

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS  
ESCOLA DE AGRONOMIA

**ECOLOGIA DA MOSCA BRANCA, *Bemisia tabaci* (Gennadius) E DE SEUS  
PARASITÓIDES EM SOJA**

**JARDEL BARBOSA DOS SANTOS**

Orientador:

**Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi**

Março-2017

**TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR AS TESES E DISSERTAÇÕES ELETRÔNICAS NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG**

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), regulamentada pela Resolução CEPEC nº 832/2007, sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou *download*, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

**1. Identificação do material bibliográfico:**     Dissertação     Tese

**2. Identificação da Tese ou Dissertação**

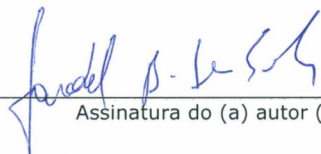
Nome completo do autor: Jardel Barbosa dos Santos

Título do trabalho: Ecologia da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) e de seus parasitoides em soja

**3. Informações de acesso ao documento:**

Concorda com a liberação total do documento  SIM     NÃO<sup>1</sup>

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF da tese ou dissertação.

  
Assinatura do (a) autor (a) <sup>2</sup>

Data: 23 / 03 / 2017

<sup>1</sup> Neste caso o documento será embargado por até um ano a partir da data de defesa. A extensão deste prazo suscita justificativa junto à coordenação do curso. Os dados do documento não serão disponibilizados durante o período de embargo.

<sup>2</sup>A assinatura deve ser escaneada.

**JARDEL BARBOSA DOS SANTOS**

**ECOLOGIA MOSCA-BRANCA, *Bemisia tabaci* (Gennadius) E DE SEUS PARASITÓIDES EM SOJA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, da Universidade Federal de Goiás, como requisito parcial à obtenção do título de Doutor em Agronomia, área de concentração: Fitossanidade.

Orientador:

**Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi**

Coorientadora:

**Profa. Dra. Eliane Dias Quintela**

Goiânia, GO – Brasil  
2017

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)**  
**GPT/BC/UFG**

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor, através do Programa de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da UFG.

Santos, Jardel Barbosas dos

Ecologia da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) e de seus parasitoides em soja [manuscrito] / Jardel Barbosas dos Santos. - 2017.  
91 f.

Orientador: Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi; coorientadora Dra. Eliane Dias Quintela.

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia (EA), Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Goiânia, 2017.  
Bibliografia. Apêndice.

Inclui gráfico, tabelas, lista de figuras, lista de tabelas.

1. Efeito de bordas. 2. vegetação nativa. 3. parasitismo de mosca branca. I. Barrigossi, José Alexandre Freitas, orient. II. Título.

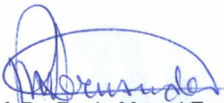
CDU 632



## ATA DE DEFESA DE TESE

Aos vinte e dois dias do mês de março do ano de dois mil e dezessete (22.03.2017), às 08h00min, no Mini-auditório do PPGA, da Escola de Agronomia da UFG, reuniu-se a Banca Examinadora, composta pelos membros: Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi - Orientador e Presidente da Banca, Prof. Dr. Paulo Marçal Fernandes, Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Jaqueline Magalhães Pereira, Dr. Gabriel Moura Mascarin e Dr. Newton Cavalcanti Noronha Junior, para a realização da sessão pública da defesa de Tese intitulada: “**Ecologia da mosca-branca, Bemisia tabaci (Gennadius) e de seus parasitóides em soja**”, de autoria de **Jardel Barbosa dos Santos**, discente do curso de **Doutorado**, na área de concentração em **Fitossanidade**, do Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UFG. A sessão foi aberta pelo presidente, que fez a apresentação formal dos membros da Banca e deu início as atividades relativas à defesa da Tese. Passou a palavra ao doutorando que em quarenta minutos apresentou o seu trabalho. Após a exposição, o candidato foi arguido sequencialmente pelos membros da banca. Terminada a fase de arguição, procedeu-se à avaliação da defesa. De acordo com Resolução CEPEC 1403/2016, de 10 de junho de 2016 que regulamenta os Programas de Pós-Graduação *Stricto Sensu* na UFG, a Banca Examinadora considerou a Tese “**APROVADA**”, com as correções recomendadas, estando integralmente cumprido este requisito para fins de obtenção do título de **DOUTOR** em Agronomia, na área de concentração em **FITOSSANIDADE**, pela Universidade Federal de Goiás. O doutorando poderá efetuar as modificações sugeridas pela Banca Examinadora e encaminhar nova versão eletrônica da Tese à Secretaria do PPGA, no prazo máximo de trinta dias após a data da Defesa. A Banca Examinadora recomendou a publicação de artigo(s) científico(s), oriundo(s) dessa Tese, em periódicos de circulação nacional e, ou, internacional, depois de acatadas as modificações sugeridas. Para finalizar, o Presidente agradeceu os membros examinadores, congratulou-se com o doutorando e encerrou a sessão às 12h30min, para constar, eu Welinton Barbosa Mota, secretário do PPGA, lavrei a presente Ata que depois de lida e aprovada, será assinada pelos membros da Banca Examinadora, em quatro vias de igual teor.

  
Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi  
Presidente da Banca - Embrapa Arroz e Feijão

  
Prof. Dr. Paulo Marçal Fernandes  
Membro - EA/UFG

  
Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Jaqueline Magalhães Pereira  
Membro - EA/UFG

  
Dr. Gabriel Moura Mascarin  
Membro - Embrapa Arroz e Feijão

  
Dr. Newton Cavalcanti Noronha Junior  
Membro - Embrapa Arroz e Feijão

## DEDICATÓRIA

*Aos meus pais, Jovaine Paulo dos Santos e Senair Faria Barbosa dos Santos, pelo amor, apoio e incentivo a mim ofertado ao longo da minha vida, nos momentos alegres e difíceis. A minha esposa Gisele Mendanha Nascimento, pela incessante demonstração de carinho e companheirismo. Ao meu filho Miguel Nascimento dos Santos, por ser a partir de agora, a força e inspiração para nossa família. Ao meu irmão, minha cunhada e a minha sobrinha pela força e atenção. A todos que colaboraram na realização deste trabalho.*

***Dedico***

## AGRADECIMENTOS

À Deus, em primeiro lugar, pelo dom da vida.

À Universidade Federal de Goiás e a Embrapa Arroz e Feijão, pela oportunidade da realização do curso e das pesquisas.

À FAPEG pela bolsa de estudo concedida e pelo apoio financeiro ao projeto.

À minha família, pelo apoio e carinho desde o início de toda a minha caminhada, em especial a minha esposa e meu filho, por ser o esteio e inspiração em muitos momentos desta jornada.

Ao meu orientador, Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi, e à minha co-orientadora, Prof. Dra. Eliane Dias Quintela, pelos ensinamentos no decorrer do curso e pela orientação prestada na realização desta pesquisa.

Ao assistente Edson Djalma Dias Jacinto pelo apoio prestado durante os dois anos de coletas de dados, sempre com muita disposição e compromisso.

Aos assistentes, analistas e bolsistas da Embrapa Arroz e Feijão, Edmar Cardoso de Moura (in memoriam), José Francisco Arruda e Silva, Gerusa Vaz de Souza, Genoquinha Vaz Machado, Jovair Dias Lino, Divino Eurípedes Ribeiro, Walmir Souza Ferreira, Newton Noronha Junior, Gabriel Moura Mascarim e Juliana Duarte de Souza Alonso, que ajudaram nos trabalhos de campo e de laboratório.

Aos professores da Escola de Agronomia, Dr. Tomaz de Aquino Portes e Castro, Dr. Paulo Marçal Fernandes, Dr. Fábio Venturolli, Dra. Marta Cristina Corsi Fillippi, Dr. Alexssander Seleguini, Dra. Jaqueline Pereira Magalhães e os demais que com seus ensinamentos me auxiliaram na conclusão deste curso.

Aos servidores e colegas da pós-graduação, Wellington Mota, Marcus Vinicius Santana, Tassia Tuane Moreira dos Santos, Klênia Rodrigues Pacheco, Humberto Oliveira Guimarães, Tiago Oliveira Carvalhais, Mirian de Almeida Marques, Wilson de Souza Dourado e Ricardo Máximo Filho pelo companheirismo durante esta jornada.

Aos estagiários do Laboratório de Entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, Ruberpaulo de Castro e Souza, Paulo Antônio Batista Filho, João Antônio Batista de Souza, Yuri Peixoto, Igor Manoel, Eduardo Cardoso Oliveira, Alírio Neto, Lara Duarte, Jaqueline Gomes Cunha, Andrei Pereira Silva e Jessica Ferreira Silva e todos os outros que ajudaram em todas as fases dessa tese.

A todos, que de forma indireta ou indireta contribuíram para a realização deste trabalho, minha gratidão e reconhecimento.

## SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	6
LISTA DE FIGURAS .....	7
RESUMO GERAL.....	8
GENERAL ABSTRACT .....	9
<b>1</b> <b>INTRODUÇÃO GERAL.....</b>	<b>12</b>
<b>2</b> <b>REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>14</b>
2.1        A MOSCA-BRANCA .....	14
2.1.1 <i>Bemisia tabaci</i> Gennadius biótipo B .....	14
2.1.2      Bioecologia da mosca-branca.....	16
2.1.3      Danos e prejuízos provocados por mosca-branca.....	18
2.1.4      Manejo integrado da mosca-branca.....	22
2.2        ECOLOGIA DE PAISAGEM.....	27
2.2.1      A ecologia de paisagem no manejo integrado de mosca-branca.....	30
2.3        REFERÊNCIAS .....	32
<b>3</b> <b>PARASITISMO DE MOSCA-BRANCA, <i>BEMISIA TABACI</i></b> <b>BIÓTIPO B EM SOJA .....</b>	<b>45</b>
RESUMO 45	
ABSTRACT .....	46
3.1        INTRODUÇÃO.....	46
3.2        MATERIAL E MÉTODOS .....	48
3.3        RESULTADOS .....	51
3.4        DISCUSSÃO.....	58
3.5        CONCLUSÕES.....	61
3.6        REFERÊNCIAS .....	61
<b>4</b> <b>INFLUÊNCIA DA BORDA ADJACENTE À VEGETAÇÃO</b> <b>NATIVA NA DINÂMICA POPULACIONAL DE MOSCA</b> <b>BRANCA, <i>BEMISIA TABACI</i> BIÓTIPO B (GENNADIUS) EM</b> <b>SOJA .....</b>	<b>67</b>
RESUMO 67	
ABSTRACT .....	68
4.1        INTRODUÇÃO.....	68
4.2        MATERIAL E MÉTODOS .....	70
4.3        RESULTADOS .....	72
4.4        DISCUSSÃO.....	76
4.5        CONCLUSÕES.....	80
4.6        REFERÊNCIAS .....	80
<b>5</b> <b>CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>86</b>
APÊNDICES .....	87

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 3.1.** Localização das lavouras de soja monitoradas para o levantamento do parasitismo de mosca-branca no Estado de Goiás (2013/14 e 2014/15). ..... 48
- Tabela 3.2:** Número e razão sexual de parasitoides de mosca-branca em soja coletados em no Estado de Goiás nas safras 2013/14 e 2014/15..... 52
- Tabela 3.3:** Seleção de modelo para o número de ninfas parasitadas de mosca-branca em função das variáveis peditoras anos agrícolas (safra), densidade do hospedeiro (Dens.hosp.), da umidade relativa do ar (Umid), da temperatura do ar (Temp), e da precipitação acumulada (precip). O grau de liberdade (G.L) representa o número de parâmetros do modelo, AIC corrigido para amostras infinitas (AICc), diferença do valor do AICc em relação ao menor AICc ( $\Delta$  AIC) e a probabilidade de ajuste dos modelos no conjunto (Peso). ..... 56
- Tabela 3.4:** Decomposição dos efeitos da regressão do modelo, incluindo coeficientes beta ( $\beta$ ), erro padrão (EP) dos coeficientes, ( $Pr>t$ ) probabilidade de  $P>t$ ,  $r^2$  único de cada preditor (U),  $r^2$  comum aos preditores (C) e  $r^2$  total ( $r^2$ )..... 57
- Tabela 4.1:** Estimativas e valores de P dos efeitos fixos do modelo global, em escala logarítmica, para as variáveis respostas, número de adultos, de ninfas de mosca-branca, de ninfas parasitadas. .... 75

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 3.1.** Ninfa grande de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B (A), Ninfa de mosca-branca parasitada (B), “Pupário” vazio não parasitado (C) e “Pupário” vazio parasitado (D) ..... 49
- Figura 3.2:** Abundância relativa de parasitoides de mosca-branca em soja em Goiás ..... 53
- Figura 3.3:** Boxplot da taxa de parasitismo de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B em soja no centro-oeste do Brasil na safra 2013/14 (superior) e 2014/15 (inferior). O ponto refere-se à média, a linha ao centro representa a mediana, a barra descreve os quartis (25% e 75%), e a barra de erro refere-se ao máximo e mínimo de taxa de parasitismo ..... 54
- Figura 3.4:** Flutuação populacional de mosca-branca, *B. tabaci* biótipo b, e de seus parasitoides em soja em Goiás. Pontos das curvas representam médias  $\pm$  erro padrão (n = 20 áreas por safra) ..... 55
- Figura 3.5:** Relação entre o número de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, parasitas e a densidade de ninfas de mosca-branca em duas safras de soja em função das temperaturas média do ar de 20, 24 e 28°C ..... 57
- Figura 4.1:** Número médio de adultos ( $\pm$  EP) e número médio de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B na borda e no interior de cultivos de soja adjacentes a vegetação nativa. Códigos de Significância: 0 ‘\*\*\*’; 0.001 ‘\*\*’; 0.01 ‘\*’; 0.05 ‘n.s.’ ..... 73
- Figura 4.2:** Número médio de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, parasitadas na borda e no interior de cultivos de soja adjacentes a vegetação nativa no Brasil central. Códigos de Significância: 0 ‘\*\*\*’; 0.001 ‘\*\*’; 0.01 ‘\*’; 0.05 ‘n.s.’ ..... 74
- Figura 4.3:** Número médio de adultos, ninfas e ninfas parasitadas de mosca-branca em duas safras agrícolas de soja no centro-oeste do Brasil. <sup>1</sup> - Número de adultos/3 armadilhas; <sup>2</sup> - número de ninfas e ninfas parasitas/30 folíolos. Códigos de Significância: 0 ‘\*\*\*’; 0.001 ‘\*\*’; 0.01 ‘\*’; 0.05 ‘.’ ..... 77

## RESUMO GERAL

SANTOS, J. B. **Ecologia mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B. (Gennadius, 1889) e de seus parasitoides em soja.** 2017. 91 f. Tese. (Doutorado em Agronomia: Fitossanidade) – Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás. 2017.<sup>1</sup>

Os padrões de parasitismo e a influência da borda adjacente à vegetação nativa sobre a dinâmica populacional de mosca-branca na soja foram avaliados em vinte áreas de cultivo no centro-oeste do Brasil. Os monitoramentos foram realizados em duas safras agrícolas, 2013/2014 e 2014/2015 com avaliações quinzenais na borda, distante 20 metros da vegetação nativa, e no interior das áreas, no mínimo a 400 metros da borda. Nesses locais foram monitoradas as populações de adultos e ninfas de mosca-branca. O monitoramento dos adultos foi realizado com armadilhas adesivas amarelas. Para ninfas foi feita a coleta de 30 folíolos de soja do terço inferior da planta para avaliação das ninfas. Foram identificadas quatro espécies de parasitoides de mosca-branca em soja, *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* e *Eretmocerus mundus*. A espécie de maior abundância foi *E.lutea*, correspondendo a aproximadamente 60 % do parasitismo. A taxa de parasitismo variou entre 6,2% e 46,5% em 2013/14 e de 3,6 a 50% na safra 2014/2015. O parasitismo de mosca-branca é fortemente relacionado com a densidade do hospedeiro e com a temperatura média do ar, sendo o primeiro responsável por 98,6 % da variabilidade do parasitismo de mosca-branca em soja. A população do parasitoide aumenta com o crescimento da densidade do hospedeiro, indicando uma resposta denso-dependente positiva. Foi observado também que a dinâmica populacional da mosca branca é afetada pela borda, pelo período de coleta, pela safra e pela área. Maiores populações de adultos e ninfas de mosca-branca foram observadas na borda adjacente à vegetação nativa, comparada ao interior dos cultivos de soja. Em média foram observados 133 adultos/armadilhas e 6,6 ninfas de mosca-branca/folíolo a mais na borda adjacente a vegetação nativa do que no interior das áreas. Entretanto, não foi observado maior densidade do parasitismo na borda adjacente à vegetação nativa, apontando que as condições atuais dos remanescentes de vegetação nativa não contribuem como reservatório de parasitoides e portanto, não tem contribuído para o estabelecimento do controle natural da praga. Os efeitos diferenciados da borda na densidade populacional da praga e de seus parasitoides indicam que as bordas devem ser priorizadas nos monitoramentos da mosca-branca e que para aumento das taxas de parasitismo da praga, os fragmentos de vegetação natural precisam ser conservados e restaurados.

*Palavras-chave:* Efeito de bordas, vegetação nativa, parasitismo de mosca-branca.

---

<sup>1</sup> Orientador: Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi. EMBRAPA-CNPAP  
Coorientadora: Profa. Dra. Eliane Dias Quintela. EMBRAPA-CNPAP

## GENERAL ABSTRACT

SANTOS, J. B. **whitefly ecology, *Bemisia tabaci* biotype B. (Gennadius, 1889) and its parasitoids on soybean.** 2017. 91 f. Thesis (Doctor in Agronomy: Crop Protection) – Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás, 2017.<sup>1</sup>

The patterns of parasitism and the influence of the edges between native vegetation and soybean crop on the population dynamics of whitefly were evaluated in twenty fields in the center-west of Brazil. Monitoring was carried out in two crop seasons, 2013/2014 and 2014/2015. The samplings were biweekly, in two field sites, one on the edge, 20 meters away from the native vegetation and another in the interior of the field, at least 400 meters from the edge. Adult populations of whitefly were monitored using yellow stick traps and whitefly nymphs and parasitized nymphs were counted in 30 soybean leaflets in the lower third of the plant per sampling point. Four species of whitefly parasitoids in soybean, *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* and *Eretmocerus mundus* were identified. The species of greatest abundance was *E.lutea*, which was found in approximately 60% of parasitized nymphs. The rate of parasitism ranged from 6.2% to 46.5% in 2013/14 and from 3.6 to 50% in the next season. Whitefly parasitism is strongly correlated with host density and air temperature, being the first responsible for 98.6% of the explanation for the variability of whitefly parasitism in soybean. The population of the parasitoid increases with increasing host density, indicating a positive dense-dependent response. It was also observed that the population dynamics of the whitefly is affected by edge, period, the season and the field. Higher density of adult and whitefly nymphs was observed at the edge adjacent to natural vegetation, when compared to the interior of soybean crops. On average, 133.3 adults/traps and 6.6 whitefly nymphs/leaflets were observed at the edge adjacent to the native vegetation within the fields. However, it was not observed higher density of the parasitism at the edge adjacent to the native vegetation than inside the soybean field, pointing out that the current conditions of native vegetation remnants do not contribute as reservoir of parasitoids. Thus, the border adjacent to the native vegetation has not contributed to the establishment of the natural control of the pest. The differential effects of the border on the population density of the pest and its parasitoids indicate that the edges should be prioritized in the monitoring of the whitefly and that to increase the rates of parasitism of the pest, fragments of natural vegetation need to be conserved and restored.

*Key words:* Edge effect, native vegetation, whitefly parasitism.

---

<sup>1</sup> Adviser: Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi. EMBRAPA-CNPAP  
Coadviser: Prof. Dr. José Alexandre Freitas Barrigossi. EMBRAPA-CNPAP

## 1 INTRODUÇÃO GERAL

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* Gennadius (Aleyrodidae: Hemiptera) é uma das principais pragas agrícolas do século XXI, devido aos seus prejuízos em diversas culturas, sendo citada entre as 100 piores pragas invasoras do mundo (Lowe et al., 2000). A mosca-branca está disseminada em todas as regiões do globo, exceto no ártico, e pode atacar mais de 1000 espécies de vegetais (Abd-Rabou & Simmons, 2010).

Os danos provocados pela mosca-branca podem ser diretos ou indiretos. Os danos diretos estão relacionados à sucção de seiva do floema e pela injeção de toxinas que provocam desordens funcionais, implicando em perdas de qualidade e de produtividade em diferentes espécies vegetais. Os danos indiretos são devido à produção de “honeydew”, que serve como substrato para o crescimento do fungo de cor preta denominado de fumagina (*Capnodium* sp.), que por cobrir a superfície foliar impede a absorção de luz pelas folhas, resultando em redução da taxa fotossintética das plantas. No entanto, o principal dano indireto da mosca-branca são os vírus por ela transmitidos (Villas Bôas et al., 1997).

