, L.M., 2016. Nontarget effects of orchard pesticides on natural enemies: lessons from the field and laboratory. **Biol. Control** 102, 44–52, 2016.
- Behnam-Oskuyee, S., Ziaee, M., & Shishehbor, P. (2018). Evaluation of different insecticides for the control of sugarcane whitefly, *Neomaskellia andropogonis* Corbett (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences**.
- Biondi, A., Desneux, N., Siscaro, G., & Zappalà, L. (2012). Using organic-certified rather than synthetic pesticides may not be safer for biological control agents: selectivity and side effects of 14 pesticides on the predator *Orius laevigatus*. **Chemosphere**, 87(7), 803-812.
- Brasil. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. (2011). Instrução Normativa nº 46, de 6 de outubro de 2011. Estabelece o regulamento técnico para os sistemas orgânicos de produção animal e vegetal. **Diário Oficial [da] União**.
- Brown, J. K. Phylogenetic Biology of the *Bemisia tabaci* Sibling Species Group In: P.A. Stansly, S.E. Naranjo (eds.), **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**, p. 31-69, 2010.
- Buitenhuis, R., Brownbridge, M., Brommit, A., Saito, T., & Murphy, G. (2016). How to start with a clean crop: biopesticide dips reduce populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on greenhouse poinsettia propagative cuttings. **Insects**, 7(4), 48.
- De Almeida Marques, M., Quintela, E. D., Mascarin, G. M., Fernandes, P. M., & Arthurs, S. P. (2014). Management of *Bemisia tabaci* biotype B with botanical and mineral oils. **Crop Protection**, 66, 127-132.
- De Armas, F. S., Grützmacher, A. D., Nava, D. E., Rakes, M., Bueno, F. A., & Pasini, R. A. (2019). Selectivity of pesticides used in peach orchards to eggs and pupae of the predators *Chrysoperla externa* and *Coleomegilla quadrifasciata*. **Semina: Ciências Agrárias**, 40(4), 1427-1440.

- De Barro, P. J., Liu, S. S., Boykin, L. M., & Dinsdale, A. B. (2011). *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual review of entomology**, 56, 1-19.
- De Barro, P. J., Scott, K. D., Graham, G. C., Lange, C. L., & Schutze, M. K. (2003). Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. **Molecular Ecology Notes**, 3(1), 40-43.
- Dinsdale, A., Cook, L., Riginos, C., Buckley, Y. M., & De Barro, P. (2010). Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. **Annals of the Entomological Society of America**, 103(2), 196-208.
- Emilie, D., Mallent, M., Menut, C., Chandre, F., & Martin, T. (2015). Behavioral response of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to 20 plant extracts. **Journal Of Economic Entomology**, 108(4), 1890-1901.
- Fernandes, M. E., Alves, F. M., Pereira, R. C., Aquino, L. A., Fernandes, F. L., & Zanuncio, J. C. (2016). Lethal and sublethal effects of seven insecticides on three beneficial insects in laboratory assays and field trials. **Chemosphere**, 156, 45-55.
- Fogné, D.S., Olivier, G., Bassolé, I. H., Nébié, R. C. (2017). Susceptibility of MED-Q1 and MED-Q3 Biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) populations to essential and seed oils. **Journal Of Economic Entomology**, 110(3), 1031-1038.
- Gamboa-Angulo, M., Cruz-Estrada, A., Medina-Baizabal, I. L., & Ruiz-Sánchez, E. (2019). Effect of *Eugenia winzerlingii* extracts on *Bemisia tabaci* and evaluation of its nursery propagation. *Phyton*, **International Journal of Experimental Botany**, 88(2), 161-170.
- Gill R. J.; Brown J. K. Systematics of *Bemisia* and *Bemisia* Relatives: Can Molecular Techniques Solve the *Bemisia tabaci* Complex Conundrum – A Taxonomist’s Viewpoint. In: Stansly, P. A., & Naranjo, S. E. (Eds.). (2010). **Bemisia: bionomics and management of a global pest**. Springer Science & Business Media.
- Gordon, Robert D. A review of the genus *Delphastus* Casey (Coleoptera: Coccinellidae). Revisión del género *Delphastus* Casey (Coleoptera: Coccinellidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington.**, v. 72, n. 3, p. 356-369, 1970.

- Hassan, S. A., Bigler, F., Blaisinger, P., Bogenschütz, H., Brun, J., Chiverton, P., Zon, A. Q. (1985). Standard methods to test the side-effects of pesticides on natural enemies of insects and mites developed by the IOBC/WPRS Working Group “Pesticides and Beneficial Organisms.” **EPPO Bulletin**, 15(2), 214–255.
- He, F., Sun, S., Tan, H., Sun, X., Shang, D., Yao, C., Jiang, X. (2019). Compatibility of chlorantraniliprole with the generalist predator *Coccinella septempunctata* L.(Coleoptera: Coccinellidae) based toxicity, life-cycle development and population parameters in laboratory microcosms. **Chemosphere**, 225, 182-190.
- He, F., Sun, S., He, L., Qin, C., Li, X., Zhang, J., & Jiang, X. (2020). Responses of *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae) to sulfoxaflor exposure. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, 187, 109849.
- Heinz, K. M., Brazzle, J. R., Parrella, M. P., & Pickett, C. H. (1999). Field evaluations of augmentative releases of *Delphastus catalinae* (Horn)(Coleoptera: Coccinellidae) for suppression of *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) infesting cotton. **Biological Control**, 16(3), 241-251.
- Hewlett, P. S., 1975. Lethal action of a refined mineral oil on adult *Sitophilus granarius* (L.). **Journal of Stored Product Research**, 11, 119 – 120
- Hoogcarspel, A.P. & Jobsen, J.A. (1984) Laboratory method for testing the side effects of pesticides on *Encarsia formosa* (Hymenoptera, Aphelinidae). Results with pesticides used on tomato in glasshouses in the Netherlands. **Zeitschrift fur Angewandte Entomologie** 97, 268-278.
- Hothorn, T., Bretz, F., Westfall, P., (2008). Multcomp: Simultaneous inference in general parametric models. **Biometrical Journal**. 50(3):346-363.
- Hussein, K.T. Suppressive effects of *Calendula micrantha* oil and gibberelic acid (PGR) on reproductive potential of the Mediterranean fruit fly *Ceratitis capitata* Wied. (Diptera: Tephritidae). **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, v.35, n.2, p.365-377, 2005.
- Hussein, H. S., Salem, M. Z., & Soliman, A. M. (2017). Repellent, attractive, and insecticidal effects of essential oils from *Schinus terebinthifolius* fruits and *Corymbia citriodora* leaves on two whitefly species, *Bemisia tabaci*, and *Trialeurodes ricini*. **Scientia horticultrae**, 216, 111-119.

Jiang, J., Zhang, Z., Yu, X., Ma, D., Yu, C., Liu, F., & Mu, W. (2018a) Influence of lethal and sublethal exposure to clothianidin on the seven-spotted lady beetle, *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology and environmental safety**, 161:208-213. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.05.076>

Jiang, J., Zhang, Z., Yu, X., Yu, C., Liu, F., & Mu, W. (2018b). Sublethal and transgenerational effects of thiamethoxam on the demographic fitness and predation performance of the seven-spot ladybeetle *Coccinella septempunctata* L.(Coleoptera: Coccinellidae). **Chemosphere**, 216, 168-178. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2018.10.126>

Khan, Imtiaz Ali; WAN, Fang-Hao. Prey consumption by *Harmonia axyridis* of unparasitized and *Encarsia formosa* parasitized *Bemisia tabaci* biotype B prey. **J Entomol Zool Stud**, v. 3, p. 122-127, 2015.

Khalil, N. S., Elseedi, H. R., Saleh, M. A., Salama, M. S., & Hamed, M. S. (2010). Biocidal activity of some castor extracts against the whitefly (*Bemisia tabaci* Genn)(Homoptera: Aleyrodidae). **Egypt. Academic Journal of Biological Sciences**, 2(1), 31-38.

Karut, Kamil; Kazak, Cengiz; Döker, İsmail. Potential of single and combined releases of *Eretmocerus mundus* and *Macrolophus melanotoma* to suppress *Bemisia tabaci* in protected eggplant. **Biological control**, v. 126, p. 1-6, 2018.

Kim, S. Y., Ahn, H. G., Ha, P. J., Lim, U. T., & Lee, J. H. (2018). Toxicities of 26 pesticides against 10 biological control species. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, 21(1), 1-8.

Konstantopoulou, M.A.; Krokos, F.D.; Mazomenos, B.E. Chemical composition of corn leaf essential oils and their role in the oviposition behavior of *Sesamia nonagrioides* females. **Journal of Chemical Ecology**, v.30, n.1, p.2243-2256, 2002.

Liu Tx, Zhang Ym, Peng Ln, Rojas P, Trumble Jt, Risk assessment of selected insecticides on *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Trizoidae). **J Econ Entomol** 105:490-496 (2012).

Lorencetti, G. A. T., Mazaro, S. M., Potrich, M., Lozano, E. R., Barbosa, L. R., Luckmann, D., & Dallacort, S. (2015). Produtos alternativos para controle de

Thaumastocoris peregrinus e indução de resistência em plantas. Embrapa Florestas- Artigo em periódico indexado.

Maia, M.F. e Moore, S.J. Plant-Based Insect Repellents: A Review of Their Efficacy, Development and Testing. **Malaria Journal**, 10, S11. (2011). <http://dx.doi.org/10.1186/1475-2875-10-s1-s11>

Machado, A. V., Potin, D. M., Torres, J. B., & Torres, C. S. S. Selective insecticides secure natural enemies action in cotton pest management. **Ecotoxicology and environmental safety**, 184, 109669, 2019.

Mills, N.J., Beers, E.H., Shearer, P.W., Unruh, T.R., Amarasekare, K.G. Comparative analysis of pesticide effects on natural enemies in western orchards: a synthesis of laboratory bioassay data. **Biol. Control** 102, 17–25, 2016.

Miranda, G. A. S. **Padronização de metodologia para avaliar a seletividade de pesticidas sobre parasitóides de ovos**. 2010. 31f. Dissertação (Mestrado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade) – Universidade Federal da Grande Dourados. Dourados.

Mohyuddin, A.I., Khan, A.G., Goraya, A.A., Population dynamics of cotton whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) and its natural enemies in Pakistan. **Pakistan J. Zool.** 21, 273e288. 1989.

Moral RA, Hinde J, Demétrio CGB (2017) “Half-Normal Plots and Overdispersed Models in R: The hnp package” **Journal of Statistical Software**, 81(10): 1-23. Doi: 10.18637/jss.v081.i10

Moscardini, V. F., Gontijo, P. C., Michaud, J. P., & Carvalho, G. A. (2015). Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). **Ecotoxicology**, 24(5), 1152-1161.

Navas-Castillo J, Fiallo-Olivé E, Sánchez-Campos E (2011) Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annu. Rev. Phytopathol.** Palo Alto 49:219-248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>

Nawaz, M., Cai, W., Jing, Z., Zhou, X., Mabubu, J. I., & Hua, H. (2017). Toxicity and sublethal effects of chlorantraniliprole on the development and fecundity of a non-

specific predator, the multicolored Asian lady beetle, *Harmonia axyridis* (Pallas). **Chemosphere**, 178, 496–503.

Ndakidemi, Baltazar; Mtei, Kelvin; Ndakidemi, Patrick A. Impacts of synthetic and botanical pesticides on beneficial insects. **Agricultural Sciences**, v. 7, n. 06, p. 364, 2016.

Obeng-Ofori, D., & Reichmuth, C. (1999). Plant oils as potentiation agents of monoterpenes for protection of stored grains against damage by stored product beetle pests. **International Journal of Pest Management**, 45(2), 155–159. doi:10.1080/096708799227950

Pereira, K., Quintela, E., da Silva, D., do Nascimento, V., da Rocha, D., Silva, J., Casal, C. (2018). Characterization of Nanospheres Containing *Zanthoxylum riedelianum* Fruit Essential Oil and Their Insecticidal and Deterrent Activities against *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Molecules**, 23(8), 2052.

Perring, T. M., Stansly, P. A., Liu, T. X., Smith, H. A., & Andreason, S. A. (2018). Whiteflies: Biology, Ecology, and Management. In **Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato** (pp. 73-110). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802441-6.00004-8>

Polaszek, A., Evans, G.A., Bennett, K.D., 1992. *Encarsia* parasitoids of *Bemisia tabaci* (Hymenoptera: Aphelinidae, Homoptera: Aleyrodidae): a preliminary guide to identification. **Bull. Entomol. Res.** 82, 375e392.

Ran, W. A. N. G., WANG, J. D., CHE, W. N., & Chen, L. U. O. (2018). First report of field resistance to cyantraniliprole, a new anthranilic diamide insecticide, on *Bemisia tabaci* MED in China. **Journal of integrative agriculture**, 17(1), 158-163.

Rashidi, Fatemeh; Ganbalani, Gadir Nouri. Toxicity and sublethal effects of selected insecticides on life parameters of *Encarsia formosa* (Hymenoptera: aphelinidae), a Parasitoid of *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: aleyrodidae). **Journal of entomological science**, v. 53, n. 4, p. 543-553, 2018.

Razze JM, Liburd OE, Nuessly GS, Samuel-Foo M (2016). Evaluation of bioinsecticides for management of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and the effect on the whitefly predator *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae) in organic squash. **J. Econ. Entomol.** 109:1766-1771. <https://doi.org/10.1093/jee/tow108>

R Core Team (2018). **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.