A mosca-branca é descrita como vetor de mais de 300 viroses das quais cerca de 90%, pertence ao gênero begomovirus (Jones, 2003; Navas-Castillo et al., 2011). No Brasil, estes begomovirus são reportados nas culturas de feijão, feijão de corda, tomate, soja e pimentão (Santos et al., 2003). Destacam entre os begomovirus transmitidos por mosca-branca, o mosaico dourado do feijoeiro (*Bean Gold Mosaic Virus*) e o mosaico dourado do tomateiro (*Tomato Gold Mosaic Virus*). Ambas as viroses, podem causar perdas de até 100% da produção nessas culturas, principalmente, se a infecção ocorrer na sua fase inicial (Almeida et al., 1984; Giordano et al., 2005; Yuki et al., 1998)

O manejo mais comum de viroses relacionadas mosca-branca é baseado no controle do vetor. A mosca-branca é controlada, atualmente, pelo método químico com o emprego de inseticidas sintéticos. Porém, sem o sucesso esperado devido à resistência do inseto a vários inseticidas disponíveis no mercado, o que pode ser evidenciado pelo aumento nos casos de surtos registrados nas regiões produtoras (Palumbo et al., 2001; Silva et al., 2009). Surtos populacionais da mosca-branca são relatados em diversas regiões do Brasil, e sempre estão associados ao alto grau de polifagia da praga e a dificuldade de

controle (Lourenção & Nagai, 1994; Oliveira et al., 2000). Assim, o manejo deste inseto praga não deve ser realizado apenas na cultura principal, mas também deve envolver todo o sistema produtivo. No Brasil central, onde são cultivadas espécies que servem de hospedeiros o ano todo de modo sucessivo proporcionado pelo uso da irrigação, os cuidados devem ser redobrados (Gilbertson et al., 2015, 2011; Quintela et al., 2016)

O manejo integrado da mosca-branca no sistema agrícola deve considerar todos os elementos que compõem a paisagem e que influenciam a dinâmica populacional deste inseto. Nesse contexto, a paisagem é formada por mosaicos de diferentes tipos de cultivo, como por exemplo, os pomares, as florestas nativas e plantadas, as áreas de cultivo anual e até mesmo os assentamentos rurais (Wiens & Milne, 1989).

Estudos da ecologia de paisagem são importantes para compreender como os elementos da paisagem interagem entre si e com os seres vivos. Estes estudos têm auxiliado na compreensão dos processos de movimentação e de flutuação populacional de diferentes insetos pragas e inimigos naturais, bem como das doenças transmitidas por esses insetos (Barnes et al., 1999; Hunter, 2002; Macfadyen & Muller, 2013). Assim, objetiva-se esclarecer como os componentes da paisagem agrícola podem influenciar a dinâmica populacional e o comportamento sazonal da mosca-branca e de seus parasitoides de ocorrência natural na cultura da soja. Os objetivos específicos deste estudo foram: I- Conhecer e descrever a abundância e diversidade da população dos parasitoides de mosca-branca nas áreas agrícolas de soja na região central do Brasil; II- Verificar as taxas de parasitismo de mosca-branca nas áreas de produção convencional de soja; III- Determinar a influência da vegetação nativa remanescente na dinâmica populacional da mosca-branca; IV - Verificar se a vegetação nativa contribui para o aumento das taxas de parasitismo de mosca-branca.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 A MOSCA-BRANCA

#### 2.1.1 *Bemisia tabaci* Gennadius biótipo B

As moscas brancas são insetos sugadores pertencentes à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Aleyrodidae. Os adultos são pequenas cigarrinhas (0,2 a 0,6 mm) com dois pares de asas cobertas por uma pulverulência branca (Byrne & Bellows Jr, 1991). Dentre as mais de 1000 espécies de moscas-brancas conhecidas, duas se destacam como pragas em casas de vegetação e campo, *Trialeurodes vaporariorum* Westwood e *B. tabaci*, sendo esta última uma das principais pragas agrícolas das últimas décadas (Lowe et al., 2000; Oliveira et al., 2001; Stansly & Naranjo, 2010).

*B. tabaci* foi inicialmente descrita como *Aleyrodes tabaci* atacando plantas de fumo na Grécia, em 1889. A partir de então, a espécie *B. tabaci* se disseminou rapidamente e já foi relatada em todas as regiões do globo, exceto nos polos, provocando perdas elevadas em várias culturas de importância agrícola (Oliveira et al., 2001).

A taxonomia de *B. tabaci* foi por décadas discutida, sendo descritas inúmeras espécies, depois biótipos ou raças. No entanto, a proposta mais adequada que resultam dos debates atuais sobre a taxonomia da praga, a define como um complexo de espécies crípticas, que não apresentam diferenças morfológicas, porém em geral não são capazes de deixarem descendentes férteis e viáveis (Brown et al., 1995; Perring, 2001; Qin et al., 2016; Shu-sheng et al., 2012; Xu et al., 2010). Estudos mais recentes descrevem 11 grupos bem definidos com pelo menos 24 espécies não distinguíveis morfológicamente (De Barro et al., 2011).

Entre os principais grupos de mosca-branca apresentados por De Barro et al., 2011 destacam-se dois grupos como pragas agrícolas de grande impacto, o “Mediterranean” e o “Middle East-Asia Minor – MEAN - 1”. O “Mediterranean” agrupa os antigos biótipos Q, J, L, Sub-Saharan Africa, Silverleaf biotypes. E o “MEAN - 1”

agrupa os biótipos B e B2.

O biótipo B está amplamente disseminado no mundo. Introduzido nas Américas nas décadas de 80 e 90, o biótipo B provocou grandes perdas em algodão, tomate e feijão. As altas perdas provocadas por este biótipo estão associadas principalmente à alta adaptabilidade a diferentes hospedeiros, espécies de plantas cultivadas e silvestres. Os hospedeiros relacionados a este biótipo são comumente plantas dicotiledôneas herbáceas (Abd-Rabou & Simmons, 2010). Entretanto, em 2013 o biótipo B foi relatado em membros da família Poaceae, especificamente em milho, no Brasil central (Quintela et al., 2016).

Além de possuir grande quantidade de hospedeiros, o biótipo B é importante devido a sua alta taxa de reprodução, o que resulta em surtos frequentes. Ademais, está associado à transmissão de viroses importantes, e além dos distúrbios fisiológicos que resultam da injeção de toxinas em Cucurbitáceas e tomate (Lourenção & Nagai, 1994; Quintela, 2001; Villas Bôas et al., 1997).

O biótipo B foi introduzido no Brasil em 1991, provavelmente, em plantas ornamentais. Na época de sua introdução foi descrito como *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (1994) devido ao prateamento característico observado em abóboras (Villas Bôas et al., 1997). Entretanto, essa proposta de identificação não foi amplamente aceita pelos taxonomistas, até que por meio de ferramentas moleculares foi descrita como o biótipo B de *B. tabaci* (Brown et al., 1995; De Barro et al., 2005).

A partir da introdução do biótipo B no Brasil houve uma rápida mudança na comunidade de espécies crípticas da mosca-branca. Relata-se que houve uma rápida supressão e deslocamento de outras populações, já que o biótipo existente na época não infestava em altas populações plantas de brócolis, abobreiras e tomates, e nem tanto, eram associadas a anomalias ou desordens em tomate e abóbora (Lourenção & Nagai, 1994). Reforça essa supressão que o biótipo B foi o biótipo predominante em 20 dos 27 Estados brasileiros avaliados. Entretanto, não houve supressão total, pois foi relatada a coexistência de outro biótipo, descrito como BR, em três Estados do Brasil, incluindo Goiás (Lima et al., 2000).

No Brasil são descritas quatro espécies crípticas de *B. tabaci*. A espécie New World (formalmente o biótipo A), a New World 2, a Middle east Asia Minor 1 (O biótipo B) e a Mediterranean (biótipo Q). A introdução do biótipo Q foi reportada em 2013 no Rio Grande do Sul, e tem preocupado os produtores e pesquisadores do Brasil, porque este biótipo possui resistência a vários inseticidas disponíveis no mercado. Além disso, ainda

existe a preocupação com a migração da espécie para o norte do país, o que certamente causará grande impacto nos principais sistemas agrícolas brasileiros (Barbosa et al., 2014, 2015; Marubayashi et al., 2013).

### **2.1.2 Bioecologia da mosca-branca**

Os adultos de mosca-branca, *B. tabaci*, são diminutos, sendo os machos menores e menos abundantes que as fêmeas. São insetos com cabeça opistognata aparentemente com o rostro separado da cabeça. Apresentam o dorso amarelo-pálido e as asas membranosas e brancas com venação reduzida, medindo de 1 mm a 2 mm de comprimento e 0,36 mm a 0,51 mm de largura. Os olhos são vermelhos, compostos e divididos em duas partes por uma projeção cuticular e as antenas são curtas. A espécie ocupa preferencialmente a face abaxial das folhas para sua alimentação e oviposição (Byrne & Bellows Jr, 1991; Stansly & Naranjo, 2010).

Os ovos são periformes, de coloração branco-amareladas nos primeiros dias e marrons próximos à eclosão, e podem ser dispostos isoladamente ou em grupos, de maneira irregular, ou ainda em semicírculos. Os ovos são dotados de pedicelo, que é uma extensão do córion, que fica inserido nas células da epiderme da folha, não atingindo as células do parênquima. Através do pedicelo ocorre absorção de água e soluto das folhas que são essenciais ao desenvolvimento do ovo (Buckner et al., 2002). Em média, uma fêmea produz 100 ovos, mas pode ultrapassar 300 ovos em algumas regiões. As ninfas eclodem eclodem em média 7 dias, dependendo da temperatura ambiente (Gerling et al., 1986).

As ninfas são translúcidas e apresentam coloração amarela ou amarela-pálida, sendo a parte dorsal lisa, plana ou levemente convexa. A fase imatura das moscas brancas ocorre em quatro instares, sendo apenas o primeiro móvel e os demais instares permanecem imóveis, mas sempre se alimentado (Brown et al., 1995; Villas Bôas et al., 1997). No entanto, no quarto instar, a ninfa se alimenta apenas por um curto período e depois cessa sua alimentação. Com referência à interrupção na alimentação os autores descrevem como estágio pupal, que compreende o período de não alimentação da ninfa até a emergência do adulto (Gelman & Gerling, 2003; Walker et al., 2010)

A mosca-branca é um inseto multivoltino, podendo apresentar muitas gerações por ano (Lourenção & Nagai, 1994; Oliveira et al., 2000). Os principais fatores ambientais

que afetam o número de gerações da mosca-branca são a temperatura e a disponibilidade de alimento. Estudos em soja mostraram que a duração da fase de ovo pode variar de 5,1 a 22,4 dias, a fase de ninfa de 16,7 a 48,4 dias, e o ciclo completo de 21,8 a 70 dias dependendo da temperatura. Em temperaturas mais altas, próximas a 30° C, as moscas brancas apresentam ciclos biológicos mais curtos, entretanto em temperaturas de 35°C ocorre aumento da mortalidade de ovos e ninfas (Albergaria & Cividanés, 2002).

*B. tabaci* apresenta alta prolificidade e se reproduz sexuadamente e por partenogênese arrenótoca (Byrne & Bellows Jr, 1991). *B. tabaci* pode regular o sexo da progênie em função da disponibilidade do alimento e de espermatozoides. Proporcionalmente, fêmeas jovens deixam mais descendentes fêmeas, enquanto fêmeas mais velhas produzem mais descendentes machos. Além disso, fêmeas com acesso aos machos ao longo da vida estabelecem maior proporção de fêmeas quando comparadas àquelas que se acasalaram apenas uma vez (Horowitz & Gerling, 1992).

A razão sexual de mosca-branca no campo varia entre 3,0 fêmeas/macho, até mais machos que fêmea, dependendo da época do ano. Proporções maiores de fêmeas são encontradas no início do verão e proporções menores de fêmeas são encontradas no final desta estação. Um fator que interfere na proporção de fêmeas em uma população de mosca-branca é a temperatura. Quanto maior a temperatura maior é razão sexual. Uma maior proporção de fêmeas pode ser devido à maior taxa de mortalidade de adultos machos em temperaturas mais elevadas (Cui et al., 2008). Além disso, ainda é importante ressaltar que a espécie *B. tabaci* é reportada como um grupo de espécies crípticas, cujas possibilidades de cruzamentos entre os distintos grupos estão sendo estudados. Nesses cruzamentos, verificam-se grupos com cruzamentos incompatíveis, cruzamentos que resultam apenas em machos, grupos que produzem machos e fêmeas inviáveis e grupos compatíveis que produzem machos e fêmeas férteis (Qin et al., 2016; Shu-sheng et al., 2012; Xu et al., 2010).

*B. tabaci* é um sugador obrigatório de floema, que se alimenta diretamente das células crivadas do floema, intermitentemente. A mosca-branca se alimenta mais frequentemente na face abaxial da folha, podendo as ninfas móveis se locomoverem da face superior para a face inferior da folha, motivadas por estímulos alimentares e táteis (Simmons, 1999). Junto ao canal alimentar, existem duas glândulas, uma principal e a outra acessória. Ambas parecem estar relacionadas à transmissão viral e à seleção do hospedeiro durante a picada de prova (Czosnek & Laterrot, 1997; Ghanim et al., 2001;

Walker et al., 2010; Wei et al., 2014).

A preferência na oviposição e alimentação dependem da espécie ou do biótipo, da idade da planta, do estado nutricional do hospedeiro, da presença de tricomas e de fatores ambientais. Embora sejam muitos os hospedeiros da mosca-branca, as famílias Fabaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Solanaceae e Malvaceae agrupam mais de 50% dos hospedeiros (Brown et al., 1995). No entanto, práticas culturais adotadas nos sistemas agrícolas podem mudar o comportamento e a disponibilidade de hospedeiros de *B. tabaci*. Esse efeito foi visto em 2013 no Brasil central, onde o cultivo sucessivo de soja/milho proporcionou ao biótipo B a capacidade de colonizar, desenvolver e completar seu ciclo na cultura do milho, planta reportada em trabalhos anteriores como não hospedeira desta espécie (Quintela et al., 2016).

Estudos da dinâmica populacional da mosca-branca indicam que estádios imóveis apresentam maior mortalidade, devido à sua vulnerabilidade aos predadores e parasitoides. Os agentes de mortalidade da fase ovos são a infertilidade dos ovos e a predação, já nas ninfas são a predação, o desalojamento, parasitismos e outras causas, como o impacto da chuva (Asiimwe et al., 2007). As fases de ovo e primeiro instar ninfal apresentam maior mortalidade, reduzindo no segundo e terceiro, e voltando a aumentar no estágio final de desenvolvimento da ninfa. Esse efeito de maior mortalidade de ninfas nos últimos ínstars é atribuído ao aumento do parasitismo (Horowitz et al., 1984).

### **2.1.3 Danos e prejuízos provocados por mosca-branca.**

Os danos provocados pela mosca-branca podem ser compreendidos como diretos e indiretos. Danos diretos são aqueles provocados durante o processo de alimentação do inseto, e danos indiretos são aqueles que facilitam ou promovem a ação de agentes nocivos aos vegetais. Os danos diretos da mosca-branca são provocados pela sucção de seiva, depauperando a planta. Além disso, durante o processo de alimentação, a mosca-branca injeta toxinas na planta, que podem resultar em deformidades no crescimento e desenvolvimento de folhas e frutos, como por exemplo, o prateamento da abóbora e a “isoporação” em frutos de tomate (Byrne & Bellows Jr, 1991; Villas Bôas & Branco, 2009; Villas Bôas et al., 1997).

Os danos indiretos são em decorrência do crescimento da fumagina e pela transmissão de vírus. Nos imaturos de hemípteros – Sternorrhyncha, o intestino possui uma

adaptação em sua porção final denominada câmara-filtro, que possibilita a absorção dos nutrientes (Triplehorn & Johnson, 2011). Nesse processo de absorção, parte dos fotoassimilados é excretada formando pequenas gotas de uma substância açucarada, na superfície das folhas das plantas, denominada de “honeydew”. Essa substância depositada na superfície dos tecidos vegetais, principalmente nas folhas, serve como substrato para o crescimento do complexo de fungos denominados fumagina (*Capnodium* sp.), cujo micélio é de cor escura. A fumagina reduz a captação da luz solar pela folha, afetando a fotossíntese (Oliveira et al., 2001; Villas Bôas et al., 2002).

No entanto, é a transmissão de virose o principal dano indireto associado à mosca-branca, *Bemisia tabaci* Biótipo B. Atualmente são registradas 114 viroses transmitidas pelas moscas-brancas, sendo 111 transmitidas pela espécie *B. tabaci*, que é a única espécie do gênero *Bemisia* descrita como transmissora de virose. As demais viroses são transmitidas por *Trialeuroides vaporarium*, *T. abutilonea* e *T. ricini*. Tanto ninfas como adultos, ao se alimentarem do floema adquirem o vírus que é posteriormente transmitido para outras plantas pelos adultos, já que as ninfas possuem pouca ou nenhuma mobilidade (Jones, 2003).

Embora grandes perdas econômicas sejam reportadas desde 1920, foi no início dos anos 80 que altos prejuízos econômicos foram reportados em quase todos os continentes, principalmente nas Américas. Esses prejuízos podem estar relacionados com o surgimento e com a rápida disseminação do biótipo B, hoje descrito como MEAN 1, que além de amplamente disseminado possui vários hospedeiros (De Barro et al., 2005; 2011; Wisler et al., 1998).

Os principais vírus transmitidos por mosca-branca pertencem aos gêneros begomovirus (Geminiviridae), Crinivirus (Closteroviridae), ipomovirus (Potyviridae), torradovirus (Secoviridae) e Carlavirus (betaflexiviridae) (Navas-Castillo et al., 2011). Destes gêneros, o mais importante é o begomovirus, o qual representa 90% das viroses transmitidas por mosca-branca (Jones, 2003).

Os begomovirus formam o maior grupo de vírus da família geminiviridae, os quais são transmitidos apenas pela mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Navas-Castillo et al., 2011). No entanto, estudos apontam que a transmissão de begomovirus pode ser feita também por *Trialeurodes ricini* (Idriss et al., 1997). As begomoviroses são doenças importantes ao redor do mundo causando severos danos em diversas espécies de plantas cultivadas, como em feijão na América Latina e Caribe e em tomate nas Américas, Europa

e Ásia (Alemandri et al., 2012; Costa, 1976; Faria et al., 2000; Jones, 2003; Morales, 2006a; Morales & Jones, 2004; Navas-Castillo et al., 2011; Pan et al., 2012; Thompson, 2011a, 2011b).

O *Bean Golden Mosaic Virus* (BGMV), mosaico dourado do feijoeiro é o principal vírus descrito em feijoeiro comum. O BGMV é o vírus tipo do gênero begomovirus, e provoca redução do crescimento da planta, deformação, amarelecimento das folhas, deformação e redução do número de vagens, redução do número e peso dos grãos. Em campo, os sintomas podem ser observados a partir de 14 dias da emergência do feijoeiro, e quanto mais cedo ocorrer à infecção, maiores serão os prejuízos à cultura (Faria et al., 1996). Essa doença foi descrita no Brasil em 1960 no Estado de São Paulo e em cerca de 10 anos já se encontrava disseminada pelas principais regiões agrícolas do país, no entanto sem relatos de grandes prejuízos (Costa, 1976). Epidemias da doença flutuaram ao longo das últimas décadas, mas com ocorrência frequente, principalmente em condições de veranicos e após o cultivo da soja. Surtos epidêmicos foram reportados no Brasil central na safra 2012/2013 determinando grandes prejuízos na segunda safra de feijão (Inoue-Nagata et al., 2016).

Os begomovírus também são importantes patógenos para o tomate. Mundialmente preocupante, o complexo *Tomato Yellow Leaf Curl Virus* (TYLCV) é um dos principais entraves da produção de tomate (Moriones & Navas-Castillo, 2000). As perdas provocadas pela doença são resultadas do enrolamento das margens dos folíolos para cima, e podem gerar perdas de 100% na produção (Czosnek & Laterrot, 1997; Jones, 2003; Morales & Jones, 2004). Felizmente, o TYLCV ainda não foi identificado no Brasil (Inoue-Nagata et al., 2004; Rocha et al., 2013), mas é preocupante a sua introdução após a entrada do biótipo Q (Barbosa et al., 2015), o qual possui grande associação com o vírus (Maluta et al., 2014; Ning et al., 2015).

No Brasil são descritas pelo menos 11 begomoviroses nativas transmitidas por mosca-branca em tomateiro. O número tão grande de espécies de vírus associadas ao tomateiro é devido à sua alta capacidade de recombinação e à sua grande variabilidade regional (Rocha et al., 2013). Inicialmente, as viroses em tomates apresentaram poucos relatos de danos econômicos. No entanto, após a introdução do biótipo B no Brasil, casos de altas perdas provocadas por vírus se tornaram recorrentes na cultura do tomate (Giordano et al., 2005; Ribeiro et al., 1998).

Diferentemente do que ocorre na cultura do tomateiro e do feijoeiro, são

poucos os relatos de perdas em soja. Os begomovirus associados à cultura da soja são: (1) *Soybean Crinkle Leaf Virus* (SCLV) no Japão e Tailândia; (2) *Soybean Golden Mosaic Virus* (SoyGMV) em Porto Rico (Jones, 2003); (3) *Bean Golden Mosaic Virus* (BGMV), *Soybean Blistering Mosaic Virus* (SbBMV), *Sida Mottle Virus* (SiMoV) e *Tomato Yellow Spot Virus* (ToYSV) na Argentina (Alemandri et al., 2012; Rodríguez-Pardina et al., 2011); (4) e BGMV, *Sida Micrantha Mosaic Virus* (SiMMV), *Okra Mottle Virus* (OMoV), *Sida Mottle Virus* (SiMoV) *Soybean Chlorotic Spot Virus* (SbCSV) no Brasil (Coco et al., 2013; Fernandes et al., 2009; Mello et al., 2002).