Rincon, Diego F.; Cañas, Luis A.; Hoy, Casey W. Intra-plant spatial interaction between *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae) and *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and its effect on predation rates. **Biological control**, v. 95, p. 13-22, 2016.

Sabahi, Qodratollah; Rasekh, Arash; Michaud, J. P. Toxicity of three insecticides to *Lysiphlebus fabarum*, a parasitoid of the black bean aphid, *Aphis fabae*. **Journal of Insect Science**, v. 11, n. 1, p. 104, 2011.

Schoonhoven, A. V., 1978. The use of vegetable oils to protect stored beans from bruchid attach. **Journal of Economic Entomology**, 71, 254 - 256.

Selby, T.P., Lahm, G.P., Stevenson, T.M., Hughes, K.A., Cordova, D., Annan, I.B., Pahutski, T.F., 2013. Discovery of cyantraniliprole, a potent and selective anthranilic diamide ryanodine receptor activator with cross-spectrum insecticidal activity. **Bioorg. Med. Chem. Lett** 23, 6341–6345, 2013.

Shishehbor, P., 2001. Host suitability of *Trialeurodes vaporariorum* instars for the parasitoid *Encarsia inaron* (Hym., Aphelinidae). **Iranian J. Agric. Sci.** 32, 255e261

Singh, Vinay; Sharma, Nikhil; Sharma, Surender K. A review on effects of new chemistry insecticides on natural enemies of crop pests. **Int J Sci Environ Techn**, v. 5, n. 6, p. 4339-4361, 2016.

Smith, H., Nagle, C., MacVean, C., & McKenzie, C. (2016). Susceptibility of *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) to imidacloprid, thiamethoxam, dinotefuran and flupyradifurone in south Florida. **Insects**, 7(4), 57.

Stansly, P. A., & Naranjo, S. E. (Eds.). (2010). *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. **Springer Science & Business Media**.

Tang, Y. Q., A. A. Weathersbee, and R. T. Mayer. 2002. Effect of neem seed extract on the brown citrus aphid (Homoptera: Aphididae) and its parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphidiidae). **Environ. Entomol.** 31: 172–176. Google Scholar

Tian, M., Pumhan, N., Liu, T. X., & Zhang, S. Z. (2019). Effect of host plant species of cotton whitefly *Bemisia tabaci* Middle East- Asia Minor 1 (Hemiptera: Aleyrodidae) on the development, survival and reproduction of its predaceous ladybeetle *Serangium japonicum* (Coleoptera: Coccinellidae). **Agricultural and Forest Entomology**, 21(4), 417-423.

Tiwari S, Stelinski LL. Effects of cyantraniliprole, a novel anthranilic diamide insecticide, against Asian citrus psyllid under laboratory and field conditions. **Pest Manag Sci** 69:1066-1072 (2013).

Toledo, P. F., Ferreira, T. P., Bastos, I. M., Rezende, S. M., Jumbo, L. O. V., Didonet, J., Aguiar, R. W. (2019). Essential oil from Negramina (*Siparuna guianensis*) plants controls aphids without impairing survival and predatory abilities of non-target ladybeetles. **Environmental Pollution**, 255, 113153.

Ullah, M. I., Zahid, S. M. A., Arshad, M., Iftikhar, Y., Khalid, S., Ochoa, J. M., & Naveed, M. (2017). Toxicity of Botanicals and Conventional Insecticides to *Aenasius bambawalei* Hayat, an Endoparasitoid of Cotton Mealybug, *Phenacoccus solenopsis* Tinsley. **Southwestern Entomologist**, 42(4), 941-953.

Wang, R., Zhang, W., Che, W., Qu, C., Li, F., Desneux, N., & Luo, C. Lethal and sublethal effects of cyantraniliprole, a new anthranilic diamide insecticide, on *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) MED. **Crop Protection**, 91, 108–113, 2017.

Wang, T., Keller, M. A., & Hogendoorn, K. (2019a). The effects of temperature on the development, fecundity and mortality of *Eretmocerus warrae*: is *Eretmocerus warrae* better adapted to high temperatures than *Encarsia formosa*?. **Pest Manag Sci**, 75:702-707.

Wang, Z., Dai, P., Yang, X., Ruan, C. C., Biondi, A., Desneux, N., & Zang, L. S. (2019b). Selectivity of novel and traditional insecticides used for management of whiteflies on the parasitoid *Encarsia formosa*. **Pest Manag Sci** 2019; 75: 2716–2724.

Zapata, Nelson et al. The essential oil of *Laurelia sempervirens* is toxic to *Trialeurodes vaporariorum* and *Encarsia formosa*. **Industrial Crops and Products**, v. 84, p. 418-422, 2016.

CAPÍTULO IV

Compostos orgânicos na atratividade e manutenção de inimigos naturais de *Bemisia tabaci* MEAM1 em cultivo protegido

(De acordo com as normas do periódico “Journal of Chemical Ecology”, com adaptações para as normas de “Redação de Tese” da Universidade Federal da Grande Dourados)

Compostos orgânicos na atratividade e manutenção de inimigos naturais de

Bemisia tabaci MEAM1 em cultivo protegido

RESUMO

Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae), comumente chamada de mosca-branca, é uma das pragas mais invasivas e generalistas que causa perdas de diversas culturas no mundo. Dentro no Manejo Integrado de Pragas, o uso de compostos voláteis como ferramenta no controle biológico tem sido bastante promissor. No presente estudo, analisamos o efeito da aplicação de óleo de jasmim em plantas de tomate cereja na ocorrência e manutenção de *Encarsia* e *Delphastus* em ambiente protegido. O experimento foi realizado em casa de vegetação. A cultivar de tomate cereja (*Solanum lycopersicum* var. cerasiforme). Os tratamentos foram: 1) Suplemento alimentar a base de levedura de cerveja + mel (1:1); 2) Suplemento alimentar a base de levedura de cerveja + mel (1:1) + Aplicação de óleo de Jasmim (5% de Óleo de Jasmim); 3) Aplicação de óleo de Jasmim (5% de extrato oleoso de jasmim); e 4) testemunha (sem suplementos e aplicação de água destilada). O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados com dez repetições. Os parâmetros avaliados foram o efeito do óleo de jasmim na ocorrência de adultos dos inimigos naturais e taxa de parasitismo e predação de ninfas de *B. tabaci*. Não foram observadas diferenças significativas nas taxas de parasitismo entre o controle e as plantas com aplicação de óleo de jasmim, entretanto foi constatada menor taxa de parasitismo quando utilizado mel+levedo como atrativo. A aplicação de óleo de jasmim proporcionou a frequência constante dos parasitoides nas plantas.