Os sintomas das begomoviroses associadas à soja são atrofia, crescimento distorcido e bolhas, manchas cloróticas e mosaico verde claro a amarelo-dourado (Fernandes et al., 2009). No entanto, não existem relatos de redução na produção em sistemas agrícolas brasileiros, mas perdas econômicas que vão de moderada a severas foram registradas no nordeste da Argentina, com a descrição de três espécies de vírus em soja, incluindo o SiMoV (Rodríguez-Pardina et al., 2006).

Compondo menor proporção de vírus transmitidos por mosca-branca, os gêneros Crinivirus, Ipomovirus, Torradovirus e alguns Carlavirus apresentam-se como patógenos importantes em sistemas agrícolas. Os crinivirus são vírus transmitidos por mosca-branca dos gêneros *Bemisia* e *Trialeurodes* de modo semipersistente. Entretanto, o tempo de persistência depende da espécie, e em referência *Bemisia tabaci* depende de espécie críptica, no qual MEAN 1, biótipo B, possui maior tempo de persistência do que New World, biótipo A (Polston et al., 2014; Wintermantel & Wisler, 2006).

O *Tomato Chlorosis Virus* (ToCV) é um crinivirus de grande impacto no mundo, transmitido por mosca-branca. Descrito na Florida, apresenta 24 espécies vegetais hospedeiras e é a única espécie de crinivirus transmitida por no mínimo cinco espécies de mosca-branca, incluindo *B. tabaci*, *T. albutilonea* e *T. vaporariorum* (Wintermantel & Wisler, 2006; Wisler et al., 1998). No Brasil, o vírus ToCV foi detectado em São Paulo, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Goiás e Distrito Federal (Barbosa et al., 2011, 2008; Macedo et al., 2014). A doença se tornou importante na cultura devido ao aumento da incidência no campo, onde existem relatos de até 31% de ocorrência apenas do ToCV e de 49% de ocorrência conjunta com algum geminivirus nos campos de Goiás e Distrito Federal (Macedo et al., 2014).

Com menor dano econômico quando comparado aos demais gêneros transmitidos por mosca-branca, o gênero ipomovirus é transmitido de forma

semipersistente por mosca-branca e causa danos econômicos em mandioca, abóbora e batata doce na África, Israel, Jordânia, Turquia e Espanha (Jones, 2003). Já o gênero *Torradovírus* não tem conhecido seu modo de transmissão e apresenta danos na cultura do tomate, com o *Tomato Torrado Virus* (ToTV), que apresentam manchas necróticas, evoluindo para lesões maiores nas folhas e frutos, reduzindo o crescimento e a produção, sendo reportado inicialmente na Espanha (Navas-Castillo et al., 2011; Verbeek et al., 2008).

Os carlavírus são vírus transmitidos por afídeos e dentre as 43 possíveis espécies apenas duas são transmitidas por mosca-branca, *B. tabaci*. São elas as espécies *Cowpea Mild Mottle Virus* (CpMMV) e *Melon Yellowing-associated Virus* (MYaV) (Iwaki et al., 1982; Nagata et al., 2005). De pouca expressividade nas últimas décadas, os carlavírus transmitidos por mosca-branca são atualmente importantes patógenos emergentes no Brasil. O MYaV foi relatado no nordeste brasileiro danificando a cultura do melão e o CpMMV, muito importante devido ao seu relato frequente na cultura do feijão transgênico resistente ao mosaico dourado (Faria et al., 2016; Gilbertson et al., 2011; Nagata et al., 2005).

Inicialmente detectado em feijão no Brasil, o CpMMV apresenta como sintoma mosaico em ângulos ou mosaico internerval e em soja mosaico fraco e enrugamento foliar (Marubayashi et al., 2010). Entretanto, no centro-oeste brasileiro foi descrito provocando necrose na haste e morte de plantas, o que resultou em prejuízos. Esses danos estão gerando grande preocupação dos produtores com sua possível disseminação e aumento da incidência, obrigando os produtores a buscam alternativas de manejo para o vetor e para o vírus (Gaspar et al., 1985; Inoue-Nagata et al., 2016)

#### **2.1.4 Manejo integrado da mosca-branca**

A mosca-branca é, sem dúvida, uma das maiores pragas do século, devido ao seu grande impacto nos sistemas agrícolas, ao seu difícil controle e ao seu amplo número de hospedeiros. Assim, pesquisadores de vários países buscam compreender como manejar essa praga em diferentes culturas, ambientes e sistemas de cultivo. Nessa busca por solução, muitas táticas de controle são integradas e avaliadas para reduzir os danos da praga e impedir grandes surtos populacionais em todo o mundo (Ellsworth & Martinez-Carrillo, 2001; Gilbertson et al., 2011; Morales, 2006b; Villas Bôas & Branco, 2009; Villas Bôas et al., 1997).

Embora muitas alternativas de controle tenham sido apontadas, no campo, o controle da mosca-branca tem se resumido à aplicação de inseticidas, e em muitos casos, não se baseiam na densidade populacional. As aplicações são realizadas em caráter preventivo e/ou curativo com inseticidas de amplo espectro e de baixa eficácia, o que tem incitado várias aplicações por cultivo e resultado em resistência a muitos inseticidas (Erdogan et al., 2008; Palumbo et al., 2001).

Por outro lado, ainda sabe-se que as aplicações de inseticidas sem conhecimento da densidade populacional da praga resultam em rápida ressurgência da praga alvo, na ocorrência de surtos populacionais de pragas secundárias e em indesejáveis efeitos ambientais (Smith et al., 1976). Na via contrária, a todos esses efeitos foram estabelecidos inicialmente o controle integrado e manejo integrado. Com conceitos pragmáticos, tais ferramentas visaram, sobretudo, a minimização dos impactos ambientais fundamentando o controle de pragas em duas bases, uma econômica, estabelecendo padrões de amostragem e os níveis de controle, e outra ecológica, compreendendo os agentes de mortalidade natural (Kogan, 1998; Perrin, 1997; Smith et al., 1976; Way & Van Emden, 2000).

Níveis de controle em geral são estabelecidos para orientar o momento da intervenção na dinâmica populacional de pragas (Kogan, 1998). Para mosca-branca, existe pouca adoção de níveis de controle devido à praga ser transmissora de vírus, o que em alguns casos fica evidente a necessidade de realizar a aplicação de inseticidas preventivamente (Palumbo et al., 2001; Villas Bôas & Branco, 2009). Ainda assim, é possível usar os níveis de controle para mosca-branca.

Na cultura do algodão recomenda-se monitorar a área desde a sua implantação e realizar intervenção quando forem encontrados nas amostras entre cinco e dez adultos/folha (Naranjo et al., 1998). No entanto, níveis de controle são determinados em função dos danos provocados pelo inseto e pelo custo do controle, e tais valores flutuam ao longo da safra e de uma safra para outra. Assim, dependendo dos valores da fibra, do custo de controle, da eficácia do controle, e do potencial produtivo da cultivar, os níveis de dano sugeridos para mosca-branca podem compreender de 5,9 a 15,2 adultos/folha, de 6,1 a 19,8 ovos/cm<sup>2</sup> e de 1,7 a 4,7 ninfas/cm<sup>2</sup> (Naranjo et al., 1996)

Para tomate estaqueado estudos indicam níveis de controle de quatro ninfas/folha e um adulto/ bandeja em casa de vegetação (Gusmão et al., 2005). Entretanto, ao relacionar a mosca-branca como transmissora de virose, em tomate ou feijão, apenas um

inseto é capaz de disseminar a doença (Villas Bôas & Branco, 2009; Villas Bôas et al., 1997). Em soja, indica-se a intervenção ou controle quando forem observadas dez ninfas/folíolo (Bortolotto et al., 2015). Contudo, ressalta-se que não houve estudo aprofundado do nível de controle, já que a soja não apresenta redução na produtividade quando submetida a populações inferiores a 136,31 ninfas /folíolos (Vieira et al., 2013).

O manejo e o controle da mosca-branca como transmissora de vírus têm passado por mudanças nas últimas décadas, principalmente devido ao aparecimento de resistência a muitos inseticidas (Nauen & Denholm, 2005; Palumbo et al., 2001; Tsagkarakou et al., 2009). Assim, atualmente há a necessidade de associação de diferentes técnicas ou métodos de controle. No Brasil, os avanços no manejo da mosca-branca ocorreram devido ao controle legislativo e cultural, principalmente em tomate e feijão, culturas que registram grandes prejuízos por viroses (Inoue-Nagata et al., 2016).

A primeira proposta de controle legislativo da mosca-branca foi elaborada para tomate industrial com a determinação do calendário de cultivo para que não houvesse plantas de tomate no campo em um determinado período do ano. Essa proposta foi regulamentada pela Instrução Normativa do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento n.º 24, de 15/04/2003. A proposta estabeleceu o período de vazio sanitário de novembro a Janeiro no Estado de Goiás. Além disso, para reduzir a disseminação de vírus do tomateiro estabeleceram-se também critérios para a produção de mudas (Villas Bôas & Branco, 2009).

Posteriormente à ocorrência do surto populacional de mosca-branca e de mosaico dourado (BGMV) na safra 2012/2013 com perdas superiores a 69% em Goiás, Minas Gerais e Distrito Federal, houve um apelo dos produtores pela implantação do vazio sanitário para a cultura do feijão (Faria et al., 2016). Assim, estabeleceu-se um período de no mínimo 30 dias sem a cultura no campo para o Distrito Federal (Portaria 54, de 1 de julho de 2013), para os municípios do noroeste de Minas Gerais (Portaria nº 1322, de 28 de junho de 2013) e para o estado de Goiás (Instrução normativa 02/2014).

O estabelecimento do vazio sanitário do feijoeiro resultou na diminuição do número de aplicações na cultura e na redução das perdas provocadas por BGMV, evidenciando sua importância para o manejo da mosca-branca. Associado a isto, observa-se também a importância dos vazios sanitários das culturas da soja e do algodão, que embora não sejam estabelecidos para o manejo da mosca-branca, proporcionou redução populacional desta praga (Faria et al., 2016; Inoue-Nagata et al., 2016).

A escolha da época de cultivo é uma ferramenta de planejamento importante no manejo integrado de pragas. Menores populações de mosca-branca são encontradas em cultivos de terceira safra de feijão ou plantios tardios de tomate, assim cultivos nessa época resultam em menor número de aplicações de inseticidas e em menores danos provocados por mosca-branca e vírus por ela transmitidos (Quintela, 2001; Villas Bôas & Branco, 2009).

Outros métodos ou técnicas de controle também são eficazes na redução populacional e na diminuição das perdas provocadas pelos vírus transmitidos por mosca-branca. Entre eles, citam-se a eliminação imediata dos restos de cultura, plantio de mudas/sementes sadias e vigoras, uso de barreiras vivas, controle de plantas daninhas e o uso de variedades resistentes a vírus (Ellsworth & Martinez-Carrillo, 2001; Lacerda & Carvalho, 2008; Polack, 2005; Villas Bôas & Branco, 2009).

O uso de variedades resistentes é importante, principalmente, no manejo de culturas que apresentem grandes perdas econômicas por viroses associadas à mosca-branca. No Brasil, a cultura de tomate foi inicialmente, a cultura que avançou com os estudos de plantas resistentes às geminivirose. Em geral, os híbridos resistentes de tomate são ferramentas importantes para o manejo da mosca-branca, mesmo possuindo moderada resistência à geminivirose, quando em alta incidência do vetor, e resistência a alguns geminivírus (Adkins et al., 2011; Inoue-Nagata et al., 2016).

Posteriormente à cultura do tomate, houve grande avanço na busca pelo melhor manejo da mosca-branca na cultura do feijoeiro com a introdução da primeira planta transgênica resistente ao BGMV (Aragão & Faria, 2009). O evento transgênico foi desenvolvido pela Embrapa e acredita-se que será mais uma ferramenta para o manejo da mosca-branca, já que em ensaios de campo, mesmo em alta incidência, as plantas não apresentaram sintomas. No entanto, é necessário utilizar ferramentas adicionais no manejo do BGMV e da mosca-branca (Aragão & Faria, 2009; Faria et al., 2016).

Outra ferramenta muito importante para o manejo da mosca-branca é o controle biológico. Os agentes naturais de controle da mosca-branca mais citados na literatura são: os fungos, os predadores e os parasitoides. Os gêneros *Aschersonia*, *Verticillium* (*Lecanicillium*), *Beauveria* e *Isaria* (*Paecilomyces*) são, comumente, associados à redução populacional de mosca-branca ao redor do mundo (Faria & Wraight, 2001; Meeke et al., 2002; Wraight et al., 1998), sendo que em algumas regiões existem relatos de grandes epizootias (Cabanillas & Jones, 2009)

Os predadores de *Bemisia tabaci* são insetos pertencentes às ordens Coleoptera, Diptera, Heteroptera, Hymenoptera, e Neuroptera, além de aranhas e ácaros (Arnó et al., 2009; Gerling, 1986), e são importantes agentes de regulação populacional da mosca-branca. Estudos apontam a predação como fator chave na regulação populacional da praga e que a conservação desses agentes pode viabilizar o manejo da mosca-branca (Naranjo & Ellsworth, 2005). No Brasil foram relatadas por Oliveira et al., (2003) quatorze espécies de predadores, incluindo sete espécies de coccinelídeos, três de sirfídeos, e quatro de crisopídeos. Mais recentemente cinco novas espécies de predadores foram registradas, com destaque para vespas do gênero *Polybia* e *Protopolybia* e uma espécie da família Hemerobiidae predando ninfas de mosca-branca (Torres et al., 2014).

O parasitismo não é o fator chave na regulação da dinâmica populacional da mosca-branca, mas contribui para a redução da população (Naranjo & Ellsworth, 2005). Em alguns sistemas agrícolas, o parasitismo pode exercer forte efeito na mortalidade da mosca-branca, como por exemplo, em algodão na Turquia, demonstrando que a conservação dos parasitoides pode resultar em efetiva redução da praga (Karut & Naranjo, 2009)

Existem 46 espécies de *Encarsia*, 21 de *Eretmocerus*, 3 de *Amitus*, 1 de *Neochrysochris* e 1 hiperparasitoide, *Signiphora*, descritas parasitando *B. tabaci* (Arnó et al., 2009). Dentre os parasitoides de mosca-branca, o gênero *Encarsia* é o mais estudado. As espécies *E. sophia* e *E. formosa* já são produzidas e comercializadas para liberação em programas de manejo (Gerling et al., 2001). A maioria das espécies do gênero *Encarsia* são autoparasitoides, no qual as fêmeas colonizam ninfas em um hospedeiro inicial e os machos podem se desenvolver em hospedeiros já parasitados por fêmeas da mesma espécie ou em outros endoparasitoides (Polaszek, 1991; Williams & Polaszek, 1996). Além disso, existem dentro do gênero espécies heterotróficas, nas quais as progênes fêmeas são desenvolvidas como parasitoides primários de ninfas de mosca-branca e progênes macho são desenvolvidas com parasitoides primários de ovos de lepidópteros, como *E. porteri* (Viscarret & López, 2004)

No Brasil, a mosca-branca é parasitada por *E. aleurothrixii*, *E. formosa*, *E. hispida*, *E. inaron*, *E. lutea*, *E. luteola*, *E. nigricephala* e *E. porteri* em plantas cultivadas e em plantas daninhas, sendo *E. formosa* a mais abundante (Oliveira et al., 2003). Além dessas espécies, também foi registrada a ocorrência da espécie *E. desantisi* em Minas Gerais (Torres et al., 2014) e *Eretmocerus mundus* em algodão, em casa de vegetação no Estado de São Paulo (Lourenção et al., 2014).

Estudos de tabela de vida para mosca-branca no Brasil têm apontado baixa ocorrência de parasitismo, aproximadamente 19%, sendo 3,8, 5,5 e 10,1% em ninfas de segundo, terceiro e quarto instar, respectivamente. Porém mesmo baixo, nesse estudo o parasitismo em ninfas de quarto instar foi evidenciado como um fator chave na regulação populacional da praga e segundo o autor deve ser inserido no manejo integrado da mosca-branca (Albergaria et al., 2003). Corroborando com essa ideia, outros estudos apontam que o controle biológico por meio da conservação e liberação de predadores, parasitoides e fungos resultam em ferramenta importante no manejo da mosca-branca (Morales, 2006b; Naranjo & Ellsworth, 2009; Villas Bôas & Branco, 2009).

Também é evidente que o controle biológico, químico, legislativo ou cultural não resolverá todos os problemas com mosca nos sistemas agrícolas, é necessário observar a interação de todos os fatores que compõem a paisagem agrícola. Vale ainda ressaltar, que o inseto praga deve ser manejado em todo o sistema agrícola, nas diferentes safras, culturas, ambientes e paisagens, pois apenas assim, veremos um manejo da mosca-branca com mais resultados e com menos impacto no ambiente e no homem (Quintela et al., 2016).

## 2.2 ECOLOGIA DE PAISAGEM

A paisagem, conceitualmente em uma linguagem comum é “a extensão de território que o olhar alcança num lance; vista, panorama” (Conceito extraído do Google). No entanto, essa definição na ciência pode ser descrita sobre duas percepções, uma abstrata e uma concreta. Em uma descrição conceitualmente abstrata a paisagem pode referir-se a cenários, sistemas e estruturas. Em contraste, numa visão concreta as paisagens são porções de terra distinguíveis cada uma com seu uso (Antrop, 2000).

Forman & Gordam (1986) resumem a paisagem como um agrupamento de ecossistemas que se repetem e interagem em uma determinada área. Portanto, evidencia que a paisagem é formada por elementos bióticos, abióticos e sua interação. Desta forma, a paisagem pode ser classificada pelos seus padrões espaciais, sendo formada por relações complexas entre os seres vivos e o local que eles habitam (Mattos et al., 2003)

Sabendo das relações da biota com a estruturação do espaço, a ecologia de paisagem surge como ciência para relacionar e compreender as relações entre a paisagem e os seres vivos, além de buscar entender suas complexas relações. Neste contexto, a

ecologia de paisagem é vista sobre dois pontos importantes, um geográfico e um ecológico. Em tese, o geográfico busca compreender as relações do homem com a paisagem e o uso da terra. Já do ponto de vista ecológico, a ecologia de paisagem busca entender os reflexos e as interações entre os seres vivos e a paisagem, e como as ações humanas podem interromper ou auxiliar a dinâmica da vida na terra (Metzger, 2001).

Por outros autores, a ecologia de paisagem é descrita como uma subdisciplina que estuda como a estrutura da paisagem afeta a distribuição e abundância dos seres vivos, ou em outras palavras, estuda como os padrões da paisagem afetam os processos (Turner, 1989). Nessa visão de padrões, a paisagem pode ser percebida como mosaicos formados pela observação dos distintos ambientes, como por exemplo, montanhas, campos abertos, cidades e outros elementos da paisagem em uma escala quilométrica (Forman, 1995; Forman & Godron, 1986; Wiens, 1992; Wiens & Milne, 1989).

Além de compreender a paisagem como um mosaico, é importante citar que componentes ou estruturas dos elementos da paisagem também interferem no fluxo de energia e de espécies (Forman & Godron, 1986). Nesse contexto, a ecologia de paisagem tem estudado as interações do espaço com a biota em diversas perspectivas: Forman (1995) descreveu os doze princípios gerais da ecologia de paisagem abordados em diferentes estudos. São eles: (1) A região e a paisagem, (2) matrizes de manchas e corredores, (3) grandes manchas de vegetação natural, (4) formas das manchas, (5) interações entre os ambientes, (6) dinâmicas das metapopulações, (7) resistência da paisagem ao fluxo de objetos, espécies e materiais, (8) tamanho das manchas presentes na paisagem, (9) mudanças na paisagem, (10) sequência dos mosaicos, (11) o uso da terra (12) padrões indispensáveis, sendo estes os padrões necessários para a preservação de espécies chave, como, por exemplo, as matas ciliares.

Em agroecossistemas, a paisagem é determinada pelo uso do solo. Tipicamente, o solo na agricultura é utilizado para o cultivo de hortaliças, cereais, oleaginosas, pastagens, pomares e para a silvicultura. Assim, as paisagens agrícolas são formadas pelas áreas destinadas à produção de alimentos e de outros produtos da necessidade humana, e bem como as manchas e faixas de vegetações naturais e seminaturais, pelas pastagens nativas, pelas bordas das rodovias e pelos assentamentos rurais (Agger & Brandt, 1988; Bennett, 1990; Bennett et al., 2006).

Incentivos econômicos e industriais após a segunda guerra mundial promoveram uma rápida intensificação da agricultura, alterando a paisagem agrícola

mundial. Nesse processo, a paisagem agrícola passou por uma simplificação com o aumento das áreas de cultivo em detrimento da vegetação nativa. Assim, atualmente, a paisagem agrícola é formada por mosaicos simples com grandes extensões de monocultivos e poucas ou ausência de fragmentos de vegetação nativa (Benton et al., 2003; Robinson & Sutherland, 2002).

Um conceito geral na ecologia de paisagem é que a heterogeneidade espacial afeta os sistemas ecológicos (Wiens & Moss, 2005). São reconhecidas como paisagens heterogêneas aquelas que apresentem maior quantidade de tipos de cultivos ou coberturas, e que possuem maior complexidade. Entende-se que a complexidade está relacionada à disposição dos tipos de cultivos e sua cobertura no espaço. Paisagens pouco heterogêneas podem não contribuir para a sobrevivência de algumas espécies, tornando o ambiente menos diversos (Fahrig et al., 2011).