PALAVRAS-CHAVE: cairomônio, compostos voláteis, elicitores, óleo de jasmim.

1. INTRODUÇÃO

Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae), comumente chamada de mosca-branca, é uma das pragas mais invasivas e generalistas que causa perdas de diversas culturas no mundo (De Barro et al., 2011; Elfekih et al., 2018). As espécies de *Bemisia tabaci* pertencem um complexo morfologicamente indistinguíveis para fins identificações só podem ser diferenciadas via análise molecular. Nesse complexo, as espécies *Middle East-Asia Minor I* (MEAM1, conhecida como biótipo B) e *Mediterranean* (MED, conhecida como biótipo Q) são consideradas as espécies crípticas mais invasivas (Dinsdale et al., 2010).

Nas plantas, seus danos vão desde os diretos, causando alterações fisiológicas no hospedeiro com encarquilhamento de folhas, até os indiretos, como alteração na taxa fotossintética, enfezamento e prejuízos na comercialização de frutos, decorrente do crescimento de fungos oportunistas na forma de fumagina, além de ser um vetor de diversos vírus (Navas-Castillo et al., 2011) e eventual contaminação com *honeydew* produtos agrícolas a serem colhidos.

Esses danos estão relacionados com o processo de alimentação do inseto no floema, que ao inserir seu aparelho bucal nas nervuras das folhas contamina o hospedeiro com as toxinas e vírus presentes na saliva, onde o excesso de alimento é eliminado na forma de *honeydew* que serve de substrato para o crescimento e desenvolvimento dos fungos (De Barro et al., 2011).

As plantas após o ataque dos insetos herbívoros induzem defesas que podem ser diretas causando a morte e/ou diminuição do desenvolvimento (Sanches, et al., 2017), ou indiretas, aumentando a ocorrência de inimigos naturais, predadores e parasitoides, por meio da emissão de compostos orgânicos voláteis (Sobhy et al., 2014).

Estudos sobre os mecanismos que levam à produção de compostos voláteis de plantas revelaram uma infinidade de funções e papéis ecológicos importantes dos elicitores e sobre sua especificidade (Turligns et al., 2018). Esses elicitores podem ativar várias vias de sinalização na planta, resultando em acúmulo ou liberação de voláteis de defesa (Hajek 2018; Aljbory, 2018).

Esses voláteis são úteis no controle biológico como ferramentas promissoras do MIP (Manejo Integrado de Pragas), uma vez que não apresentam riscos de rápida evolução da resistência das pragas, além de aumentar a eficácia do controle biológico

umentando a abundância do inimigo natural, melhorando a supressão das pragas (Khan et al., 2008; Kaplan 2012; Sobhy et al., 2014).

As vias de defesa das plantas são moduladas por diversos fitohormônios, como o ácido salicílico, o etileno e principalmente pelo ácido jasmônico, desempenhando um papel importante na indução das defesas diretas e indiretas (Erb et al., 2012; Pieterse et al., 2012). Em tabaco (*Nicotiana tabacum*), tomate (*Solanum lycopersicum*) e espécies como *Arabidopsis*, a aplicação exógena do MeJA (Metil Jasmonato) aumenta a liberação de substâncias voláteis e compostos orgânicos, levando ao aumento das taxas de mortalidade dos herbívoros, induzindo a resistência a ácaros, pulgões e nematoides, e atração de seus inimigos naturais (Rohwer e Erwin 2010; Fujimoto et al., 2011, Qi, et al., 2015).

A escolha de compostos voláteis para o controle biológico é crucial, pois influencia quais espécies são atraídas e a intensidade de sua atração (Turlings e Ton 2006; Kaplan 2012). Vários grupos de inimigos naturais importantes, incluindo o Anthocoridae, Syrphidae, Coccinellidae e os himenópteros parasitoides são atraídos por compostos voláteis específicos (Lee 2010; Jones et al. 2011; Rodriguez-Saona et al. 2011)

Algumas substâncias como a *cis-jasmona*, são capazes de ativar a defesa indireta das plantas, sem influenciar de forma negativa nos outros processos fisiológicos e de rendimento da planta (Birkett et al., 2003). A jasmona é um composto orgânico natural extraído da parte volátil do óleo essencial de jasmim. Trabalhos utilizando óleo de jasmim como substituto da jasmona e ácido jasmonico no controle de doenças de plantas obtiveram sucesso (Rageh et al., 2017, Eng et al., 2018).

Aplicação exógena de ácido jasmônico em plantas de tabaco e tomate promove o parasitismo e predação dos herbívoros por inimigos naturais (Aartsma et al., 2017; Silva et al., 2018; Mrazova e Sam 2019). Entretanto, as ninfas de mosca-branca (*B. tabaci*) são capazes de suprimir as vias dependentes de ácido jasmônico ativando o ácido salicílico (SA), levando a um desempenho aprimorado da mosca-branca (Zhang, et al., 2013).

No presente estudo, analisamos o efeito da aplicação de óleo de jasmim em plantas de tomate cereja na ocorrência e manutenção de dois inimigos naturais de *B. tabaci* em ambiente protegido.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Local do experimento

O experimento foi realizado em casa de vegetação ($30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase), no Laboratório de Entomologia Aplicada, na Universidade Federal da Grande Dourados, no município de Dourados, Estado de Mato Grosso do Sul (latitude $22^\circ 19' 70''$ longitude $54^\circ 93' 31''$ W altitude de 400m).

Crescimento da planta

A cultivar de tomate cereja (*Solanum lycopersicum* var. cerasiforme) utilizada foi a Carolina, Feltrin Sementes[®]. A sementeira foi realizada em casa de vegetação ($30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase) e as mudas transplantadas, quando apresentaram a emissão da quarta folha definitiva, para vasos plásticos com capacidade de 9L (26 cm de diâmetro maior, 19 cm diâmetro menor x 22 cm de altura), com uma planta por vaso. As plantas permaneceram em gaiolas a fim de evitar infestações prévias de insetos-praga, e regadas diariamente, onde permaneceram em casa de vegetação. As plantas foram usadas para experimentos 25-30 dias após o envasamento.

Criação de Insetos

A população de *B. tabaci* MEAM1 foi originalmente obtida de uma cultura comercial de algodão no município de Rondonópolis, Mato Grosso (MT) e identificada através do PCR do DNA total para determinação do locus específico (De Barros et al., 2003). Para a criação e manutenção da população da mosca-branca foi utilizada como hospedeiro couve-de-folhas (*Brassica oleracea* L. var. acephala) cultivada em vasos e mantida dentro de casa de vegetação ($30 \pm 2^\circ$ C, $60 \pm 10\%$ de umidade relativa e 12 horas de fotofase) exclusiva para sua criação seguindo a metodologia descrita no Capítulo II.