As perdas de biodiversidade são respostas comuns quando são estudados os elementos e a heterogeneidade da paisagem. A redução da heterogeneidade pode afetar diretamente a vida animal. Por exemplo, em comunidade de polinizadores, à medida que reduz a heterogeneidade da paisagem observa-se que ocorre diminuição da abundância e da riqueza dessas espécies (Tokumoto, 2015). Associadas à heterogeneidade, as práticas agrícolas também são apontadas como causa de redução da biodiversidade, e favorecem espécies mais adaptadas a cada sistema agrícola (Andersson et al., 2013; Clough et al., 2007).

Perdas de habitats e a fragmentação das vegetações nativas ameaçam funções ecológicas e também a diversidade. Entretanto, o efeito da fragmentação varia com os grupos taxonômicos. Pássaros são mais fortemente afetados pelos processos de fragmentação quando comparados aos invertebrados (Bailey et al., 2010). Já os insetos, podem ser afetados pela fragmentação, como ocorre com vespas e seus inimigos naturais, e ao contrário, podem não ser afetados, como por exemplo, em abelhas (Schüepp et al., 2011).

Outros componentes importantes da paisagem com forte influência sobre os seres vivos são as bordas e limites. As bordas e limites são compreendidos como as áreas de transição entre um componente e outro na paisagem. Normalmente, essas áreas são mais expostas às perturbações e normalmente controlam o fluxo de animais, podendo ser permeáveis ou não (Harris, 1988). As bordas aumentam suas proporções, à medida que avançam os processos de fragmentação, e espécies mais adaptadas à borda e generalistas

passam a aumentar sua densidade quando comparada às espécies do interior (Metzger, 1999).

No Brasil, existem poucos estudos sobre os efeitos da paisagem agrícola na população de insetos. Grupos nacionais têm focado seus estudos nos padrões espaciais, em dinâmicas de uso e na conservação da terra, descrevendo, sobretudo, na alocação de áreas de conservação e nos impactos ambientais sobre a paisagem em uma escala temporal e espacial. Além disso, muitos esforços são observados em estudos que buscam compreender a relação entre processos e padrões, resultando no entendimento dos efeitos da fragmentação dos remanescentes de vegetação nativa e das bordas na ecologia dos seres vivos, principalmente aves e mamíferos (Pivello & Metzger, 2007).

### **2.2.1 A ecologia de paisagem no manejo integrado de mosca-branca**

As transformações resultantes da extensão e intensificação dos cultivos agrícolas, juntamente com os poucos critérios no uso de inseticidas com estão associados à maior pressão de pragas nos sistemas agrícolas atuais (Meehan et al., 2011). Sabe-se ainda que muitos insetos polípagos e seus inimigos naturais utilizam sequencialmente áreas cultivadas e não cultivadas para se desenvolverem, podendo ter sua população alterada em função desses ambientes. Assim, é evidente que a compreensão da paisagem no manejo integrado de pragas é de grande importância (Carrière et al., 2012).

Diferentes elementos da paisagem agrícola (hábitas), frequentemente, estão associados ao manejo integrado de pragas pela influência direta desses ambientes em seus inimigos naturais. Áreas não cultivadas podem afetar o crescimento populacional dos inimigos naturais, já que estes ambientes fornecem presas alternativas aos predadores e hospedeiros dos parasitoides, além de servirem de locais de refúgio e de sítios de hibernação/diapausa de pragas e de seus inimigos naturais (Bianchi et al., 2006; Landis et al., 2000). Estudos com uma praga de couve de Bruxelas na Europa indicam que as florestas estão fortemente relacionadas com a taxa de predação, e as áreas de pastagens associadas ao aumento de parasitismo. Em contraste, áreas destinadas à horticultura exibem correlação negativa com o parasitismo, assim quando aumenta a extensão das áreas de horticultura, diminuí o parasitismo (Bianchi et al., 2005).

A heterogeneidade da paisagem contribui com a biodiversidade, podendo também contribuir com o aumento da diversidade e densidade populacional de inimigos

naturais. A melhoria da complexidade do ambiente é mais fortemente relacionada com aumentos da densidade populacional de inimigos naturais do que a pressão de pragas. Portanto, a heterogeneidade do ambiente é importante para a manutenção do controle biológico natural (Bianchi et al., 2006; Gurr et al., 2003, 2012)

Estudos em meta-análise reforçam a relação entre a complexidade da paisagem e o controle de pragas pelos inimigos naturais. Chaplin-Kramer et al.(2011) mostraram, com base em 46 publicações da área, que existe uma forte relação entre a complexidade e a população de inimigos naturais. Inimigos generalistas são fortemente associados a complexidade em todas as escalas estudadas, enquanto especialistas tendem a estar associados a escalas menores. Porém, pouco se sabe da influência da paisagem na dinâmica populacional da praga, sendo que informações sobre o contexto da paisagem que influenciam a praga também precisam ser esclarecidas.

Paisagens agrícolas no Brasil são pouco complexas, principalmente na região centro-oeste, visto que a paisagem é representada por grandes extensões de monocultivos de soja, milho, algodão, cana de açúcar (Klink & Moreira, 2002). Áreas extensas de monocultivos apresentam baixa diversidade, com pouca riqueza e baixa equitabilidade, assim são ambientes que reportam frequentemente casos de surtos populacionais de pragas importantes como a mosca-branca (Boykin et al., 2013; Lourenção & Nagai, 1994; Nogueira, 2001; Oliveira et al., 2000; Schüepp et al., 2011).

Remanescentes de vegetação nativa são descritos como reservatórios de parasitoides de mosca-branca. Existe maior parasitismo de mosca-branca dentro destes fragmentos, e à medida que existe desenvolvimento das plantas cultivadas os parasitoides adentram os campos gradualmente, observando forte efeito de borda no parasitismo. No mesmo estudo verificou-se que os parasitoides podem depositar seus ovos em ninfas a mais de 125 metros de distância da vegetação nativa em três dias, demonstrando um alto potencial de controle biológico para esse grupo de inimigo natural (Bianchi et al., 2015).

Artrópodes pragas e seus inimigos naturais movimentam-se através dos distintos ambientes encontrando uma variedade de bordas com diferentes permeabilidades (Marino & Landis, 1996). A compreensão desses processos de movimentação é importante no manejo, pois processos de movimentação dos organismos na entrada e saída da lavoura são importantes na dinâmica populacional (Tschardt et al., 2005). Estudos relatam que a maior movimentação de parasitoides migra da borda dos remanescentes de vegetação nativa para as áreas cultivadas, como por exemplo, parasitoides de afídeos (Braconidae:

Aphidiinae). Porém, parasitoides de lagartas (Braconidae: Microgastrinae) movem-se comumente de campos de cereais para canola. Assim, diferentes grupos de parasitoides usam distintas bordas nos processos de movimentação, sendo necessário conhecer o comportamento do grupo de parasitoide para correta implementação do manejo (Macfadyen & Muller, 2013).

Insetos são os principais transmissores de vírus para plantas, assim é importante entender a ecologia de paisagem nos processos epidemiológicos de viroses. Estudos têm relatado que é mais relevante compreender a interação-vírus-vetor-cultura em uma escala da paisagem do que em uma escala local. Isto, por que, o manejo da virose envolve tanto o vetor e os reservatórios virais (Angelella et al., 2016).

Há na literatura dois trabalhos inserindo a compreensão da ecologia de paisagem no manejo de vírus transmitidas por mosca-branca. O primeiro aborda a utilização da compreensão da paisagem na geração de manejo de riscos de geminivirose na cultura do tomateiro industrial no México. Nesse, trabalho os autores relatam que a utilização da perspectiva da paisagem foi crucial na redução da incidência de viroses e na melhoria da qualidade do ambiente (Barnes et al., 1999). No segundo, a ecologia de paisagem foi utilizada para avaliar a estrutura da paisagem na disseminação do vírus *Cucurbit Yellow Stunting Disorder Virus* (CYSDV) em melões nos Estados Unidos. Nesse estudo os autores descrevem que a redução da área plantada com algodão em um raio de 1.750 a 3.000 metros contribuiu para a redução da virose, demonstrando que uma perspectiva adequada da paisagem (nesse caso quilométrica) pode reduzir drasticamente os danos indiretos provocados pela mosca-branca, além de, viabilizar uma compreensão mais ampla da interação mosca-branca e ambiente (Carrière et al., 2014).

## 2.3 REFERÊNCIAS

- ABD-RABOU, S.; SIMMONS, A. Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. **Entomological News**, v. 121, n. 5, p. 456–465, 2010.
- ADKINS, S.; WEBSTER, C. G.; KOUSIK, C. S.; WEBB, S. E.; ROBERTS, P. D.; STANSLY, P. A.; TURECHEK, W. W. Ecology and management of whitefly-transmitted viruses of vegetable crops in Florida. **Virus Research**, v. 159, n. 2, p. 110–114, 2011.
- AGGER, P.; BRANDT, J. Dynamics of small biotopes in Danish agricultural landscapes. **Landscape Ecology**, v. 1, n. 4, p. 227–240, 1988.

- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera : Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 3, p. 359–363, 2002.
- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J.; DÓRIA, H. O. S. Tabela de vida ecológica de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera : Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 4, p. 559–563, 2003.
- ALEMANDRI, V.; RODRIGUEZ PARDINA, P.; IZAURRALDE, J.; GARCÍA MEDINA, S.; ARGÜELLO CARO, E.; MATTIO, M.F.; DUMÓN, A; RODRIGUEZ, S.M; TRUOL, G. Incidence of begomoviruses and climatic characterisation of *Bemisia tabaci* - geminivirus complex in soybean and bean in Argentina. **Agriscientia**, v. 29, n. 1, p. 31–39, 2012.
- ALMEIDA, L. D.; PEREIRA, J. C. V. N. A.; RONZELLE JÚNIOR, P.; COSTA, A. S. Avaliação de perdas causadas pelo mosaico dourado do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) em condições de campo. **Fitopatologia Brasileira**, v. 9, n. 1, p. 213–219, 1984.
- ANDERSSON, G. K. S.; BIRKHOFFER, K.; RUNDLÖF, M.; SMITH, H. G. Landscape heterogeneity and farming practice alter the species composition and taxonomic breadth of pollinator communities. **Basic and Applied Ecology**, v. 14, n. 7, p. 540–546, 2013.
- ANGELELLA, G. M.; HOLLAND, J. D.; KAPLAN, I. Landscape composition is more important than local management for crop virus–insect vector interactions. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 233, n. 1. p. 253–261, 2016.
- ANTROP, M. Background concepts for integrated landscape analysis. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 77, n. 1–2, p. 17–28, 2000.
- ARAGÃO, F. J. L.; FARIA, J. C. First transgenic geminivirus- resistant plant in the field. **Nature**, v. 27, n. 12, p. 1086–1088, 2009.
- ARNÓ, J.; GABARRA, R.; LIU, T.-X.; SIMMONS, A. M.; GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*: predators and parasitoids. In: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. (Eds.). **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**. New york: Springer, 2009. p. 385–421.
- ASIIMWE, P.; ECAAT, J. S.; OTIM, M.; GERLING, D.; KYAMANYWA, S.; LEGG, J. P. Life-table analysis of mortality factors affecting populations of *Bemisia tabaci* on cassava in Uganda. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 122, n. 1, p. 37–44, 2007.
- BAILEY, D.; SCHMIDT-ENTLING, M. H.; EBERHART, P.; HERRMANN, J. D.; HOFER, G.; KORMANN, U.; HERZOG, F. Effects of habitat amount and isolation on biodiversity in fragmented traditional orchards. **Journal of Applied Ecology**, v. 47, n. 5, p. 1003–1013, 2010.
- BARBOSA, J. C.; COSTA, H.; GIORIA, R.; REZENDE, J. A M. Occurrence of *Tomato chlorosis virus* in tomato crops in five brazilian States. **Tropical Plant Pathology**, v. 36, n. 4, p. 256–258, 2011.

BARBOSA, J. C.; TEIXEIRA, A. P. M.; MOREIRA, A. G.; CAMARGO, L. E. A.; BERGAMIN FILHO, A.; KITAJIMA, E. W.; REZENDE, J. A. M. First report of *Tomato chlorosis virus* infecting tomato crops in Brazil. **Plant Disease**, v. 92, n. 12, p. 1709, 2008.

BARBOSA, L. F.; YUKI, V. A.; MARUBAYASHI, J. M.; MARCHI, B. R.; PERINI, F. L.; PAVAN, M. A.; BARROS, D. R.; GHANIM, M.; MORIONES, E.; NAVAS-CASTILLO, J.; KRAUSE-SAKATE, R. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. **Pest Management Science**, v. 71, n. 4, p. 501–504, 2015.

BARBOSA, L. F.; MARUBAYASHI, J. M.; MARCHI, B. R.; YUKI, V. A.; PAVAN, M. A.; MORIONES, E.; NAVAS-CASTILLO, J. Indigenous American species of the *Bemisia tabaci* complex are still widespread in the Americas. **Pest Management Science**, v. 70, n.10, p. 1440–1445, 2014.

BARNES, J. M.; TRINIDAD-CORREA, R.; ORUM, T. V.; FELIX-GASTELUM, R.; NELSON, M. R. Landscape ecology as a new infrastructure for improved management of plant viruses and their insect vectors in agroecosystems. **Ecosystem Health**, v. 5, n. 1, p. 26–35, 1999.

BENNETT, A. F. Land-use, forest fragmentation and the mammalian fauna at Naringal, south-western Victoria. **Wildlife Research**, v. 17, n. 4, p. 325–347, 1990.

BENNETT, A. F.; RADFORD, J. Q.; HASLEM, A. Properties of land mosaics: Implications for nature conservation in agricultural environments. **Biological Conservation**, v. 133, n. 2, p. 250–264, 2006.

BENTON, T. G.; VICKERY, J. A.; WILSON, J. D. Farmland biodiversity: Is habitat heterogeneity the key? **Trends in Ecology and Evolution**, v. 18, n. 4, p. 182–188, 2003.

BIANCHI, F. J. J. A.; WALTERS, B. J.; TEN HOVE, A. L. T.; CUNNINGHAM, S. A.; VAN DER WERF, W.; DOUMA, J. C.; SCHELLHORN, N. A. Early-season crop colonization by parasitoids is associated with native vegetation, but is spatially and temporally erratic. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 207, n.1, p. 10–16, 2015.

BIANCHI, F. J. J. A.; BOOIJ, C. J. H.; TSCHARNTKE, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: A review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. **Proceedings The Royal Society**, v. 273, n. 1595, p. 1715–1727, 2006.

BIANCHI, F. J. J. A.; VAN WINGERDEN, W. K. R. E.; GRIFFIOEN, A. J.; VAN DER VEEN, M.; VAN DER STRATEN, M. J. J.; WEGMAN, R. M. A.; MEEUWSEN, H. A. M. Landscape factors affecting the control of *Mamestra brassicae* by natural enemies in Brussels sprout. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 107, n. 2–3, p. 145–150, 2005.

BORTOLOTTI, O. C.; POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; KRUIZ, Y. K. S.; QUEIROZ, A. P.; SANZONOV, A. FERREIRA, R. B. The use of soybean integrated pest management in Brazil: A review. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 1, n. 1, p. 25–32, 2015.

BOYKIN, L. M.; BELL, C. D.; EVANS, G.; SMALL, I.; DE BARRO, P. J. Is agriculture driving the diversification of the *Bemisia tabaci* species complex (Hemiptera):

- Sternorrhyncha: Aleyrodidae)?: Dating, diversification and biogeographic evidence revealed. **BMC Evolutionary Biology**, v. 13, n. 1, p. 228, 2013.
- BROWN, J. K.; FROHLICH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweet potato or silver leaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* (Genn.), or a species complex? **Annual Review of Entomology**, v. 40, p. 511–534, 1995.
- BUCKNER, J. S.; FREEMAN, T. P.; RUUD, R. L.; CHU, C. C.; HENNEBERRY, T. J. Characterization and functions of the whitefly egg pedicel. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 49, n. 1, p. 22–33, 2002.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS JR, T. S. Whitefly Biology. **Annual Review of Entomology**, v. 36, n. 1, p. 431–457, 1991.
- CABANILLAS, H. E.; JONES, W. A. Pathogenicity of *Isaria* sp. (Hypocreales: Clavicipitaceae) against the sweet potato whitefly B biotype, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Crop Protection**, v. 28, n. 4, p. 333–337, 2009.
- CARRIERE, Y.; DEGAIN, B.; HARTFIELD, K. A.; NOLTE, K. D.; MARSH, S. E.; ELLERS-KIRK, C.; VAN LEEUWEN, W. J. D.; LIESNER, L.; DUTILLEUL, P.; PALUMBO, J. C. Assessing transmission of crop diseases by insect vectors in a landscape context. **Journal of Economic Entomology**, v. 107, n. 1, p. 1–10, 2014.
- CARRIERE, Y.; GOODELL, P. B.; ELLERS-KIRK, C.; LAROCQUE, G.; DUTILLEUL, P.; NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. Effects of local and landscape factors on population dynamics of a cotton pest. **Plos One**, v. 7, n. 6, p. 1–8, 2012.
- CHAPLIN-KRAMER, R.; O'ROURKE, M. E.; BLITZER, E. J.; KREMEN, C. A meta-analysis of crop pest and natural enemy response to landscape complexity. **Ecology Letters**, v. 14, n. 9, p. 922–932, 2011.
- CLOUGH, Y.; KRUESS, A.; TSCHARNTKE, T. Local and landscape factors in differently managed arable fields affect the insect herbivore community of a non-crop plant species. **Journal of Applied Ecology**, v. 44, n. 1, p. 22–28, 2007.
- COCO, D.; CALIL, I. P.; BRUSTOLINI, O. J. B.; SANTOS, A. A.; INOUE-NAGATA, A. K.; FONTES, E. P. B. *Soybean Chlorotic Spot Virus*, a novel begomovirus infecting soybean in Brazil. **Archives of Virology**, v. 158, n. 2, p. 457–462, 2013.
- COSTA, A. S. Whitefly-transmitted plant diseases. **Annual Review of Entomology**, v. 14, n. 1, p. 429–449, 1976.
- CUI, X.; WAN, F.; XIE, M.; LIU, T. Effects of heat shock on survival and fecundity of two whitefly species, *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* B-biotype. **Journal of Insect Science**, v. 8, n. 24, p. 1–10, 2008.
- CZOSNEK, H.; LATERROT, H. A worldwide survey of tomato yellow leaf curl viruses. **Archives of Virology**, v. 142, n. 7, p. 1391–1406, 1997.
- DE BARRO, P. J.; LIU, S.-S.; BOYKIN, L. M.; DINSDALE, A. B. *Bemisia tabaci*: A Statement of Species Status. **Annual Review of Entomology**, v. 56, n. 1, p. 1–19, 2011.

DE BARRO, P. J.; TRUEMAN, J. W. H.; FROHLICH, D. R. *Bemisia argentifolii* is a race of *B. tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae): The molecular genetic differentiation of *B. tabaci* populations around the world. **Bulletin of entomological research**, v. 95, n. 3, p. 193–203, 2005.

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

ERDOGAN, C.; MOORES, G. D.; OKTAY GURKAN, M.; GORMAN, K. J.; DENHOLM, I. Insecticide resistance and biotype status of populations of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) from Turkey. **Crop Protection**, v. 27, n. 3–5, p. 600–605, 2008.

FAHRIG, L.; BAUDRY, J.; BROTONS, L.; BUREL, F. G.; CRIST, T. O.; FULLER, R. J.; SIRAMI, C.; SIRIWARDENA, G. M.; MARTIN, J. L. Functional landscape heterogeneity and animal biodiversity in agricultural landscapes. **Ecology Letters**, v. 14, n. 2, p. 101–112, 2011.

FARIA, J. C.; ANJOS, J. R. N.; COSTA, A. F.; SPERÂNCIO, C. A.; COSTA, C. L. Doenças causadas por vírus e seu controle. In: ARAUJO, R. S. et al. (Eds.). **Cultura do feijoeiro comum no Brasil**. Piracicaba: Potafos, 1996. p. 731–760.

FARIA, J. C.; ARAGÃO, F. J. L.; SOUZA, T. L. P. O.; QUINTELA, E. D.; KITAJIMA, E. W.; RIBEIRO, S. G. **Golden mosaic of common beans in Brazil**: Management with a transgenic approach. Disponível em: <http://www.apsnet.org/publications/apsnetfeatures/Pages/GoldenMosaic.aspx> Acessado em: 01 de nov de 2016.

FARIA, J. C.; BEZERRA, I. C.; ZERBINI, F. M.; RIBEIRO, S. G.; LIMA, M. F. Situação atual das geminiviroses no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 25, n. 2, p. 125–137, 2000.

FARIA, M.; WRAIGHT, S. P. Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 767–778, 2001.

FERNANDES, F. R.; CRUZ, A. R.; FARIA, J. C.; ZERBINI, F. M.; ARAGÃO, F. J. L. Three distinct begomoviruses associated with soybean in central Brazil. **Archives of Virology**, v. 154, n. 9, p. 1567–1570, 2009.

FORMAN, R. T. T. Some general principles of landscape and regional ecology. **Landscape Ecology**, v. 10, n. 3, p. 133–142, 1995.