A espécie do parasitoide encontrada nas avaliações foi identificada como *Encarsia lutea*. Uma população do predador (*Delphastus argentinicus*) e outra do parasitoide (*E. lutea*) foram iniciadas a partir de insetos adultos capturados na própria criação de mosca-branca. As populações foram mantidas em gaiolas separadas de madeira contendo plantas de couve-de-folhas, oriundas da casa de criação, infestadas de mosca-branca. Estes inimigos naturais foram utilizados nos estudos com menos de 24 horas após a emergência. Todas as criações foram registradas no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado, com número de cadastro A00E433.

Bioensaio

Os adultos de mosca-branca da criação foram coletados com ajuda de aspiradores entomológicos e liberados em gaiolas contendo as plantas de tomateiro quando apresentaram a emissão da décima quarta folha definitiva. Após 24h os adultos foram retirados das gaiolas e eliminados. Após 10 dias, quando infestação era predominantemente de ninfas de terceiro e quarto ínstar, as plantas foram retiradas das gaiolas e as substâncias-teste (caïromônios) aplicados.

Os tratamentos foram: 1) Suplemento alimentar a base de levedura de cerveja + mel (1:1); 2) Suplemento alimentar a base de levedura de cerveja + mel (1:1) + Aplicação de óleo de Jasmim (5% de Óleo de Jasmim Mundo Dos Óleos[®] extraído mediante percolação/maceração, de flores – *Jasminum officinale*; 3) Aplicação de óleo de Jasmim (5% de extrato oleoso de jasmim); e 4) testemunha (sem suplementos e aplicação de água destilada). O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados com dez repetições.

O suplemento alimentar levedura de cerveja + mel foi ofertado nas plantas (na região superior, mediana e no baixeiro) com auxílio de mini espátula e o óleo de Jasmim foi aplicado com auxílio de pulverizador manual, em toda a planta até o ponto de escorrimento.

Aproximadamente 1.000 adultos de *E. lutea* foram coletadas da criação e separadas em tubos de ensaio (50 por tubo). Adultos de *D. argentinicus* foram coletados com auxílio de sugador entomológico também separados 50 insetos por tubo. Ambas espécies foram liberadas simultaneamente a cada dois vasos.

As avaliações ocorreram a cada três dias, durante 12 dias, onde houve substituição do suplemento alimentar (caso estivesse ressecado ou consumido). A presença dos inimigos naturais foi avaliada nas plantas com auxílio de lupa de bolso com aumento de 5x, e posteriormente na última avaliação uma folha de cada planta foi retirada para avaliação em microscópio estereoscópico.

Das folhas coletadas, foram retirados discos foliares (um disco por folha) utilizando cortador de área conhecida (7,06 cm²), os discos foram avaliados quanto ao número de ninfas vivas, predadas ou parasitadas. As ninfas foram consideradas vivas quando se apresentaram turgidas, sem perfurações e principalmente quando liberavam “*honeydew*”; predadas quando seu conteúdo interno estava todo ou parcialmente consumido; e parasitadas quando era constatada a presença da larva ou pupa do parasitoide no interior da ninfa. Quando parasitadas as ninfas foram coletadas,

armazenadas e após emergência do inseto adulto, estes foram sacrificados em álcool 96%, sendo enviados para identificação.

Análise dos Dados

Foram gerados Modelos Lineares Generalizados com as distribuições Poisson, Quasi-poisson e Binomial negativo para os dados de contagem e Binomial, Quasi-binomial e Betabinomial para os dados de parasitismo. O modelo Quasi-poisson foi o que melhor se ajustou aos dados de contagem do número de adultos por folha.

O modelo Quasi-binomial foi o que melhor se ajustou aos dados de número de ninfas parasitadas, obtidos pela função *cbind*, pela relação entre número de ninfas totais e número de ninfas parasitadas encontradas no disco. A verificação da qualidade dos ajustes dos modelos de Quasi-poisson e Quasi-binomial foram feitas com uso de gráfico meio-normal de probabilidades com o envelope o pacote Half-Normal Plots (Moral et al., 2017). Quando houve diferenças significativas na análise de variância, as médias foram comparadas pelo teste de F ($P < 0.05$), por meio da função “*glth*” do pacote “*multcomp*” (Hothorn et al., 2008) utilizando o programa estatístico “R”, versão 3.5.1 (R Core Team 2018).

3. RESULTADOS

Efeito do óleo de jasmim na ocorrência de adultos dos inimigos naturais.

Foi encontrado apenas um inseto adulto do predador *D. argentinicus* nas folhas de tomateiro avaliadas, sendo um número não representativo na análise. Após três dias da liberação dos inimigos naturais, adultos de *E. lutea* foram coletadas com menor frequência em plantas que possuíam o atrativo à base de levedo (Levedo+Mel+ Óleo de Jasmim 1,4 adultos/folha; Levedo+Mel 1,6 adultos/folha; $F = 6.42$, $P = 0.001$) (Tabela 1).

Aos seis dias as plantas que foram tratadas com Ácido Jasmônico continuaram a possuir uma maior frequência de parasitoides adultos nas folhas (2,9 adultos/folha) e Levedo+Mel+Óleo de Jasmim (1,9 adultos/folha), junto com a testemunha (2,1 adultos/folha) (Tabela 1).

Tabela 1. Ocorrência de *Encarsia lutea* sobre ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1 em tomateiro após a aplicação de diferentes atrativos. Dourados, MS, 2019.

Atrativos	Nº de adultos/folha ¹			
	3 DAL*	6 DAL	9 DAL	12 DAL
Óleo de Jasmim	2,8 ± 0,32 a	2,9 ± 0,43 a	2,9 ± 0,43 a	2,6 ± 0,42 a
Testemunha	2,4 ± 0,22 a	2,1 ± 0,13 a	1,7 ± 0,47 ab	1,5 ± 0,22 b
Levedo+Mel+Óleo de Jasmim	1,4 ± 0,22 b	1,9 ± 0,17 ab	2,2 ± 0,29 a	1,6 ± 0,22 ab
Levedo+Mel	1,6 ± 0,22 b	1,2 ± 0,27 b	0,9 ± 0,23 b	1,3 ± 0,15 b
	<i>F</i> = 6,42	<i>F</i> = 7,39	<i>F</i> = 5,30	<i>F</i> = 4,70
	<i>P</i> = 0,001	<i>P</i> = 0,0005	<i>P</i> = 0,003	<i>P</i> = 0,007

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-poisson, seguido pelo Teste de F ($P < 0.05$)); ¹EP: erro padrão da média.

*DAL (Dias Após Liberação dos inimigos naturais).