FORMAN, R. T. T.; GODRON, M. **Landscape Ecology**. New York: Wiley and sons, 1986. 619 p.

GASPAR, J. O.; BERIAM, L. O. S.; ALVES, M. N.; OLIVEIRA, A. R.; COSTA, A. S. Serological identity of *Bean angular mosaic* and *Cowpea mild mottle viruses*. **Fitopatologia brasileira**, v. 10, n. 1, p. 195–199, 1985.

GELMAN, D. B.; GERLING, D. Host plant pubescence: Effect on silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*, fourth instar and pharate adult dimensions and ecdysteroid titer fluctuations. **Journal of Insect Science**, v. 3, p. 25, 2003.

- GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*, biological characteristics and potential as biological control agents: A review. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 17, p. 99–110, 1986.
- GERLING, D.; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 779–799, 2001.
- GERLING, D.; HOROWITZ, A. R.; BAUMGAERTNER, J. Autecology of *Bemisia tabaci*. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 17, n. 1–2, p. 5–19, 1986.
- GHANIM, M.; ROSELL, R. C.; CAMPBELL, L. R.; CZOSNEK, H.; BROWN, J. K.; ULLMAN, D. E. Digestive, salivary, and reproductive organs of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) B type. **Journal of Morphology**, v. 40, p. 22–40, 2001.
- GILBERTSON, R. L.; BATUMAN, O.; WEBSTER, C. G.; ADKINS, S. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual Review of Virology**, v. 2, n. 1, p. 67–93, 2015.
- GILBERTSON, R. L.; ROJAS, M.; NATWICK, E. Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. In: THOMPSON, W. M. O. (Ed.). **The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants**. London: Springer, 2011. p. 323–356.
- GIORDANO, L. D. B.; FONSECA, M. E. D. N.; SILVA, J. B. C. Da; INOUE-NAGATA, A. K.; BOITEUX, L. S. Efeito da infecção precoce por Begomovirus com genoma bipartido em características de frutos de tomate industrial. **Horticultura Brasileira**, v. 23, n. 3, p. 815–818, 2005.
- GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; LUNA, J. M. Multi-function agricultural biodiversity: Pest management and other benefits. **Basic and Applied Ecology**, v. 4, n.2, p. 107–116, 2003.
- GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; SNYDER, W. E. **Biodiversity and insect pests: Key issues for sustainable management**. Chichester: John Wiley & Sons, 2012. 359 p.
- GUSMÃO, M. R.; PICANÇO, M. C.; ZANUNCIO, J. C.; SILVA, D. J. H.; BARRIGOSI, J. A F. Standardised sampling plan for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in outdoor tomatoes. **Scientia Horticulturae**, v. 103, n. 4, p. 403–412, 2005.
- HARRIS, L. D. Edge effects and conservation of biotic diversity. **Conservation Biology**, v. 2, n. 4, p. 330–332, 1988.
- HOROWITZ, A. R.; GERLING, D. Seasonal variation of sex ratio in *Bemisia tabaci* on cotton in Israel. **Environmental Entomology**, v. 21, n. 3, p. 556–559, 1992.
- HOROWITZ, A. R.; PODOLER, H.; GERLING, D. Life table analysis of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) in cotton fields in Israel. **Acta Oecologica**, v. 5, n. 3, p. 221–233, 1984.

- HUNTER, M. D. Landscape structure, habitat fragmentation, and the ecology of insects. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 4, n. 3, p. 159–166, 2002.
- IDRISS, M.; ABDALLAH, N.; AREF, N.; HARIDY, G.; MADKOUR, M. Biotypes of the castor bean whitefly *Trialeurodes ricini* (Misra) (Hom., Aleyrodidae) in Egypt: Biochemical characterization and efficiency of geminivirus transmission. **Journal of Applied Entomology**, v. 121, n. 1-5, p. 501–509, 1997.
- INOUE-NAGATA, A. K.; LIMA, M. F.; GILBERTSON, R. L. A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: Current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, v. 34, n. 1, p. 8–18, 2016.
- INOUE-NAGATA, A. K.; NAVAS-CASTILLO, J.; MELO, P. C. T.; ÁVILA, A. C. De. Busca por *Tomato Yellow Leaf Curl* Sardinia Virus em tomateiro. **Horticultura Brasileira**, v. 22, n. 4, p. 799–800, 2004.
- IWAKI, M.; THONGMEEARKOM, P.; PROMMIN, M.; HONDA, Y.; HIBI, T. Whitefly transmission and some properties of *Cowpea mild mottle virus* on soybean in Thailand. **Plant Disease**, v. 66, n. 5, p. 365–368, 1982.
- JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, v. 109, n.1, p. 195–219, 2003.
- KARUT, K.; NARANJO, S. E. Mortality factors affecting *Bemisia tabaci* populations on cotton in Turkey. **Journal Applied Entomology**, v. 133, n. 5, p. 367–374, 2009.
- KLINK, C. A.; MOREIRA, A. G. Past and current human occupation, and land use. In: OLIVEIRA, P. S.; MARQUIS, R. J. (Eds.). **The cerrados of Brazil: Ecology and natural history of a neotropical savanna**. New York: Columbia University Press, 2002. p. 69–88.
- KOGAN, M. Integrated pest management : Historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, v. 43, n.1, p. 243–270, 1998.
- LACERDA, J. T.; CARVALHO, R. A. Descrição e manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia* spp.) transmissora de geminivirus em culturas econômicas. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v. 2, n. 2, p. 15–22, 2008.
- LANDIS, D. A.; WRATTEN, S. D.; GURR, G. M. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests. **Annual Review of Entomology**, v. 45, n.1, p. 175–201, 2000.
- LIMA, L. H. C.; NÁVIA, D.; INGLIS, P. W.; OLIVEIRA, M. R. V. De. Survey of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Brazil using RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, v. 23, n. 4, p. 781–785, 2000.
- LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; PEREIRA, L. S.; PRADO, J. C. Occurrence of *Eretmocerus mundus* Mercet ( Hymenoptera : Aphelinidae ) parasitizing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae ) in Brazil. **Bragantia**, v. 73, n. 2, p. 160–162, 2014.
- LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de

São Paulo. **Bragantia**, v. 53, n. 1, p. 53–59, 1994.

LOWE, S.; BROWNE, M.; BOUDJELAS, S.; DE POORTER, M. **100 of the world's worst invasive alien species**: A selection from the global invasive species database. Auckland: Invasive Species Specialist Group (ISSG) a specialist group of the Species Survival Commission (SSC) of the World Conservation Union (IUCN), 2000. 12 pp

MACEDO, M. A.; BARRETO, S. S.; HALLWASS, M.; INOUE-NAGATA, A. K. High incidence of *Tomato chlorosis virus* alone and in mixed infection with begomoviruses in two tomato fields in the Federal District and Goiás State, Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, n. 6, p. 449–452, 2014.

MACFADYEN, S.; MULLER, W. Edges in agricultural landscapes: Species interactions and movement of natural enemies. **Plos One**, v. 8, n. 3, p. 1–8, 2013.

MALUTA, N. K. P.; GARZO, E.; MORENO, A. M.; LOPES, J. R. S.; FERERES, A. F. *Tomato Yellow Leaf Curl Virus* benefits population growth of the Q biotype of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 43, n. 4, p. 385–392, 2014.

MARINO, P. C.; LANDIS, D. A. Effect of landscape structure on parasitoid diversity and parasitism in agroecosystems. **Ecological Applications**, v. 6, n. 1, p. 276–284, 1996.

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

MARUBAYASHI, J. M.; ATSUSHI, V.; BAHIA, E. Transmissão do *Cowpea mild mottle virus* pela mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B para plantas de feijão e soja. **Summa Phytopathologica**, v. 36, n. 2, p. 158–160, 2010.

MATTOS, J. C. F.; CARVALHO JÚNIOR, O. A.; GUIMARÃES, R. F. Ecologia da Paisagem voltada para o manejo de avifauna. **Espaço & Geografia**, v. 6, n. 2, p. 89–114, 2003.

MEEHAN, T. D.; WERLING, B. P.; LANDIS, D. A.; GRATTON, C. Agricultural landscape simplification and insecticide use in the midwestern United States. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 108, n. 28, p. 11500–11505, 2011.

MEEKES, E. T. M.; FRANSEN, J. J.; VAN LENTEREN, J. C. Pathogenicity of *Aschersonia* spp. against whiteflies *Bemisia argentifolii* and *Trialeurodes vaporariorum*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 81, n. 1, p. 1–11, 2002.

MELLO, R. N.; COTRIM, M. A. A.; LOPES, E. F.; MOREIRA, A. G.; CONTIN, F. S.; FONTES, E. P. B.; ALMEIDA, A. M. R.; ZERBINI, F. M. Survey of begomoviruses associated with soybean and identification of *Sida mottle virus* (SiMoV) infecting this crop in Brazil. **Virus Reviews and Research**, v. 7, n. Supplement, p. 157, 2002.

METZGER, J. P. Estrutura da paisagem e fragmentação: análise bibliográfica. **Anais da**

**Academia Brasileira de Ciências**, v. 71, n. 3, p. 445–463, 1999.

METZGER, J. P. O que é ecologia de paisagens. **Biota Neotropica**, v. 1, n. 12, p. 1–9, 2001.

MORALES, F. J. History and current distribution of begomoviruses in Latin America. **Advances in Virus Research**, v. 67, n. 1, p. 127–162, 2006a.

MORALES, F. J. Tropical whitefly IPM project. **Advances in Virus Research**, v. 69, n.1, p. 249–311, 2006b.

MORALES, F. J.; JONES, P. G. The ecology and epidemiology of whitefly-transmitted viruses in Latin America. **Virus Research**, v. 100, n.1, p. 57–65, 2004.

MORIONES, E.; NAVAS-CASTILLO, J. *Tomato yellow leaf curl virus*, an emerging virus complex causing epidemics worldwide. **Virus Research**, v. 71, n. 1–2, p. 123–134, 2000.

NAGATA, T.; ALVES, D. M. T.; INOUE-NAGATA, A. K.; TIAN, T. Y.; KITAJIMA, E. W.; CARDOSO, J. E.; ÁVILA, A. C. A novel melon flexivirus transmitted by whitefly. **Archives of Virology**, v. 150, n. 2, p. 379–387, 2005.

NARANJO, S. E.; CHU, C.; HENNEBERRY, T. J. Economic injury levels for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton : impact of crop price , control costs , and efficacy of control. **Crop Protection**, v. 1, n. 8, p. 779–788, 1996.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. Mortality dynamics and population regulation in *Bemisia tabaci*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 116, n. 2, p. 93–108, 2005.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. The contribution of conservation biological control to integrated control of *Bemisia tabaci* in cotton Q. **Biological Control**, v. 51, n. 3, p. 458–470, 2009.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C.; CHU, C. C.; HENNEBERRY, T. J.; RILEY, D. G.; WATSON, T. F.; NICHOLS, R. L. Action thresholds for the management of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton. **Journal of Economic Entomology**, v. 91, n. 6, p. 1415–1426, 1998.

NAUEN, R.; DENHOLM, I. Resistance of insect pests to neonicotinoid insecticides: Current status and future prospects. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 215, n. 4, p. 200–215, 2005.

NAVAS-CASTILLO, J.; FIALLO-OLIVÉ, E.; SÁNCHEZ-CAMPOS, S. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual review of phytopathology**, v. 49, n. 1, p. 219–48, 2011.

NING, W.; SHI, X.; LIU, B.; PAN, H.; WEI, W.; ZENG, Y.; SUN, X.; XIE, W.; WANG, S. WU, Q.; CHENG, J.; PENG, Z.; ZHANG, Y. Transmission of *Tomato yellow leaf curl virus* by *Bemisia tabaci* as affected by whitefly sex and biotype. **Scientific Reports**, v. 5, n. 4, p. 10744, 2015.

NOGUEIRA, A. Mosca-branca: Histórico dos surtos e medidas de controle como praga e

vetora de vírus. **O agrônomo**, v. 53, n. 1, p. 22–25, 2001.

OLIVEIRA, M. A. S.; ICUMA, I. M.; ALVES, R. T.; OLIVEIRA, J. N. S.; OLIVEIRA, M. R. V.; LIMA, L. H. C.; LIRA, GLENDA, S. **Avaliação de surtos de mosca-branca-em áreas do sistema produtivo de melão, soja e feijão**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2000. (Comunicado técnico nº 29)

OLIVEIRA, M. R. V.; HENNEBERRY, T. J.; ANDERSON, P. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 709–723, 2001.

OLIVEIRA, M. R. V. D.; AMANCIO, E.; LAUMANN, R. A.; GOMES, L. D. O. Natural Enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 1, p. 151–154, 2003.

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

PAN, H.; CHU, D.; YAN, W.; SU, Q.; LIU, B.; WANG, S.; WU, Q.; XIE, W.; JIAO, X.; LI, R.; YANG, N.; YANG, X. XU, B.; BROWN, J. K.; ZHOU, X.; ZHANG, Y. Rapid spread of *Tomato yellow leaf curl virus* in china is aided differentially by two invasive whiteflies. **Plos One**, v. 7, n. 4, p. 1–9, 2012.

PERRIN, R. M. Crop protection: Taking stock for the new millennium. **Crop Protection**, v. 16, n. 5, p. 449–456, 1997.

PERRING, T. M. The *Bemisia tabaci* species complex. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 725–737, 2001.

PIVELLO, V. R.; METZGER, J. P. Diagnóstico da pesquisa em ecologia de paisagens no Brasil (2000-2005). **Biota Neotropica**, v. 7, n. 3, p. 21–29, 2007.

POLACK, A. **Manejo integrado de moscas llancas**. 1. ed. Buenos Aires: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, 2005.

POLASZEK, A. Egg parasitism in Aphelinidae (Hymenoptera, Chalcidoidea) with special reference to *Centrodora* and *Encarsia* Species. **Bulletin of Entomological Research**, v. 81, n. 1, p. 97–106, 1991.

POLSTON, J. E.; DE BARRO, P.; BOYKIN, L. M. Transmission specificities of plant viruses with the newly identified species of the *Bemisia tabaci* species complex. **Pest Management Science**, v. 70, n. 10, p. 1547–1552, 2014.

QIN, L.; PAN, L.; LIU, S. Further insight into reproductive incompatibility between putative cryptic species of the *Bemisia tabaci* whitefly complex. **Insect Science**, v. 23, p. 215–224, 2016.

QUINTELA, E. D. **Manejo Integrado de Pragas do Feijoeiro**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa, 2001. 28p. (Circular Técnica nº 46)

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

RIBEIRO, S. G.; Ávila, A. C.; Bezerra, I. C.; Fernandes, J. J.; Faria, J. C.; Lima, M. F.; Gilbertson, R. L.; Maciel-Zambolim, E.; Zerbini, F. M. Widespread occurrence of tomato geminiviruses in Brazil, associated with the new biotype of the whitefly vector. **Plant Disease**, v. 82, n. 7, p. 830, 1998.

ROBINSON, R. A.; SUTHERLAND, W. J. Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. **Journal of Applied Ecology**, v. 39, n.1, p. 157–176, 2002.

ROCHA, C. S.; CASTILLO-URQUIZA, G. P.; LIMA, A. T. M.; SILVA, F. N.; XAVIER, C. A. D.; HORA-JUNIOR, B. T.; BESERRA-JUNIOR, J. E. A.; MALTA, A. W. O.; MARTIN, D. P.; VARSANI, A.; ALFENAS-ZERBINI, P.; MIZUBUTI, E. S. G.; ZERBINI, F. M.. Brazilian begomovirus populations are highly recombinant, rapidly evolving, and segregated based on geographical location. **Journal of Virology**, v. 87, n. 10, p. 5784–5799, 2013.

RODRÍGUEZ-PARDINA, P. E.; HANADA, K.; LAGUNA, I. G.; ZERBINI, F. M.; DUCASSE, D. A. Molecular characterisation and relative incidence of bean- and soybean-infecting begomoviruses in northwestern Argentina. **Annals of Applied Biology**, v. 158, n. 1, p. 69–78, 2011.

RODRÍGUEZ-PARDINA, P. E.; ZERBINI, F. M.; DUCASSE, D. A. Genetic diversity of begomoviruses infecting soybean, bean and associated weeds in northwestern Argentina. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, n. 4, p. 342–348, 2006.

SANTOS, C. D. G.; ÁVILA, A. C.; RESENDE, R. D. O. Estudo da interação de um begomovírus isolado de tomateiro com a mosca-branca em Goiás e no Distrito Federal. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 6, p. 664–673, 2003.

SCHÜEPP, C.; HERRMANN, J. D.; HERZOG, F.; SCHMIDT-ENTLING, M. H. Differential effects of habitat isolation and landscape composition on wasps, bees, and their enemies. **Oecologia**, v. 165, n. 3, p. 713–721, 2011.

SHU-SHENG, L. I. U.; COLVIN, J.; BARRO, P. J. De. Species concepts as applied to the whitefly *Bemisia tabaci* systematics : How many species are there ? **Journal of Integrative Agriculture**, v. 11, n. 2, p. 176–186, 2012.

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

SIMMONS, A. M. Nymphal survival and movement of crawlers of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on leaf surfaces of selected vegetables. **Environmental Entomology**, v. 28, n. 2, p. 212–216, 1 abr. 1999.

SMITH, R. F.; APPLE, J. L.; BOTTRELL, D. G. The origins of integrated pest management concepts for agricultural crops. In: APPLE, J. L.; SMITH, R. F. (Eds.).

**Integrated pest management.** Boston: Springer US, 1976. p. 1–16.

STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. Introduction. In: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. (Eds.). ***Bemisia: Bionomics and management of a global pest.*** New York: Springer, 2010. p. 1–5.

THOMPSON, W. M. O. **The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants: *Bemisia tabaci*, host plants and geminiviruses.** Washington: Springer Science & Business Media, 2011. 398p.

TOKUMOTO, P. M. Efeito da heterogeneidade da paisagem sobre redes de interações planta-polinizador. 2015. 62 f. **Tese.** Universidade de São Paulo - Campus Diadema, 2015.

TORRES, L. C.; LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; SOUZA, B.; COSTA, M. B.; TANQUE, R. L. Records of natural enemies of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 43, n. 2, p. 189–191, 2014.

TRIPLEHORN, C. A.; JOHNSON, N. F. **Estudo dos insetos:** Tradução da 7ª edição de Borror e DeLong's introduction to the study insect. São Paulo: Cengage Learning, 2011.

TSAGKARAKOU, A.; NIKOU, D.; RODITAKIS, E.; SHARVIT, M.; MORIN, S.; VONTAS, J. Molecular diagnostics for detecting pyrethroid and organophosphate resistance mutations in the Q biotype of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 94, n. 2–3, p. 49–54, 2009.

TSCHARNTKE, T.; KLEIN, A. M.; KRUESS, A.; STEFFAN-DEWENTER, I.; THIES, C. Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity - Ecosystem service management. **Ecology Letters**, v. 8, n. 8, p. 857–874, 2005.

TURNER, M. G. Landscape ecology: The effect of pattern on process. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 20, n. 1, p. 171–197, 1989.

VERBEEK, M.; DULLEMANS, A. M.; VAN DEN HEUVEL, J. F. J. M.; MARIS, P. C.; VAN DER VLUGT, R. A. A. *Tomato marchitez virus*, a new plant picorna-like virus from tomato related to *tomato torrado virus*. **Archives of Virology**, v. 153, n. 1, p. 127–134, 2008.

VIEIRA, S. S.; BUENO, R. C. O. De F.; BUENO, A. F.; BOFF, M. I. C.; GOBBI, L. A. Different timing of whitefly control and soybean yield. **Ciência Rural**, v. 43, n. 2, p. 247–253, 2013.

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. C.; BEZERRA, ISABEL C. **Manejo Integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii*.** Brasília: Embrapa, 1997. (Circular técnica nº 9)

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; MACEDO, N. Potencial biótico da mosca-branca *Bemisia argentifolii* a diferentes plantas hospedeiras. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n. 1, p. 71–79, 2002.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo Integrado da Mosca-Branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em Sistema de Produção Integrada de Tomate Indústria (PITI).**

Brasilia: Embrapa Hortaliças, 2009. (Circular técnica nº 70)

VISCARRET, M. M.; LÓPEZ, S. N. Biological studies on *Encarsia porteri* (Mercet) (Hymenoptera: Aphelinidae) an heterotrophic parasitoid of the *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) complex. **Biological Control**, v. 30, n. 2, p. 236–240, 2004.

WALKER, G. P.; PERRING, T. M.; FREEMAN, T. P. Life history, functional anatomy, feeding and mating behavior. In: STANSLEY, P. A.; NARANJO, S. E. (Eds.). **Bemisia: Bionomics and management of a global pest**. New York: Springer, 2010. p. 109–160.

WAY, M. J.; VAN EMDEN, H. F. Integrated pest management in practice - Pathways towards successful application. **Crop Protection**, v. 19, n. 2, p. 81–103, 2000.

WEI, J.; ZHAO, J. J.; ZHANG, T.; LI, F. F.; GHANIM, M.; ZHOU, X. P.; YE, G. Y.; LIU, S. S.; WANG, X. W. Specific cells in the primary salivary glands of the whitefly *Bemisia tabaci* control retention and transmission of begomoviruses. **Journal of Virology**, v. 88, n. 22, p. 13460–13468, 2014.

WIENS, J. A. What is landscape ecology, really? **Landscape Ecology**, v. 7, n. 3, p. 149–150, 1992.

WIENS, J. A.; MOSS, M. R. **Issues and Perspectives in Landscape Ecology**. New York: Cambridge University Press, 2005. 407 p.

WIENS, J. A.; MILNE, B. T. Scaling of 'landscape' in landscape ecology, or, landscape ecology from a beetle's perspective. **Landscape Ecology**, v. 3, n. 2, p. 87–96, 1989.

WILLIAMS, T.; POLASZEK, A. A re-examination of host relations in the aphelinidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 57, n. 1, p. 35–45, 1996.

WINTERMANTEL, W. M.; WISLER, G. C. Vector specificity, host range, and genetic diversity of *Tomato chlorosis virus*. **Plant Disease**, v. 90, n. 6, p. 814–819, 2006.

WISLER, G. C.; DUFFUS, J. E.; LIU, H.; LI, R. H. Ecology and epidemiology of whitefly-transmitted closteroviruses. **Plant Disease**, v. 82, n. 3, p. 270–280, 1998.

WRAIGHT, S. P.; CARRUTHERS, R. I.; BRADLEY, C. A.; JARONSKI, S. T.; LACEY, L. A.; WOOD, P.; GALAINI-WRAIGHT, S. Pathogenicity of the entomopathogenic fungi *Paecilomyces* spp. and *Beauveria bassiana* against the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 71, n. 71, p. 217–226, 1998.

XU, J.; DE BARRO, P. J.; LIU, S. S. Reproductive incompatibility among genetic groups of *Bemisia tabaci* supports the proposition that the whitefly is a cryptic species complex. **Bulletin of Entomological Research**, v. 100, n. 3, p. 359–366, 2010.

YUKI, V. A.; LOURENÇÃO, A. L.; KUNIYUKI, H.; BETTI, J. A. Transmissão experimental do vírus do mosaico dourado do feijoeiro por *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 27, n. 4, p. 675–678, 1998.

### 3 PARASITISMO DE MOSCA-BRANCA, *BEMISIA TABACI* BIÓTIPO B EM SOJA

#### RESUMO

Predadores são comumente associados a ovos, ninfas e adultos de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B. No entanto, poucas são as informações da ocorrência e abundância de parasitoides de ninfas de moscas-brancas em cultivos agrícolas da região central do Brasil. Foram monitoradas vinte áreas de cultivo comercial de soja durante duas safras agrícolas, 2013/2014 e 2014/2015. As amostragens foram realizadas quinzenalmente, coletando-se três folíolos de soja em vinte pontos amostrais por área, totalizando sessenta folíolos. Após a coleta, os folíolos foram mantidos em laboratório e avaliados quanto ao número de ninfas de mosca-branca e de ninfas parasitadas. Após a avaliação do parasitismo, os folíolos com as ninfas parasitadas foram mantidas em câmara incubadora até a emergência dos parasitoides adultos. Foram obtidos 1411 indivíduos de parasitoides, os quais compreendem quatro espécies: *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* e *Eretmocerus mundus*. A espécie de maior abundância foi *E. Lutea* que correspondeu a aproximadamente 60% dos parasitoides coletados. O parasitismo médio de ninfas variou de 0,2 a 19,8 % na safra 2013/2014 e de 1,56 a 10,55% na safra 2014/2015, com amplitude total de 46,4% e 50%, respectivamente. A variabilidade de parasitismo entre às áreas amostradas sugere que existem fatores que interferem na dinâmica da população dos parasitoides. A densidade do hospedeiro e a temperatura média foram os fatores que mais afetaram a dinâmica do parasitismo de ninfas de mosca-branca. Há uma forte evidência da evolução do parasitismo em função do desenvolvimento da cultura nas duas safras, além de existir uma forte relação denso-dependente positiva do parasitismo com a densidade populacional de ninfas. Portanto, para o estabelecimento do controle biológico natural de mosca-branca com parasitoides em soja é importante monitorar evolução da população da mosca-branca e dos seus parasitoides. Baixas populações da praga são importantes para o aumento das taxas de parasitismo. Particularmente em soja, esse monitoramento do parasitismo pode ser praticado devido a não relação da mosca-branca com a transmissão de vírus para a espécie vegetal. O controle biológico natural assume importante papel na regulação de populações de mosca-branca e deve ser conservado com adoção de medidas de manejo que favoreçam sua ocorrência e prevalência.

*Palavras-chave:* Controle biológico natural, parasitoides, *Encarsia*, *Eretmocerus* e *Glycine max*.

## ABSTRACT

PARASITISM OF WHITEFLY, *Bemisia tabaci* biotype B, ON SOYBEANS

Predators are commonly associated with egg, nymphs and adult whitefly, *Bemisia tabaci* biotype B. However, few are the information on the occurrence and abundance of parasitoids of whitefly nymphs on agricultural crops in central Brazil. Twenty commercial soybean fields in the central-western Brazil were monitored during two growing seasons, 2013/2014 and 2014/2015. The samplings were carried out fortnightly, collecting three soybean leaflets in twenty points per field, totaling sixty leaflets. Leaflets were incubated in the laboratory for three days and evaluated number of whitefly nymphs and parasitized nymphs. After evaluation of the parasitism, the leaflets with the parasitized nymphs were kept in an incubator until the emergence of adult parasitoids. 1411 individuals of parasitoids were obtained, which comprise four species: *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* e *Eretmocerus mundus*. The species of most abundant was *E. Lutea* that corresponded about 60% of the collected parasitoids. In commercial soybean crops, the average parasitism of whitefly nymphs ranged from 0.2 to 19.8% in the 2013/2014 and from 1.56 to 10.55% in the 2014/2015 growing season, with a total amplitude of 46, 4% and 50%, respectively. It was observed a great variability of parasitism among the sampled field, suggesting that there are factors that interfere in the parasitoids population dynamics. The host density and the mean temperature were chosen the factors that most affected the dynamics of the parasitism of whitefly nymphs. There is a strong evidence of the evolution of parasitism in a function of crop development in the two seasons, besides there is a strong and positive dense-dependent relationship of parasitism with to the population density of nymphs. Therefore, for the establishment of the natural biological control of whitefly with parasitoids in soybeans, it is important to monitoring the evolution of the whitefly population and its parasitoids. Low populations of the pest are important for the increasing rates of parasitism. Specifically in soybeans, this monitoring of parasitism can be practiced due to non-relation of the whitefly with the transmission of virus to the plant species. Natural biological control plays an important role in the regulation of whitefly populations and it must be conserved with the adoption of management measures that favor its occurrence and prevalence.

*Key words:* Conservative biological control, parasitoids, *Encarsia*, *Eretmocerus* and *Glycine max*.

### 3.1 INTRODUÇÃO

Nas últimas décadas, o impacto provocado pela mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, tem crescido consideravelmente, devido ao aumento nos casos de surtos populacionais da praga, e também, pela transmissão de vírus a várias plantas cultivadas (Gilbertson et al., 2015; Lourenção & Nagai, 1994; Oliveira et al., 2000). O aumento de surtos da praga e de epidemias virais estão relacionados à baixa eficácia dos inseticidas,

evidenciado ainda mais pelo aumento nos casos de resistência e pela eliminação dos principais agentes de controle biológico, como os predadores e os parasitoides (Naranjo & Akey, 2005; Naranjo et al., 2004; Palumbo et al., 2001; Pan et al., 2015)

Os predadores e parasitoides são importantes reguladores populacionais de insetos. Em mosca-branca estudos apontam que os predadores são o fator chave na regulação populacional, provocando alto índice de mortalidade (Naranjo & Ellsworth, 2005). No entanto, os parasitoides também são importantes fatores de mortalidade natural desta praga, principalmente de ninfas de quarto ínstar, podendo ser o fator chave na dinâmica populacional de mosca-branca em diferentes culturas (Albergaria et al., 2003; Asiimwe et al., 2007; Karut & Naranjo, 2009).

O índice de parasitismo está relacionado a abundância e diversidade de parasitoides que ocorrem na área. Os gêneros *Encarsia* e *Eretmocerus* destacam-se na regulação populacional da mosca-branca (Arnó et al., 2009; Gerling, 1986; Gerling et al., 2001; Williams & Polaszek, 1996). Em geral *Eretmocerus* sp. apresentam maiores taxas de parasitismo quando comparadas a *Encarsia* sp. (De Barro et al., 2000; Goolsby et al., 1998), devido à sua maior capacidade de oviposição (Williams & Polaszek, 1996). Além disso, a resposta funcional do parasitismo pode variar conforme a interação dos níveis tróficos. A intensidade de parasitismo depende da cultura, do hospedeiro e da espécie do parasitoide. *B. tabaci* biótipo B, por exemplo, apresenta maiores taxas de parasitismo na cultura do algodão e da melancia em comparação à cultura da soja e do tomate (De Barro et al., 2000).

Competidores intraguilda, como os parasitoides e predadores deslocam concorrentes mais especializados e, deste modo, alteraram efetivamente a densidade populacional de um hospedeiro ou presa compartilhada (Crowder et al., 1997; Losey & Denno, 1998; Zang & Liu, 2007). Essas teorias são muito importantes no controle biológico da mosca-branca com parasitoides, devido o gênero *Eretmocerus* ser um endoparasita primário e algumas espécies de *Encarsia* serem autoparasitas, ou mesmo, parasitas heterotróficos (Hunter & Woolley, 2001). Embora sejam funcionalmente diferentes, pode ou não existir competição entre os gêneros *Eretmocerus* e *Encarsia* dependendo da espécie (Gerling & Foltyn, 1987; Hunter et al., 2002). Assim, é fundamental conhecer a composição da população de parasitoides de mosca-branca para subsidiar a implementação do controle biológico clássico, aplicado e natural. Portanto, esse trabalho propôs os seguintes objetivos específicos: I – Identificar as espécies de

parasitoides de mosca-branca em soja; II- Verificar a abundância e composição das espécies de parasitoides; III- Determinar a taxa de parasitismo natural em soja; IV- Descrever as relações ecológicas e os padrões de parasitismo da mosca-branca para fornecer informações ecológicas que contribuirão com o controle biológico natural da praga na cultura da soja.

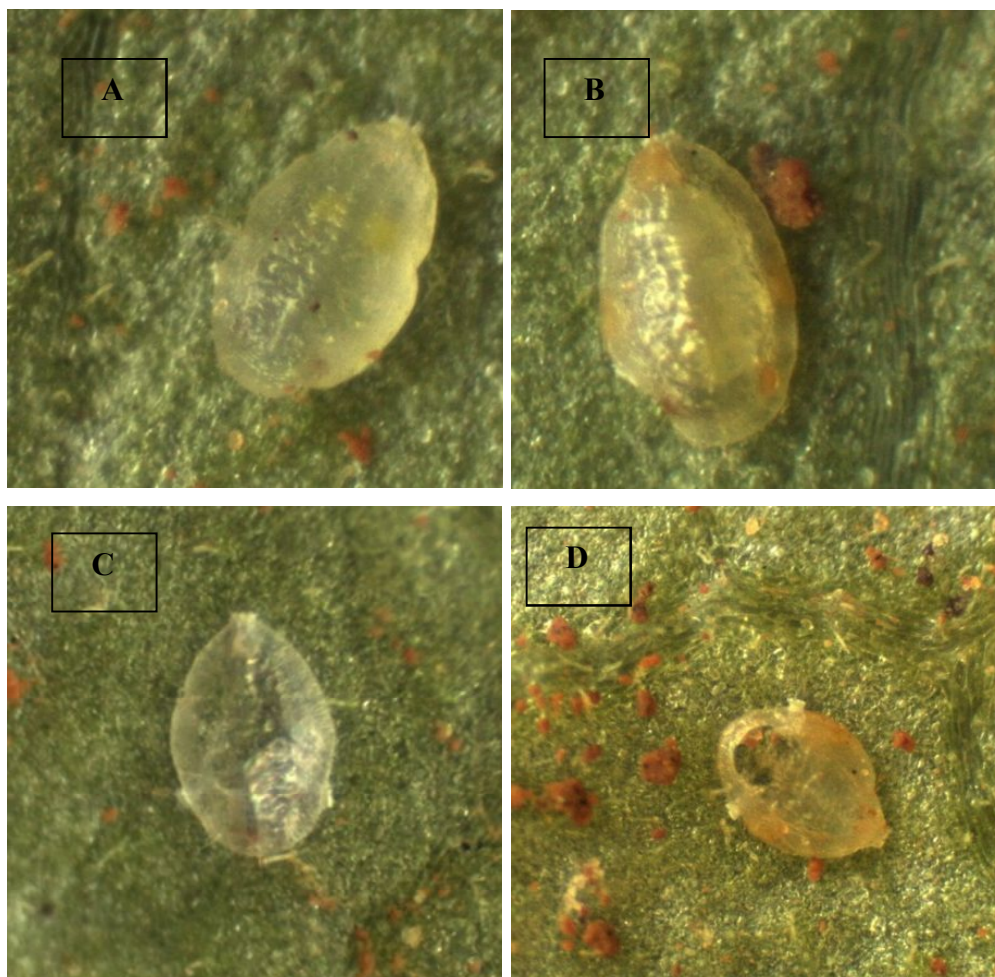
### 3.2 MATERIAL E MÉTODOS

A incidência do parasitismo de mosca-branca foi monitorada em cultivo de soja no período de novembro a abril das safras de 2013/14 e 2014/15. No primeiro ano agrícola foram avaliadas vinte áreas de cultivo comerciais de soja na região centro oeste do Brasil e no segundo dezenove áreas, devido a alteração da cultura implantada na área 1. As áreas amostradas abrangeram duas mesorregiões do Estado de Goiás, a central (Palminópolis e Palmeiras de Goiás) e a sul (Morrinhos e Santa Cruz de Goiás), conforme Tabela 3.1.

**Tabela 3.1.** Localização das lavouras de soja monitoradas para o levantamento do parasitismo de mosca-branca no Estado de Goiás (2013/14 e 2014/15).

<b>Identificação</b>	<b>Município</b>	<b>Latitude</b>	<b>Longitude</b>
1	Palminópolis	16°53'13,69"S	50°09'07,66"O
2	Palminópolis	16°53'12,65"S	50° 8'58,28" O
3	Palmeiras de Goiás	16°52'26,05"S	49°58'7,99" O
4	Palmeiras de Goiás	16°52'39,31"S	49°58'52,44" O
5	Palmeiras de Goiás	16°51'29,12"S	49°58'50,20" O
6	Palmeiras de Goiás	16°52'49,27" S	50°03'24,31" O
8	Palmeiras de Goiás	16°54'24,04"S	49°57'54,15" O
9	Morrinhos	17°37'52,32"S	49° 5'32,97" O
10	Morrinhos	17°34'41,18"S	49°08'13,89" O
11	Morrinhos	17°38'37,24"S	49°05'06,15" O
12	Morrinhos	17°36'51,00"S	49°08'25,15" O
13	Morrinhos	17°42'31,92"S	49°03'11,39" O
14	Morrinhos	17°42'02,09"S	49°02'53,61" O
15	Morrinhos	17°50'46,66" S	48°57'39,34" O
16	Morrinhos	17°48'44,58" S	48°56'16,67" O
17	Morrinhos	17°40'47,89"S	49° 8'27,66" O
18	Morrinhos	17°35'54,31"S	49° 7'14,60" O
19	Santa Cruz de Goiás	17°26'26,49"S	48°43'30,70" O
20	Santa Cruz de Goiás	17°25'07,61"S	48°44'6,94" O
21	Santa Cruz de Goiás	17°25'36,29"S	48°43'39,96" O

As amostragens dos folíolos de soja foram realizadas quinzenalmente iniciando-se trinta dias após a emergência e encerraram-se quando as plantas de soja não possuíam mais folhas (Fase R8 - R9). Em cada amostragem eram coletados três folíolos de soja em vinte pontos aleatórios por lavoura totalizando sessenta folíolos por amostragem. Após a coleta no campo, os folíolos foram acondicionados em placas de Petri e incubados por três dias em B.O.D ( $23 \pm 2^\circ\text{C}$ ), tempo suficiente para detectar a presença do parasitismo nas ninfas. Este procedimento foi adotado, pois não é possível detectar o parasitismo imediatamente após a oviposição do parasitoide, já que não ocorrem alterações morfológicas nas ninfas imediatamente após o parasitismo. Decorridos os três dias na B.O.D., os folíolos eram examinados no microscópio e contadas ninfas grandes (3<sup>a</sup> e 4<sup>a</sup> ínstar) e os “pupários” vazios parasitados e não parasitados (Figura 3.1).



**Figura 3.1.** Ninfa grande de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B (A), Ninfa de mosca-branca parasitada (B), “Pupário” vazio não parasitado (C) e “Pupário” vazio parasitado (D)

As ninfas parasitadas retornaram para a câmara de emergência (B.O.D.) até a

emergência dos parasitoides adultos, que foram separados e acondicionados em etanol 70% para posterior identificação. Os parasitoides adultos foram separados por morfotipos e enviados para a identificação no laboratório de entomologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista, Campus Jaboticabal. Para a identificação foram montadas lâminas conforme descritas por Noyes (1982).

A identificação dos parasitoides foi realizada pela Dra. Roseli Pessoa com base nas chaves propostas por (Polaszek et al., 1992) e (Pessoa, 2009). Além da identificação com as chaves citadas, a taxonomista comparou os espécimes com exemplares previamente identificados pelo especialista em Aphelinidae Dr. Gregory A. Evans, Professor Pesquisador da University of Florida of Entomology and Nematology Department, USDA/APHIS/PPQ-Systematic Entomology Laboratory.

O parasitismo foi estimado apenas com base na densidade de ninfas grandes (3<sup>a</sup> e 4<sup>a</sup> instares), que são instares preferenciais ou que possibilitam a diferenciação morfológica da ninfa parasitada (Hoddle et al., 1998; Xu et al., 2016). Esse procedimento foi realizado para diminuir a subestimação do parasitismo e garantir a expressão real da taxa de parasitismo.

Os dados climáticos, temperatura média do ar, umidade média do ar e precipitação acumulada foram obtidos das estações meteorológicas do sistema de meteorologia e hidrologia do Estado de Goiás. A temperatura e umidade média do ar refere-se à média ocorrida durante 24 horas. Os dados climáticos dos municípios de Palminópolis de Goiás e Palmeiras de Goiás foram obtidos da estação alocada em Palmeiras de Goiás. Os referentes às áreas do município de Morrinhos foram coletados na plataforma do mesmo município e os de Santa Cruz de Goiás foram obtidos da estação alocada no município de Caldas Novas, estação mais próximas das áreas. Todos os dados macroclimáticos foram expressos como médias ou totais acumulados ocorridos nos períodos das coletas.

O parasitismo de mosca-branca foi analisado como dados de contagem, sendo a soma dos indivíduos de mesma espécie nos sessenta folíolos coletados por área durante as duas safras. A primeira análise realizada foi para ajustar o modelo quanto à sua distribuição. O ajuste da distribuição foi realizado graficamente, pelo gráfico de envelopes “half normal plot with simulation envelopes” com a função “hnp” do programa estatístico R, com a descrição do percentual de pontos ajustados (R Development Core Team, 2011). Para complementar esta seleção do melhor modelo, foi estimado o valor dos AICc (Akaike

Information Criterion corrigido) para cada distribuição dos erros testada usando o pacote “MuMin” (<http://cran.r-project.org/web/packages/MuMIn/MuMIn.pdf>). O ajuste do modelo foi testado quanto às distribuições Normal (Gaussian), QuasiPoisson, Poisson e Binomial Negativa. Foi testado também o ajuste a distribuição Normal com os dados transformados por  $\ln(x + 1)$  da variável resposta e da densidade do hospedeiro, sendo essa transformação modelada em função dos preditores safra,  $\ln(\text{hospedeiro} + 1)$ , temperatura média, umidade relativa média e precipitação, assumindo as repetições representadas pelas áreas de coleta, “área”, como aleatória utilizando o modelo misto linear. Os modelos iniciais foram ajustados pelo “lm” na distribuição Normal, “glm” nas distribuições QuasiPoisson e Poisson, pelo “glm.nb” do pacote MASS (Venables & Ripley, 2002) na distribuição Binomial Negativa e pelo “lmer” para o modelo misto (Bates et al., 2014).

A segunda análise, já com a distribuição previamente testada, foi realizada para ajustar e selecionar os preditores mais significativos dentro do modelo. A seleção e ranqueamento dos modelos aninhados foi realizado pelo AICc (Burnham & Anderson, 2002) com a distribuição normal (Apêndice A). O modelo foi submetido aos critérios de seleção pelo procedimento “dredge” do pacote “MuMin”. Após essa seleção foi realizado a análise de multicolinearidade para decomposição dos efeitos da regressão do modelo ajustado com base no R<sup>2</sup> múltiplo, conforme metodologia descrita por Ray-Mukherjee et al., (2014).

### 3.3 RESULTADOS

Durante os dois anos de cultivo de soja foram coletados 1411 indivíduos de parasitoides de mosca-branca, *B. tabaci* biótipo B, sendo 797 na safra 2013/2014 e 614 na safra 2014/2015 (Tabela 3.2). Todas as espécies encontradas parasitando mosca-branca em soja pertencem à família Aphelinidae e compreenderam dois gêneros, *Encarsia* e *Eretmocerus*. Foram encontradas três espécies de *Encarsia*, identificadas como *E. lutea* (Masi, 1909), *E. porteri* (Mercet, 1928) e *E. nigricephala* (Dozier, 1937), e uma do gênero *Eretmocerus*, *E. Mundus* (Mercet, 1931).