A coleta e análise aos nove dias, revelaram a menor quantidade de parasitoides em folhas de tomateiro, quando estas eram de plantas com atrativo a base de levedo e mel (0,9 adultos/folha), diferindo estatisticamente da quantidade observada nas plantas cujo tratamento teve apenas o óleo de jasmim como atrativo (2,9 adultos/folha) ($F = 5.30$, $P = 0.003$) (Tabela 1). Observamos aos 12 dias após a liberação dos inimigos naturais que apenas as plantas cujo atrativo possuía óleo de jasmim possuía mais adultos de *E. lutea* em suas folhas, quando comparadas com os demais tratamentos (Óleo de jasmim 2,6 adultos/folha; Levedo+Mel+Óleo de jasmim 1,6 adultos/folha; Testemunha 1,5 adultos/folha e Levedo+Mel 1,3 adultos/folha; $F = 4.70$, $P = 0.007$) (Tabela 1).

Taxa de parasitismo e predação de ninfas de Bemisia tabaci MEAM1

Não foram observados sinais de ataques ocasionados pelos predadores em ninfas de terceiro e quarto ínstar de mosca-branca. Com relação à taxa de parasitismo observada nas folhas de tomateiro, encontramos a maior taxa de parasitismo de *E. lutea* em plantas tratadas apenas com Óleo de jasmim (7,8 ninfas/disco), diferindo estatisticamente das tratadas com Levedo+Mel+Óleo de jasmim (3,2 ninfas/disco) e Levedo+Mel (1,7 ninfas/disco) ($F = 5.79$, $P = 0.002$) (Tabela 2).

Tabela 2. Parasitismo de *Encarsia lutea* sobre *Bemisia tabaci* MEAM1 em tomateiro com diferentes atrativos. Dourados, MS, 2019.

Atrativos	Nº de ninfas parasitadas/disco ¹ (7,06 cm ²)
Óleo de jasmim	7,8 ± 1,42 a
Testemunha	5,2 ± 1,43 ab
Levedo+Mel+ Óleo de jasmim	3,2 ± 0,51 b
Levedo+Mel	1,7 ± 0,21 b

$F = 5.79, P = 0.002$

Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna, não diferem entre si (GLM com distribuição quasi-binomial, seguido pelo Teste de F ($P < 0.05$); ¹EP: erro padrão da média.

4. DISCUSSÃO

Efeito dos atrativos na ocorrência de adultos dos inimigos naturais.

Ensaio avaliando à aplicação exógena de jasmonato de metila constataram um pico na densidade populacional dos inimigos naturais, nas parcelas contendo jasmonato (Williams, et al., 2017). Entretanto para o coccinelídeo *Stethorus punctum picipes*, apenas uma mistura de voláteis foi capaz de atrair as fêmeas adultas (Maeda, et al., 2015). Nossos dados corroboram que plantas com óleo de jasmim, aos 12 dias, atraiu o parasitoide *E. lutea*, entretanto não teve efeito sobre o coccinelídeo *D. argentinus*. Apesar de serem dois gêneros muito estudados e comercializados para controle de mosca-branca no mundo, são escassos os estudos com relação às substâncias atrativas e repelentes para essas espécies estudadas.

E. inaron e *E. lutea* são espécies cosmopolitas que parasitam principalmente *B. tabaci*, com taxas significativas de parasitismo (Pessoa, 2009). Apesar de ser relatada em hortaliças, *E. inaron* não foi encontrada nos tomateiros infestados por mosca-branca, a substituição da espécie de parasitoide observada no ensaio é resposta de uma interação inseto-planta muito mais específica entre *E. lutea* e *Lycopersicon* sp., onde provavelmente os voláteis liberados por essa planta são mais atrativos à *E. lutea*.

A ocorrência da espécie *E. lutea* em cultivos de soja, durante todo o ano, com uma maior frequência no verão foi registrada por Pessoa (2009). Nossos dados corroboram essas informações uma vez que o período de realização do ensaio consistiu no período de

verão, logo os parasitoides adultos que ocorrem naturalmente nas áreas de cultivo, migram para as áreas mais próximas e são atraídos pelos hospedeiros que tem maior afinidade.

Ensaio em campo e casa de vegetação mostraram que plantas tratadas com ácido jasmônico são mais atrativas à espécies de parasitoides adultos (Lou, et al., 2005). Ao testar atração de fêmeas de *E. formosa* à voláteis sintéticos em plantas de tomate infestadas com *B. tabaci*, observou-se a atração dos parasitoides pela mistura de todos os voláteis sintéticos (Liu, et al., 2017), indicando que o comportamento dos parasitoides pode ser alterado em função de diferenças quantitativas nos voláteis liberados pelas plantas, como observado em outras espécies de parasitoides (Ponzio et al., 2016; Sobhy et al., 2018). Nossos dados corroboram essas pesquisas, ao longo de doze dias após a liberação dos parasitoides, as plantas com aplicação de óleo de jasmim foram as plantas que tiveram o maior número de adultos de *E. lutea* observados (Tabela 1). Para *D. argentinicus* a especificidade e quantidade dos voláteis, como também o tempo para que a planta comece a atrair os adultos, são fatores chave para melhor utilização desse predador em ambientes protegidos.

Ao avaliar o desempenho de *E. formosa* sobre ninfas de terceiro ínstar de *B. tabaci*, quando estas se desenvolveram em *Brassica oleracea* vr. *alboglabra* tratadas com ácido jasmônico, foi encontrada uma taxa de parasitismo entre 9 - 10%, contudo não foi encontrada diferença significativa entre as ninfas das plantas controle e as plantas tratadas (Li, et al., 2013). Obtivemos resultados semelhantes em que não foram observadas diferenças significativas nas taxas de parasitismo entre o controle e as plantas com aplicação de óleo de jasmim, entretanto foi constatada menor taxa de parasitismo quando utilizado mel+levedo como atrativo. A aplicação de óleo de jasmim proporcionou a frequência constante dos parasitoides nas plantas, que diminuiu a partir do décimo segundo dia nas plantas controle, essa maior frequência é refletida na alta taxa de parasitismo observada na última avaliação do ensaio.

Estudos analisando o ácido jasmônico nas ninfas de *B. tabaci*, demonstraram efeito na diminuição do desenvolvimento da mosca-branca e constatou-se que a taxa de parasitismo de *E. formosa* não é afetada, quando os adultos são oriundos de ninfas que se alimentaram de plantas tratadas com ácido jasmônico (Li, et al., 2013). Contudo mais estudos devem ser realizados para se determinar os efeitos do óleo de jasmim em adultos de *E. lutea* em um período maior que 12 dias, bem como um possível efeito de repelência causado pela levedura de cerveja em predadores e parasitoides.

5. REFERÊNCIAS

- Aartsma Y, Bianchi FJJA, van der Werf W et al (2017) Herbivore-induced plant volatiles and tritrophic interactions across spatial scales. **New Phytol** 216:1054–1063. <https://doi.org/10.1111/nph.14475>
- Aljbory, Zainab; Chen, Ming- Shun. Indirect plant defense against insect herbivores: a review. **Insect science**, v. 25, n. 1, p. 2-23, 2018.
- Birkett, M. A., Chamberlain, K., Guerrieri, E., Pickett, J. A., Wadhams, L. J., & Yasuda, T. (2003). Volatiles from whitefly-infested plants elicit a host-locating response in the parasitoid, *Encarsia formosa*. **Journal Of Chemical Ecology**, 29(7), 1589-1600.
- De Barro, P. J., Scott, K. D., Graham, G. C., Lange, C. L., & Schutze, M. K. (2003). Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. **Molecular Ecology Notes**, 3(1), 40-43.
- De Barro, Paul J. et al. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual review of entomology**, v. 56, p. 1-19, 2011.
- Dinsdale, Adam et al. Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 103, n. 2, p. 196-208, 2010.
- Eng F, Zienkiewicz K, Gutiérrez-Rojas M, Favela-Torres E, Feussner I. 2018. Jasmonic acid biosynthesis by microorganisms: Derivatives, first evidences on biochemical pathways and culture conditions for production. **PeerJ Preprints** 6:e26655v1. <https://doi.org/10.7287/peerj.preprints.26655v1>
- Elfekih, S. et al. Genome-wide analyses of the *Bemisia tabaci* species complex reveal contrasting patterns of admixture and complex demographic histories. **PloS one**, v. 13, n. 1, p. e0190555, 2018.
- Erb, M., Glauser, G., & Robert, C. A. (2012). Induced immunity against belowground insect herbivores-activation of defenses in the absence of a jasmonate burst. **Journal of Chemical Ecology**, 38(6), 629-640.

- Fujimoto, T., Tomitaka, Y., Abe, H., Tsuda, S., Futai, K., & Mizukubo, T. (2011). Expression profile of jasmonic acid-induced genes and the induced resistance against the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in tomato plants (*Solanum lycopersicum*) after foliar treatment with methyl jasmonate. **Journal of plant physiology**, 168(10), 1084-1097.
- Hajek, A. E., & Eilenberg, J. (2018). **Natural enemies: an introduction to biological control**. Cambridge University Press.
- Hothorn, T., Bretz, F., Westfall, P., (2008). Multcomp: Simultaneous inference in general parametric models. *Biometrical Journal*. 50(3):346-363.
- Jones, V. P., Steffan, S. A., Wiman, N. G., Horton, D. R., Miliczky, E., Zhang, Q. H., Baker, C. C. (2011). Evaluation of herbivore-induced plant volatiles for monitoring green lacewings in Washington apple orchards. **Biological Control**, 56(1), 98-105.
- Kaplan, I; Thaler, JS. Phytohormone-mediated plant resistance and predation risk act independently on the population growth and wing formation of potato aphids, *Macrosiphum euphorbiae*. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 6, n. 2, p. 181-186, 2012.
- Khan, Z. R., James, D. G., Midega, C. A., Pickett, J. A. (2008). Chemical ecology and conservation biological control. **Biological control**, 45(2), 210-224.
- Lee, S., Badiyan, S., Bevan, D. R., Herde, M., Gatz, C., Tholl, D. (2010). Herbivore-induced and floral homoterpene volatiles are biosynthesized by a single P450 enzyme (CYP82G1) in *Arabidopsis*. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, 107(49), 21205-21210.
- Li, S. J., Xue, X., Ren, S. X., Cuthbertson, A. G., van Dam, N. M., & Qiu, B. L. Root and shoot jasmonic acid induced plants differently affect the performance of *Bemisia tabaci* and its parasitoid *Encarsia formosa*. **Basic and applied ecology**, v. 14, n. 8, p. 670-679, 2013.
- Liu, X., Chen, G., Zhang, Y., Xie, W., Wu, Q., & Wang, S. Virus-infected plants altered the host selection of *Encarsia formosa*, a parasitoid of whiteflies. **Frontiers in physiology**, v. 8, p. 937, 2017.
- Lou, Y. G., Du, M. H., Turlings, T. C., Cheng, J. A., & Shan, W. F. Exogenous application of jasmonic acid induces volatile emissions in rice and enhances parasitism of *Nilaparvata*

lucens eggs by the Parasitoid *Anagrus nilaparvatae*. **Journal of chemical ecology**, v. 31, n. 9, p. 1985-2002, 2005.

Maeda, T., Kishimoto, H., Wright, L. C., & James, D. G. Mixture of synthetic herbivore-induced plant volatiles attracts more *Stethorus punctum picipes* (Casey)(Coleoptera: Coccinellidae) than a single volatile. **Journal of insect behavior**, v. 28, n. 2, p. 126-137, 2015.

Moral RA, Hinde J, Demétrio CGB (2017) “Half-Normal Plots and Overdispersed Models in R: The hnp package” **Journal of Statistical Software**, 81(10): 1-23. Doi: 10.18637/jss.v081.i10

Mrazova, A; Sam, K. Exogenous application of methyl jasmonate to *Ficus hahliana* attracts predators of insects along an altitudinal gradient in Papua New Guinea. **Journal of Tropical Ecology**, p. 1-8, 2019.

Pessoa, R. (2009). Infestação e parasitismo natural de ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo b (Hemiptera: Aleyrodidae) em soja-hortaliça e elaboração de chave de identificação de *Encarsia* spp.(Hymenoptera: Aphelinidae).

Pieterse, C. M., Van der Does, D., Zamioudis, C., Leon-Reyes, A., & Van Wees, S. C. (2012). Hormonal modulation of plant immunity. **Annual Review Of Cell And Developmental Biology**, 28, 489-521.

Ponzio, C., Weldegergis, B. T., Dicke, M., & Gols, R. (2016). Compatible and incompatible pathogen–plant interactions differentially affect plant volatile emissions and the attraction of parasitoid wasps. **Functional Ecology**, v. 30, n. 11, p. 1779-1789, 2016.

Qi, J., Li, J., Han, X., Li, R., Wu, J., Yu, H., ... & Lou, Y.. Jasmonic acid carboxyl methyltransferase regulates development and herbivory- induced defense response in rice. **Journal of integrative plant biology**, v. 58, n. 6, p. 564-576, 2016.

R Core Team (2018). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>.

Rageh, M. A.; Abou-Elwafa, S. M. Effect of jasmine oil and active dry yeast as a preharvest spray on alleviating chilling injury in cucumber fruits during cold storage. **Middle East J. Agric. Res**, v. 6, n. 4, p. 1144-1154, 2017.