Foram registrados machos e fêmeas de *E. lutea* e de *E. nigricephala*, porém não foram coletados machos de *E. porteri* em nenhuma das amostragens realizadas nas

duas safras analisadas e não foi possível a separação entre fêmeas e machos de *Eretmocerus mundus*. Houve maior proporção de fêmeas de *E. lutea* em relação a quantidade de machos coletados (Tabela 3.2). Foram coletados 297 fêmeas e 159 machos na safra 2013/2014 e 335 fêmeas e 96 machos na safra 2014/2015. Entretanto, foram observados mais machos que fêmea da espécie *E. nigricephala*, sendo coletados 33 machos e uma fêmea e oito machos e duas fêmeas na primeira e segunda safras, respectivamente. A razão sexual observada para estas espécies foi de 1,87 e 3,94 fêmeas/macho de *E. lutea*, 0,03 e 0,25 fêmeas/macho de *E. nigricephala* nas duas safras, respectivamente.

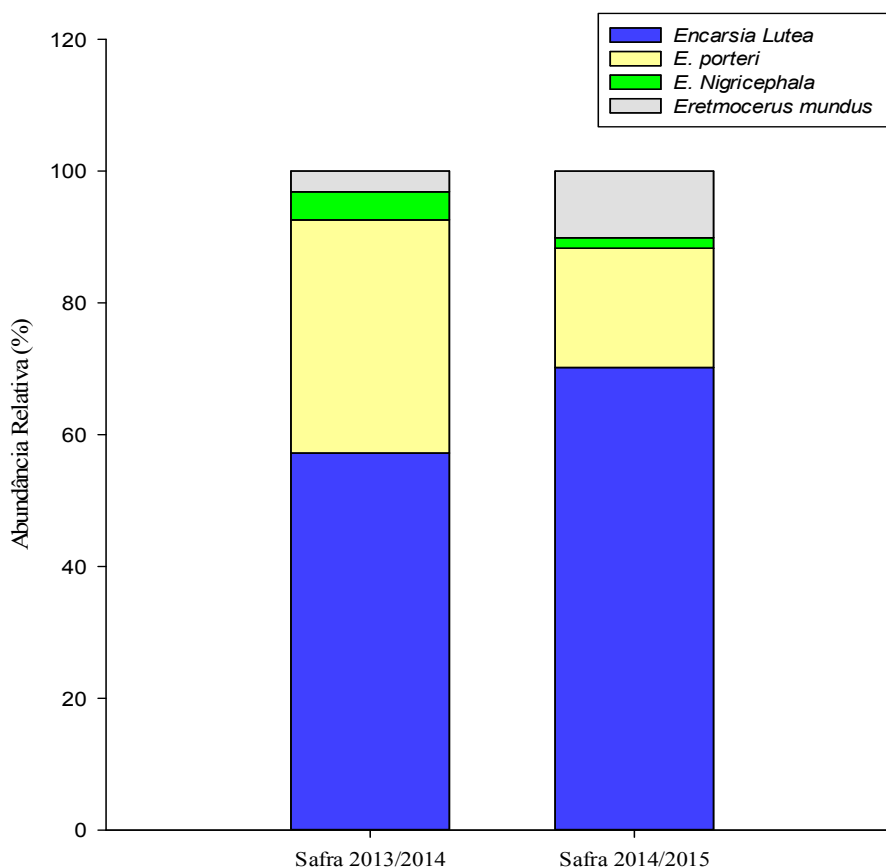
**Tabela 3.2:** Número e razão sexual de parasitoides de mosca-branca em soja coletados em no Estado de Goiás nas safras 2013/14 e 2014/15.

Espécie	Safra 2013/2014				Safra 2014/2015			
	♂	♀	Razão F:M	Total	♂	♀	Razão F:M	Total
<i>Encarsia Lutea</i>	159	297	1,87	456	96	335	3,49	431
<i>E. porteri</i>	0	282	-	282	0	111	-	111
<i>E. Nigricephala</i>	33	1	0,03	34	8	2	0,25	10
<i>Eretmocerus mundus</i>	- <sup>1</sup>	-	-	25	-	-	-	62
Total				797				614

<sup>1</sup> – Separação entre macho e fêmeas não realizada.

Observou-se maior abundância de *Encarsia* do que do *Eretmocerus*. Dentro do gênero *Encarsia*, a espécie mais abundante foi *E. lutea*. Foram coletados 456 e 431 espécimes de *E. lutea*, contra 282 e 111 de *E. porteri*, 34 e dez de *E. nigricephala*, e 25 e 62 de *E. mundus* nas duas safras, respectivamente.

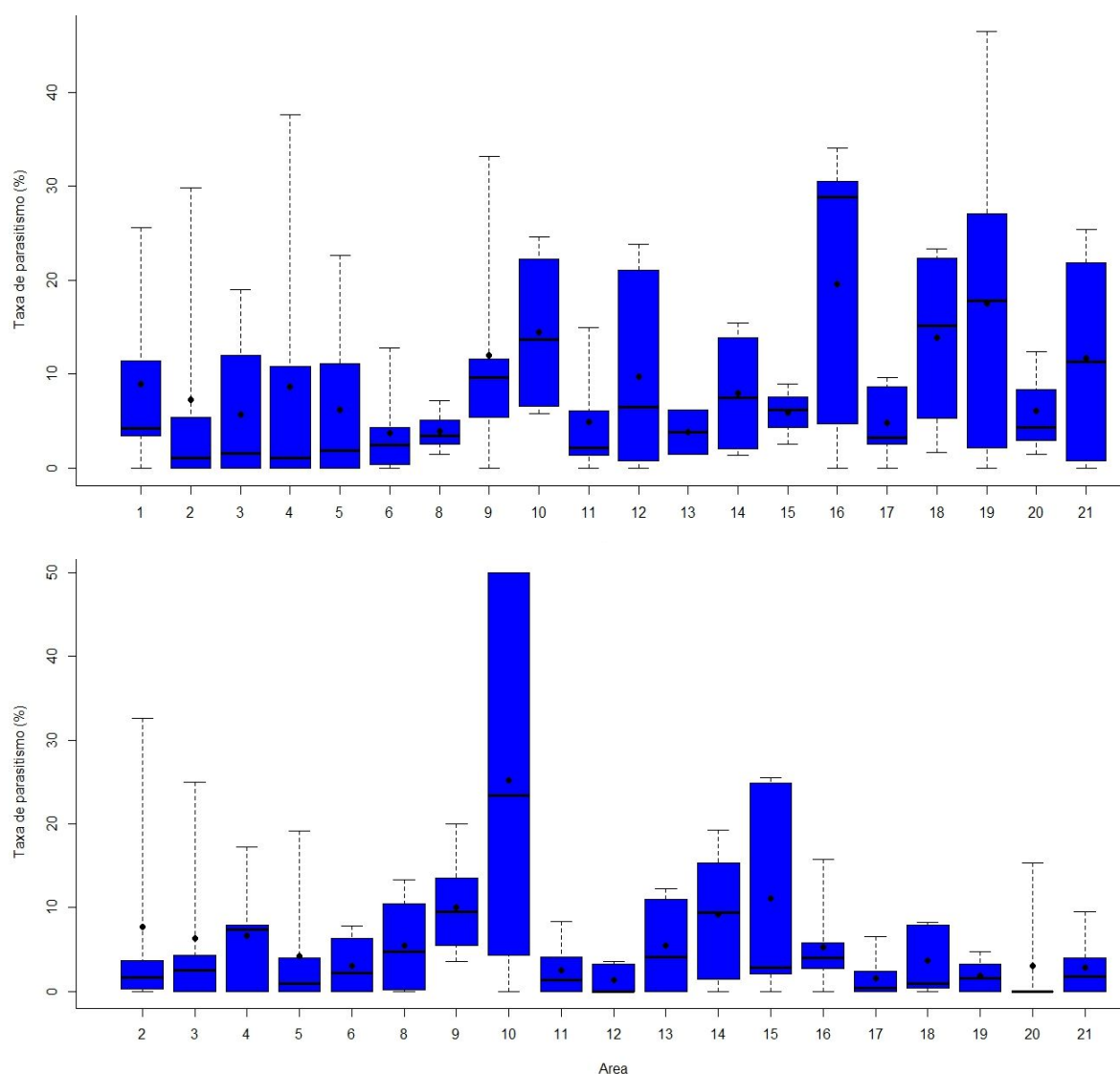
Proporcionalmente, foi observado que 57,2% da população coletada na safra 2013/2014 correspondeu a *E. lutea*, 35,4% a *E. porteri*, 4,3 % a *E. nigricephala* e 3,1% a *E. mundus* (Figura: 3.2). Semelhantemente à safra anterior, a espécie mais abundante foi a *E. lutea*, seguida pela espécie *E. porteri*, entretanto, na segunda safra, observou-se uma maior proporção de *E. mundus* em relação em *E. nigricephala*. O gênero *Encarsia* correspondeu a mais de 95% da população de parasitoides de soja, sendo, então, o principal gênero associado à mosca-branca em soja no Estado de Goiás.



**Figura 3.2:** Abundância relativa de parasitoides de mosca-branca em soja em Goiás

A taxa média de parasitismo das áreas amostradas foi de 8,8% na primeira safra e de 6,1% na segunda safra. Na safra 2013/2014 foram observadas taxas de parasitismo médio inferior a 10% em dezesseis das vinte áreas monitoradas, entre 10 e 20% de ninfas parasitadas em quatro áreas e nenhuma área com taxa média de parasitismo médio acima de 20% (Figura 3.3). Na safra seguinte foram observadas que duas das dezenove áreas amostradas apresentaram média de parasitismo entre 10 e 20% e apenas uma com média acima de 20% (área 10). Esses resultados demonstram a variabilidade da taxa de parasitismo em áreas geográficas e safras distintas.

A amplitude total do parasitismo de ninfas de mosca-branca na primeira safra variou entre 6,2% e 46,5% em 2013/14 e de 3,6 a 50% na safra seguinte (Figura 3.3). Picos de parasitismo com taxas superiores a 20% ocorreram em metade das áreas na safra 2013/2014, porém apenas em uma das áreas ocorreu pico de parasitismo superior a 40% (Área 19). Na safra seguinte em quatro áreas foi detectada taxa máxima de parasitismo superior a 20 e semelhantemente à safra anterior, em que apenas uma área apresentou pico de parasitismo superior a 40% (Área 10).



**Figura 3.3:** Boxplot da taxa de parasitismo de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B em soja no centro-oeste do Brasil na safra 2013/14 (superior) e 2014/15 (inferior). O ponto refere-se à média, a linha ao centro representa a mediana, a barra descreve os quartis (25% e 75%), e a barra de erro refere-se ao máximo e mínimo de taxa de parasitismo

Picos populacionais de ninfas mosca-branca foram observados entre a segunda quinzena de fevereiro e a primeira quinzena de março nos dois anos agrícolas (Figura 3.4). Semelhantemente, a população de mosca-branca, apresentou um aumento no número médio de ninfas parasitadas ao longo do desenvolvimento da soja. Observou-se maior número de ninfas parasitadas na primeira quinzena de março com  $10,7 \pm 2,41$  (média  $\pm$  EP) ninfas parasitadas/folículo na safra 2013/2014 e  $4,74 \pm 2,41$  ninfas parasitadas/folículo na segunda safra. Além disso, foi verificado, em dados percentuais que esses números de



complexos, com maior número de preditores, também não melhoram o ajuste do modelo. Por exemplo, modelo com maior número de variáveis, como o modelo composto pela safra, densidade do hospedeiro e temperatura média apresentam  $AICc = 708,2$  e peso = 0,119, ou seja,  $AICc$  maior e peso menor que o modelo proposto (Tabela 3.3).

**Tabela 3.3:** Seleção de modelo para o número de ninfas parasitadas de mosca-branca em função das variáveis peditoras anos agrícolas (safra), densidade do hospedeiro (Dens.hosp.), da umidade relativa do ar (Umid), da temperatura do ar (Temp), e da precipitação acumulada (precip). O grau de liberdade (G.L) representa o número de parâmetros do modelo,  $AIC$  corrigido para amostras infinitas ( $AICc$ ), diferença do valor do  $AICc$  em relação ao menor  $AICc$  ( $\Delta AIC$ ) e a probabilidade de ajuste dos modelos no conjunto (Peso).

Safra	Dens.hosp	Umid	Temp	Prec	G.L	$AICc$	$\Delta AICc$	Peso
	x		x		5	704,7	0,0	0,665
	x				4	707,8	3,1	0,141
x	x		x		6	708,2	3,5	0,119
	x	x	x		6	710,4	5,6	0,039
x	x				5	711,3	6,6	0,024

O fator principal da variação do parasitismo de mosca-branca em soja foi a densidade do hospedeiro, demonstrando que existe efeito significativo ( $t_{1,202} = 15,44$ ,  $P > t = <0,0001$ ) da densidade da população de mosca-branca no número de ninfas parasitadas indicando uma relação de densidade-dependente. A densidade do hospedeiro separadamente apresentou  $r^2 = 0,5413$  (Tabela 3.4), o qual representa 98,6% da variabilidade da resposta do parasitismo, ou seja, do  $r^2$  múltiplo do modelo = 0,5579. Em contrapartida, a variável temperatura média, que também teve efeito significativo ( $t_{1,202} = -2,908$ ,  $P > t = 0,0040$ ) representou apenas 1,14% da variância total do modelo de regressão, com um  $r^2 = 0,0166$ . Além disso, quase todo o  $r^2$  da densidade do hospedeiro e da temperatura média do ar é composta pelo fator único ( $U = 0,5503$  e 0,0167, respectivamente) e não pelo fator comum entre os dois ( $C = -0,0090$  e 0,0091, respectivamente), o que demonstra que a pouca variabilidade do parasitismo é composta pelos dois fatores concomitantemente.

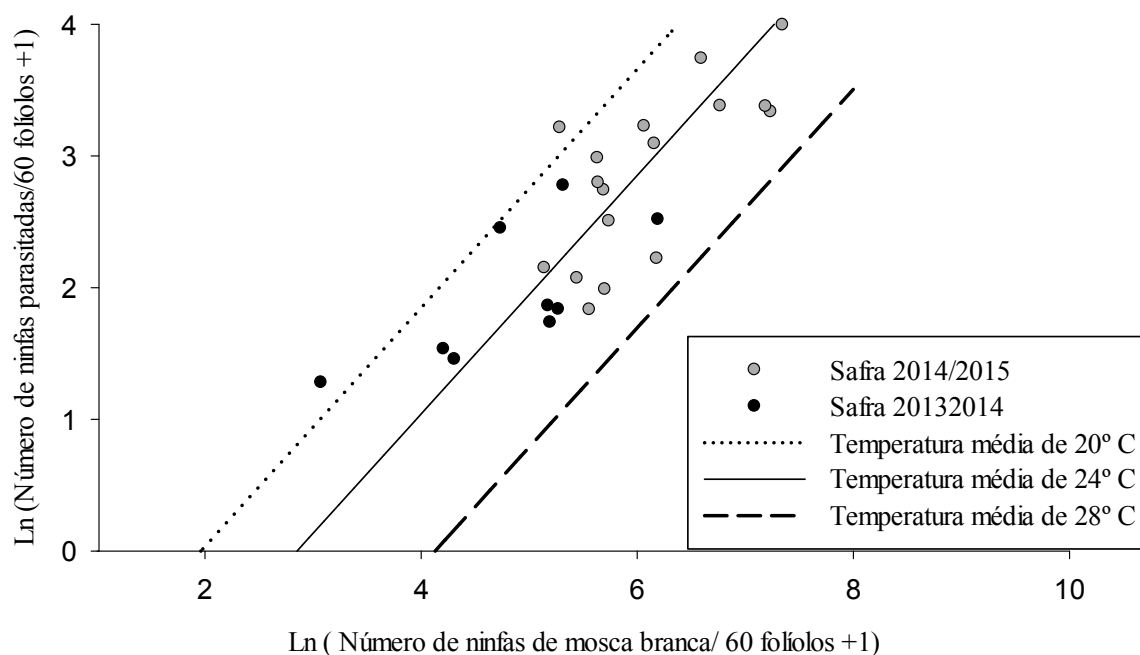
Maiores taxas de parasitismo em soja são observadas quando ocorre aumento da população do hospedeiro. Esse efeito descreve a relação densidade-dependente positiva do parasitismo de mosca-branca no campo, na qual apenas existe aumento do parasitismo quando há aumento da densidade do hospedeiro (Figura 3.5). Foi observado que o

parasitismo de ninfas de mosca-branca inicia o seu estabelecimento ( $\ln(\text{Parasitismo} + 1) > 0$ ) quando foram observadas mais de 17,2 ninfas em 60 folíolos, ou seja 0,29 ninfas/folíolo de soja em uma temperatura média de 24°C, que foi a temperatura média observada durante a coleta dos dados macroclimáticos. Essa estimativa refere-se ao valor do inverso do  $\ln(\text{Número de ninfas de mosca-branca}/60 \text{ folíolos} + 1)$  igual a 3,32.

**Tabela 3.4:** Decomposição dos efeitos da regressão do modelo, incluindo coeficientes beta ( $\beta$ ), erro padrão (EP) dos coeficientes, ( $\text{Pr} > t$ ) probabilidade de  $P > t$ ,  $r^2$  único de cada preditor (U),  $r^2$  comum aos preditores (C) e  $r^2$  total ( $r^2$ )

Preditores	$r^2$		$\beta$	EP	Pr > t	U	C	$r^2$ Total
	Múltiplo	Ajustado						
	0,5579	0,5537						
Intercepto			2,2504	1,73	0,1954			
Log (Hosp +1)			0,9059	0,07	<0,0001	0,5503	-0,0090	0,5413
Temp. Média			0,2013	0,07	0,0054	0,0167	-0,0091	0,0166

Modelo global:  $\ln(\text{parasitismo} + 1) = 0,9059 * (\ln(\text{dens. hosp} + 1) - 0,2014 * (\text{Temp}) + 2,2505$



**Figura 3.5:** Relação entre o número de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, parasitas e a densidade de ninfas de mosca-branca em duas safras de soja em função das temperaturas média do ar de 20, 24 e 28°C.

Modelo Global:  $\ln(\text{parasitismo} + 1) = 0,9059 * (\ln(\text{dens. Hosp.} + 1) - 0,2014 * (\text{Temp}) + 2,2505$

Modelo (20°C):  $\ln(\text{parasitismo} + 1) = 0,9059 * (\ln(\text{dens. Hosp.} + 1) - 1,775.$

Modelo (24°C):  $\ln(\text{parasitismo} + 1) = 0,9059 * (\ln(\text{dens. Hosp.} + 1) - 2,583.$

Modelo (28°C):  $\ln(\text{parasitismo} + 1) = 0,9059 * (\ln(\text{dens. Hosp.} + 1) - 3,741.$

Temperaturas menores apresentaram maiores números de ninfas de mosca-

branca parasitadas em uma mesma densidade do hospedeiro. Em contraste, o aumento da temperatura média do ar diminui o número de ninfas parasitadas. Além disso, o estabelecimento do parasitismo ocorre em uma menor densidade do hospedeiro em temperaturas menores. O estabelecimento do parasitismo a temperatura de 20° C ( $\ln(\text{Parasitismo} + 1) > 0$ ) ocorre quando há 0,12 ninfas/folículos e 1,04 ninfas/folículo à temperatura de 28° C.

### 3.4 DISCUSSÃO

Todas as espécies de parasitoides de mosca-branca relatadas em soja são espécies que já ocorrem em outras regiões do Brasil, porém não são nativas (Kirk et al., 2000). *Encarsia lutea*, *E. porteri* e *E. nigricephala* foram previamente relatadas em couve em Minas Gerais (Torres et al., 2014) e em fumo, algodão, tomate, couve, soja, feijão, melão e jiló no Distrito Federal (Oliveira et al., 2003). *Eretmocerus mundus* foi registrada pela primeira vez parasitando mosca-branca em algodão no Estado de São Paulo. Nessa mesma coleta também foi constatada a presença de *E. lutea* nessa região (Lourenção et al., 2014).

Os gêneros *Encarsia* e *Eretmocerus* são os mais comuns associados as moscas-brancas, principalmente *B. tabaci* biótipo B, sendo ambos de ocorrência mundial e utilizados no controle biológico aplicado da praga (Gerling et al., 2001; Liu et al., 2015). O gênero *Encarsia* é o gênero com maior número de espécies relatadas da família Aphelinidae, com um total de 343 espécies catalogadas (Heraty et al., 2007), o que corrobora o número maior de espécie de *Encarsia* encontrada nesse trabalho.

Em *Encarsia*, progênes fêmeas geralmente são provenientes de endoparasitismo primário e os machos provenientes de endoparasitismo secundários (autoparasitismo ou superparasitismo) ou heterotróficos, desenvolvendo-se apenas em outros hospedeiros, que não ninfas de mosca-branca (Hunter & Woolley, 2001). Além disso, o heterotrofismo pode ser facultativo ou obrigatório em algumas espécies. Por exemplo, *E. lutea* apresenta comportamento heterotrófico, desenvolvendo progênes machos em ovos de lepidópteros e em parasitismo secundário de ninfas de mosca-branca. Diferentemente, *E. porteri* é um heterotrófico obrigatório (Williams & Polaszek, 1996), reproduzindo descendentes machos exclusivamente em ovos de lepidópteros (Foerster & Avanci, 1999; Viscarret & López, 2004), o que explica a ausência de machos de *E. porteri* em amostras

de ninfas de mosca-branca durante todas as amostragens. Além disso, a maior abundância de *E. lutea* observada no estudo pode estar relacionada com o parasitismo secundário da espécie e pela preferência para oviposição em estádios ninfaís mais avançados, suprimindo a população de *E. mundus* (Gerling & Foltyn, 1987). Desta forma, nosso estudo comprova a existência de competição intraguilda para estas espécies de parasitoides encontradas em mosca-branca na soja.