- Rodriguez-Saona, C., Kaplan, I., Braasch, J., Chinnasamy, D., & Williams, L. (2011). Field responses of predaceous arthropods to methyl salicylate: a meta-analysis and case study in cranberries. **Biological control**, 59(2), 294-303.
- Rohwer, C. L., Erwin, J. E. (2010). Spider mites (*Tetranychus urticae*) perform poorly on and disperse from plants exposed to methyl jasmonate. **Entomologia Experimentalis Et Applicata**, 137(2), 143-152.
- Sanches, P. A., Santos, F., Peñaflores, M. F. G. V., & Bento, J. M. S. Direct and indirect resistance of sugarcane to *Diatraea saccharalis* induced by jasmonic acid. **Bulletin of entomological research**, v. 107, n. 6, p. 828-838, 2017.
- Silva, D.B., Bueno, V.H.P., Van Loon, J.J.A. Attraction of Three Mirid Predators to Tomato Infested by Both the Tomato Leaf Mining Moth *Tuta absoluta* and the Whitefly *Bemisia tabaci* **J Chem Ecol** (2018) 44: 29.
- Sobhy, I. S., Erb, M., Lou, Y., & Turlings, T. C. The prospect of applying chemical elicitors and plant strengtheners to enhance the biological control of crop pests. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 369, n. 1639, p. 20120283, 2014.
- Sobhy, I. S., Bruce, T. J., & Turlings, T. C. Priming of cowpea volatile emissions with defense inducers enhances the plant's attractiveness to parasitoids when attacked by caterpillars. **Pest management science**, v. 74, n. 4, p. 966-977, 2018
- Turlings, Ted CJ; ERB, Matthias. Tritrophic interactions mediated by herbivore-induced plant volatiles: mechanisms, ecological relevance, and application potential. **Annual review of entomology**, v. 63, p. 433-452, 2018.
- Williams III, L., Rodriguez-Saona, C., & Castle del Conte, S. C. Methyl jasmonate induction of cotton: a field test of the 'attract and reward' strategy of conservation biological control. **AoB Plants**, v. 9, n. 5, p. plx032, 2017.
- Zhang PJ, Broekgaarden C, Zheng SJ, Snoeren TAL, van Loon JJA, et al. Jasmonate and ethylene signaling mediate whitefly-induced interference with indirect plant defense in *Arabidopsis thaliana*. **New Phytol.** 197:1291–99. 2013.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

É possível criar massalmente a mosca-branca *B. tabaci* MEAM1 para fins de pesquisa e experimentação, obtendo insetos com qualidade e de maneira apropriada em por meio do domínio metodológico, utilizando uma técnica padrão com couve-de-folhas como hospedeiro para criação massal. E que inimigos naturais de *B. tabaci* MEAM1 (*Delphastus argentinicus*, *Encarsia* spp. e *Isaria fumosorosea*) são organismos que ocorrem naturalmente em criação massal de mosca-branca.

Entretanto, alguns questionamentos ainda precisam ser melhor investigados, como as relações entre os predadores e parasitoides encontrados, se existe uma seleção entre ninfas parasitadas ou não por parte do predador, bem como as próprias relações entre as espécies dos parasitoides dentro do gênero *Encarsia* que foram encontradas na criação. As causas da epizootia de *I. fumosorosea* ao longo do ano na criação massal, além de testes que avaliem seu real impacto em ninfas e adultos de *B. tabaci* MEAM1.

Os produtos Benevia®, Óleo de Eucalipto, Oberon® e Orobor® podem ser utilizados para controle de ninfas de terceiro e quarto ínstar de *B. tabaci* MEAM1. Destes, óleo de Eucalipto na concentração de 4% e Orobor® nas recomendações do fabricante podem ser usados em conjunto com liberação de *D. argentinicus* e *E. inaron* no controle de *B. tabaci* MEAM1, em cultivo protegido.

O óleo de jasmim atrai parasitoides de *E. lutea* quando aplicado em plantas de tomate cereja proporcionando frequência constante até o décimo segundo dia. Contudo foi possível observar um efeito muito espécie-específico sendo necessários mais estudos que envolvam o uso desses parasitoides em outras espécies de plantas hospedeiras, bem como um possível efeito repelente utilizando levedura de cerveja.

ANEXOS

Manual de Criação:

Mosca-branca

Bemisia tabaci biótipo B



SETEMBRO

S	T	Q	Q	S	S	D
27	28	29	30	31	1	2
3	4	5	6	7	8	9
10	11	12	13	14	15	16
17	18	19	20	21	22	23
24	25	26	27	28	29	30
1	2	3	4	5	6	7

AGENDA MENSAL

SEG	TER	QUA	QUI	SEX
7:00 Molhar plantas	7:00 Molhar plantas	7:00 Molhar plantas	7:00 Molhar plantas	7:00 Molhar plantas

OBS: Sempre registrar TEMP e UMD da Criação

ATRIBUIÇÕES

SEG	17	Transferência de Lote para Casa de Criação
	24	Aplicação dos Adubos foliares (recomendações do produto)
TER	18	Lavar vasos para uso em Criação e Experimentos
QUA	5	Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)
	12	Aplicação do Inseticida Chess (0,25g/L a 1g/L) - caso necessário
	12	Aplicação do Malation (1,0 mL/L a 2,5 mL/L) - caso necessário
QUI	13	Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)
	27	Fazer vasos para criação
SEX	7	Aplicação dos Adubos foliares (recomendações do produto)
	14	Tratamento e Semeadura de Couves
	21	Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)
	1	Transferência de Lote para Casa de Criação

OUTUBRO

S	T	Q	Q	S	S	D
1	2	3	4	5	6	7
8	9	10	11	12	13	14
15	16	17	18	19	20	21
22	23	24	25	26	27	28
29	30	31	1	2	3	4
5	6	7	8	9	10	11

AGENDA MENSAL

SEG	TER	QUA	QUI	SEX
7:00	7:00	7:00	7:00	7:00
Molhar plantas		Molhar plantas	Molhar plantas	Molhar plantas

OBS: Sempre registrar TEMP e UMD da Criação

ATRIBUIÇÕES

SEG

- 1 Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)
- 22 Aplicação do Inseticida Chess (0,25g/L a 1g/L) - caso necessário
- 22 Aplicação do Malation (1,0 mL/L a 2,5 mL/L) - caso necessário

TER

- 2 Aplicação do Inseticida Chess (0,25g/L) - caso necessário
- 2 Aplicação do Malation (1,0 mL/L a 2,5 mL/L) - caso necessário
- 9 Transferência de Lote para Casa de Criação
- 9 Aplicação dos adubos foliares (recomendações do produto)

QUA

- 24 Transferência de Lote para Casa de Criação
- 24 Aplicação dos adubos foliares (recomendações do produto)
- 10 Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)

QUI

- 4 Incorporar Fertilizante Mineral (40g por vaso)
- 18 Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)
- 25 Incorporar Fertilizante Mineral (40g por vaso)

SEX

- 5 Fazer vasos para criação
- 26 Aplicação do Fungicida Folicur (1,0 mL/L)

SÁB

- 13 Tratamento e Semeadura de Couves
- 28 Tratamento e Semeadura de Couves