O potencial do parasitismo na regulação populacional das ninfas de mosca-branca está diretamente relacionado à taxa de parasitismo, que em altos índices pode reduzir significativamente a população desta praga (Karut & Naranjo, 2009). Observou-se nesse estudo grande variação na taxa máxima de parasitismo, chegando a 50% de ninfas de mosca-branca em alguns casos. Alta amplitude também foi relatada em soja na Indonésia, onde o parasitismo variou de parasitismo nulo a 71,4% (Kajita et al., 1992). Não existem informações sobre o limiar mínimo que a taxa de parasitismo se estabelece de forma expressiva na redução da população de mosca-branca. Entretanto, é esperado que taxas de parasitismo superiores a 20% podem impactar as populações a longo prazo, já que em estudos com serie temporal de mais de 15 anos, taxas desta ordem reduziram substancialmente a população de mosca-branca em lavouras de algodão (Naranjo & Li, 2016).

O parasitismo no campo pode ser afetado por vários fatores, entre eles a densidade do hospedeiro, a competição entre predadores e parasitoides, a competição intraguilda, a aplicação de inseticidas, as condições climáticas; Estudos recentes ainda reportam que a infecção viral da mosca-branca influencia negativamente o parasitismo (Chacón et al., 2008; Liu et al., 2014; Zang & Liu, 2007). Foram observados relação densidade-dependente positiva, mostrando que o parasitismo aumenta com o crescimento da população destes insetos no campo em cultivos de soja. Essa observação descreve que, para aumentar o índice de parasitismo é necessário ocorrer o aumento da população da mosca-branca.

Respostas de densidade-dependente podem variar em relação ao ano agrícola, podendo apresentar relação densidade-dependente negativa, positiva ou não apresentar significância da população do hospedeiro sobre os índices de parasitismo. Em laboratório, bioensaios realizados com as espécies *Encarsia lutea* e *Eretmocerus mundus*, mostraram que ambas apresentaram densidade-dependente negativa (Awadalla et al., 2014). Na mesma cultura, em campo na presença de *Encarsia* sp e *Eretmocerus* sp, em termos gerais,

o parasitismo de mosca-branca tem relação densidade-dependente negativa (Naranjo & Li, 2016). Acredita-se que esses resultados da literatura, que são contraditórios aos observados nesse trabalho, podem estar relacionados à baixa taxa média de parasitismo, ou seja, não foi possível avaliar a capacidade do parasitismo em diminuir a população da praga.

Além da densidade do hospedeiro, o modelo que melhor ajustou a variável resposta aponta efeito significativo da temperatura média do ar no parasitismo. Em temperaturas menores são observados maiores índices de parasitismo na mesma densidade hospedeira, e também estabelecimento do parasitismo com menor densidade de mosca-branca. Esse efeito está relacionado com o desenvolvimento da mosca-branca, que em temperaturas mais amenas tem seu ciclo prolongado, permanecendo por um período mais longo exposta ao parasitismo (Albergaria & Cividanes, 2002).

A relação densidade dependente positiva observada nesse estudo indica que para o efetivo estabelecimento dos parasitoides no controle biológico natural é importante que se tenha uma população mínima de 0,29 ninfa grande de mosca-branca/folíolo, a uma temperatura média de 24° C (temperatura média durante a safra no Estado de Goiás). No entanto, muitas das aplicações de inseticidas de amplo espectro são realizados sem considerar os níveis de controle, baseadas somente em aspectos calendarizados ou preventivos (Oliveira et al., 2001; Villas Bôas & Branco, 2009; Villas Bôas et al., 1997). Aplicações preventivas são compreensivas, quando a mosca-branca está associada à transmissão de viroses importantes como ocorre nas culturas do feijão e tomate. Entretanto, em soja essa abordagem não se aplica, já que no Brasil não são relatados grandes impactos de viroses na cultura da soja (Coco et al., 2013; Mello et al., 2002).

O estabelecimento do parasitismo em soja, mesmo em temperaturas médias do ar mais altas, como 28° C, inicia-se com populações menores que aquelas indicadas para a intervenção ou controle. Nessa temperatura estima-se que o estabelecimento do parasitismo ocorra quando a população for superior a 1,02 ninfas grandes/folíolo. Essa população é muito inferior ao nível de controle sugerido para o manejo de mosca-branca, que é de 10 ninfas/folíolos (Bortolotto et al., 2015), proporcionando uma grande margem para o crescimento do parasitismo. Além disso, o controle biológico natural em soja pode ser efetivamente adotado, pois as populações inferiores a 136 ninfas/folíolo não reduzem a produtividade de soja (Vieira et al., 2013).

Nos últimos anos, surtos populacionais de mosca-branca foram recorrentes no Brasil central, causando grandes prejuízos aos produtores pelo dano direto e pela

transmissão de viroses. Esse impacto alertou os produtores para o fato de que a adoção de manejo integrado incluindo outras práticas diferentes do uso de inseticidas químicos sintéticos é a principal limitação para continuar produzindo no cerrado (Faria et al., 2016; Inoue-Nagata et al., 2016). Com este trabalho, fica evidente que existe ocorrência de controle biológico natural de mosca-branca com parasitoides de ninfas e que se confirma ocorre altas taxas em algumas áreas. Assim, para efetividade da adoção do controle biológico natural é importante levantar a ocorrência do parasitismo nas áreas e utilizar práticas que contribuam para aumentar ou que não provoquem a mortalidade dos parasitoides, tais como adoção dos níveis de controle e o uso de inseticidas seletivos.

### 3.5 CONCLUSÕES

Foram identificadas quatro espécies de parasitoides de ninfas de mosca-branca em soja, *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* e *Eretmocerus mundus*. A taxa de parasitismo de mosca-branca na cultura da soja depende da população do hospedeiro e da temperatura média do ar.

### 3.6 REFERÊNCIAS

- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 3, p. 359–363, 2002.
- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J.; DÓRIA, H. O. S. Tabela de vida ecológica de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 4, p. 559–563, 2003.
- ARNÓ, J.; GABARRA, R.; LIU, T.-X.; SIMMONS, A. M.; GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*: predators and parasitoids. In: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. (Eds.). **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**. New York: Springer, 2009. p. 385–421.
- ASIIMWE, P.; ECAAT, J. S.; OTIM, M.; GERLING, D.; KYAMANYWA, S.; LEGG, J. P. Life-table analysis of mortality factors affecting populations of *Bemisia tabaci* on cassava in Uganda. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 122, n. 1, p. 37–44, 2007.

AWADALLA, S. S.; BAYOUMY, M. H.; KHATTAB, M. H.; ABD EL-WAHAB, A. H. Density-independent and inverse-density dependent parasitism of *Encarsia lutea* Masi and *Eretmocerus mundus* Mercet to *Bemisia tabaci* biotype “B”. **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 24, n. 1, p. 125–132, 2014.

BATES, D.; MÄCHLER, M.; BOLKER, B. M.; WALKER, S. C. Fitting Linear Mixed-Effects Models using lme4. **Journal of Statistical Software**, v. 67, n. 1, p. 1–51, 2014.

BORTOLOTTO, O. C.; POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, R. C. O. F., BUENO, A. F.; KRUZ, Y. K. S.; QUEIROZ, A. P.; SANZONOV, A. FERREIRA, R. B. The use of soybean integrated pest management in Brazil : A review. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 1, n. 1, p. 25–32, 2015.

BURNHAM, K. P.; ANDERSON, D. **Model selection and multimodel inference : A Practical informatio-theoric approach**. 2. ed. New York: Taylor & Francis, 2002.

CHACÓN, J. M.; LANDIS, D. A.; HEIMPEL, G. E. Potential for biotic interference of a classical biological control agent of the soybean aphid. **Biological Control**, v. 46, n. 2, p. 216–225, 2008.

COCO, D.; CALIL, I. P.; BRUSTOLINI, O. J. B.; SANTOS, A. A.; INOUE-NAGATA, A. K.; FONTES, E. P. B. *Soybean Chlorotic Spot Virus*, a novel begomovirus infecting soybean in Brazil. **Archives of Virology**, v. 158, n. 2, p. 457–462, 2013.

CROWDER, L. B.; SQUIRES, D. D.; RICE, J. A. Nonadditive effects of terrestrial and aquatic predators on juvenile estuarine fish. **Ecology**, v. 78, n. 6, p. 1796–1804, 1997.

DE BARRO, P. J.; HART, P. J.; MORTON, R. The biology of two *Eretmocerus* spp. (Haldeman) and three *Encarsia* spp. Forster and their potential as biological control agents of *Bemisia tabaci* biotype B in Australia. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 94, n. 1, p. 93–102, 2000.

FARIA, J. C.; ARAGÃO, F. J. L.; SOUZA, T. L. P. O.; QUINTELA, E. D.; KITAJIMA, E. W.; RIBEIRO, S. G. **Golden mosaic of common beans in Brazil** : Management with a transgenic approach. Disponível em: <http://www.apsnet.org/publications/apsnetfeature/s/Pages/GoldenMosaic.aspx> Acessado em: 01 de nov de 2016.

FOERSTER, L. A.; AVANCI, M. R. F. Egg parasitoids of *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) in soybeans. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 28, n. 3, p. 545–548, 1999.

GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*, biological characteristics and potential as biological control agents: A review. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 17, n.1, p. 99–110, 1986.

GERLING, D.; ALOMAR, O.; ARNÓ, J. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 779–799, 2001.

GERLING, D.; FOLTYN, S. Development and host preference of *Encarsia lutea* (Masi)

and interspecific host discrimination with *Eretmocerus mundus* (Mercet) (Hymenoptera, Aphelinidae) parasitoids of *Bemisia tabaci* (Gennadius), (Homoptera, Aleyrodidae). **Journal of Applied Entomology**, v. 103, n. 5, p. 425–433, 1987.

GILBERTSON, R. L.; BATUMAN, O.; WEBSTER, C. G.; ADKINS, S. Role of the insect Supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the smergence and global spread of plant viruses. **Annual Review of Virology**, v. 2, n. 1, p. 67–93, 2015.

GOOLSBY, J. A.; CIOMPERLIK, M. A.; LEGASPI, B. C.; LEGASPI, J. C.; WENDEL, L. E. Laboratory and field evaluation of exotic parasitoids of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Biotype “ B ”) (Homoptera : Aleyrodidae) in the Lower Rio Grande Valley of Texas. **Biological Control**, v. 12, n. 1, p. 127–135, 1998.

HERATY, J.; WOOLLEY, J.; POLASZEK, A. **Catalog of the Encarsia of the World (2007)**. Disponível em: <http://www.faculty.ucr.edu/~heraty/Encarsia.cat.pdf>. Acessado em: 15 de jun. de 2015

HODDLE, M. S.; VAN DRIESCHE, R. G.; SANDERSON, J. P. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. **Annual Review of Entomology**, v. 43, n. 1, p. 645–669, 1998.

HUNTER, M. S.; COLLIER, T. R.; KELLY, S. E. Does an autoparasitoid disrupt host suppression provided by a primary parasitoid? **Ecology**, v. 83, n. 5, p. 1459–1469, 2002.

HUNTER, M. S.; WOOLLEY, J. B. Evolution and behavior ecology of heteronomous aphelinid parasitoids. **Annual Review of Entomology**, v. 46, n.1, p. 251–290, 2001.

INOUE-NAGATA, A. K.; LIMA, M. F.; GILBERTSON, R. L. A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: Current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, v. 34, n. 1, p. 8–18, 2016.

KAJITA, H.; SAMUDRA, M.; NAITO, A. Parasitism of the tobacco whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), by *Encarsia taverna* (Timberlake) (Hymenoptera: Aphelinidae) in Indonésia. **Applied Entomology and Zoology**, v. 27, n. 3, p. 468–470, 1992.

KARUT, K.; NARANJO, S. E. Mortality factors affecting *Bemisia tabaci* populations on cotton in Turkey. **Journal Applied Entomology**, v. 133, n. 5, p. 367–374, 2009.

KIRK, A. A.; LACEY, L. A.; BROWN, J. K.; CIOMPERLIK, M. A.; GOOLSBY, J. A.; VACEK, D. C., WENDEL, L. E.; NAPOMPETH, B. Variation in the *Bemisia tabaci* s. 1. species complex (Homoptera: Aleyrodidae) and its natural enemies leading to successful biological control of *Bemisia* biotype B in the USA. **Bulletin of Entomological Research**, v. 90, n. 4, p. 317–327, 2000.

LIU, T.; STANSLY, P. A.; GERLING, D. Whitefly Parasitoids : Distribution , life history , bionomics , and utilization. **Annual Review of Entomology**, v. 60, n.1, p. 273–292, 2015.

LIU, X.; XIANG, W.; JIAO, X., ZHANG; Y., XIE, W.; WU, Q.; ZHOU, X.; WANG, S. Effects of plant virus and its insect vector on *Encarsia formosa*, a biocontrol agent of

whiteflies. **Scientific reports**, v. 4, p. 5926, 2014.

LOSEY, J. E.; DENNO, R. F. Positive predator – predator interactions : Enhanced predation rates and synergistic suppression of aphid populations. **Ecology**, v. 79, n. 6, p. 2143–2152, 1998.

LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, V. A.; PEREIRA, L. S.; PRADO, J. C. Occurrence of *Eretmocerus mundus* Mercet ( Hymenoptera : Aphelinidae ) parasitizing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae ) in Brazil. **Bragantia**, Campinas, v. 73, n. 2, p. 160–162, 2014.

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

MELLO, R. N.; COTRIM, M. A. A.; LOPES, E. F.; MOREIRA, A. G.; CONTIN, F. S.; FONTES, E. P. B.; ALMEIDA, A. M. R.; ZERBINI, F. M. Survey of begomoviruses associated with soybean and identification of *Sida Mottle Virus* (SiMoV) infecting this crop in Brazil. **Virus Reviews and Research**, v. 7, n. Supplement, p. 157, 2002.

NARANJO, S. E.; AKEY, D. H. Conservation of natural enemies in cotton: Comparative selectivity of acetamiprid in the management of *Bemisia tabaci*. **Pest Management Science**, v. 61, n. 6, p. 555–566, 2005.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. Mortality dynamics and population regulation in *Bemisia tabaci*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 116, n. 2, p. 93–108, 2005.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C.; HAGLER, J. R. Conservation of natural enemies in cotton : Role of insect growth regulators in management of *Bemisia tabaci*. **Biological Control**, v. 30, n. 1, p. 52–72, 2004.

NARANJO, S. E.; LI, S. Long term dynamics of aphelinid parasitoids attacking *Bemisia tabaci*. **Biological Control**, v. 93, n.1, p. 56–64, 2016.

NOYES, J. S. Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Journal of Natural History**, v. 16, n. 3, p. 315–334, 1982.

OLIVEIRA, M. A. S.; ICUMA, I. M.; ALVES, R. T.; OLIVEIRA, J. N. S.; OLIVEIRA, M. R. V; LIMA, L. H. C.; LIRA, GLENDA, S. **Avaliação de surtos de mosca-branca em áreas do sistema produtivo de melao, soja e feijão**. Planaltina: Embrapa Cerrados, , 2000. 10p. (Comunicado técnico n° 29)

OLIVEIRA, M. R. V. D.; AMANCIO, E.; LAUMANN, R. A; GOMES, L. D. O. Natural Enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 1, p. 151–154, 2003.

OLIVEIRA, M. R. V; HENNEBERRY, T. J.; ANDERSON, P. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 709–723, 2001.

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

PAN, H.; CHU, D.; YAN, W.; SU, Q.; LIU, B.; WANG, S.; WU, Q.; XIE, W.; JIAO, X.; LI, R.; YANG, N.; YANG, X. XU, B.; BROWN, J. K.; ZHOU, X.; ZHANG, Y. Insecticides promote viral outbreaks by altering herbivore competition. **Ecological Applications**, v. 25, n. 6, p. 1585–1595, 2015.

PESSOA, R. **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)**. 2009, 45f. Tese (Doutorado em Agronomia - Entomologia Agrícola): Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2009.

POLASZEK, A.; EVANS, G. A.; BENNETT, F. D. *Encarsia* parasitoids of *Bemisia tabaci* (Hymenoptera: Aphelinidae, Homoptera: Aleyrodidae): A preliminary guide to identification. **Bulletin of entomological research**, v. 82, p. 375–392, 1992.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. Viena: Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RAY-MUKHERJEE, J.; NIMON, K.; MUKHERJEE, S.; MORRIS, D. W.; SLOTOW, R.; HAMER, M. Using commonality analysis in multiple regressions: A tool to decompose regression effects in the face of multicollinearity. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 5, n. 4, p. 320–328, 2014.

TORRES, L. C.; LOURENÇÃO, A L.; COSTA, V. A; SOUZA, B.; COSTA, M. B.; TANQUE, R. L. Records of natural enemies of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 43, n. 2, p. 189–191, 2014.

VENABLES, W. N.; RIPLEY, B. D. Random and mixed effects. In: CHAMBERS, S. J. et al. (Eds.). **Modern Applied Statistics with S**. 4. ed. New York: Springer, 2002. p. 271–300.

VIEIRA, S. S.; BUENO, R. C. O. De F.; BUENO, A. F.; BOFF, M. I. C.; GOBBI, L. A. Different timing of whitefly control and soybean yield. **Ciência Rural**, v. 43, n. 2, p. 247–253, 2013.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009.16p. (Circular técnica n° 16)

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. C. De; BEZERRA, I. C. **Manejo Integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii***. Brasília: Embrapa, 1997. 11p. (Circular técnica n° 9)

VISCARRET, M. M.; LÓPEZ, S. N. Biological studies on *Encarsia porteri* (Mercet) (Hymenoptera: Aphelinidae) an heterotrophic parasitoid of the *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) complex. **Biological Control**, v. 30, n. 2, p. 236–240, 2004.

WILLIAMS, T.; POLASZEK, A. A re-examination of host relations in the aphelinidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 57, n. 1, p. 35–45, 1996.

XU, H.; YANG, N.; DUAN, M.; WAN, F. Functional response, host stage preference and interference of two whitefly parasitoids. **Insect science**, v. 23, p. 134–144, 2016.

ZANG, L. S.; LIU, T. X. Intraguild interactions between an oligophagous predator, *Delphastus catalinae* (Coleoptera: Coccinellidae), and a parasitoid, *Encarsia sophia* (Hymenoptera: Aphelinidae), of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Biological Control**, v. 41, n. 1, p. 142–150, 2007.

#### 4 INFLUÊNCIA DA BORDA ADJACENTE À VEGETAÇÃO NATIVA NA DINÂMICA POPULACIONAL DE MOSCA BRANCA, *BEMISIA TABACI* BIÓTIPO B (GENNADIUS) EM SOJA

##### RESUMO

As bordas entre a vegetação nativa e as áreas cultivadas apresentam importante papel ecológico no contexto do manejo integrado de pragas, pois abrigam temporariamente insetos praga e seus agentes de controle natural. Assim, as bordas adjacentes à vegetação nativa podem influenciar positivamente ou negativamente a dinâmica populacional de pragas agrícolas. Nesse contexto, avaliou-se o efeito de borda adjacente a vegetação nativa na flutuação populacional de mosca-branca e de seus parasitoides na cultura da soja. Para isso, foram monitoradas 20 áreas de cultivo de soja em Goiás, que possuíam vegetação nativa tangenciando a cultura. Nessas áreas foram monitoradas a população de adultos e ninfas de mosca-branca, e o parasitismo em ninfas. O monitoramento foi realizado em dois locais, um a 20 metros e outro a 400 metros da mata em direção ao interior da cultura da soja. Nesses locais foram traçados transectos com pontos de coleta espaçados em 10 metros. Para a população de adultos foram instaladas três armadilhas adesivas amarelas e para ninfas foram monitorados dez pontos amostrais, coletando-se três folíolos/ponto, num total de 30 folíolos por local, a cada período de coleta. As amostragens iniciaram em novembro e encerraram em abril, com coletas quinzenais. Foram observados efeitos significativos do local e do período de coleta, mas não houve interação significativa entre eles. Em soja, o aumento da população de mosca-branca ocorreu com o avanço no desenvolvimento da cultura, observando maiores populações de mosca-branca a partir de janeiro e de seu parasitismo a partir de fevereiro. A borda entre a vegetação nativa e os cultivos de soja apresentam maiores populações de adultos e de ninfas de mosca-branca, quando comparado ao interior da lavoura. Entretanto, não foi observado maior parasitismo por *Encarsia* spp e *Eretmocerus mundus*. Sendo assim, a situação atual da vegetação nativa de cerrado influencia positivamente a população da mosca-branca, uma vez que aumenta a população de mosca-branca e não contribui com o aumento do parasitismo nas bordas entre a vegetação nativa e a cultura. Assim, para aumentar a contribuição do controle natural exercido pelos inimigos naturais é necessário incentivar a manutenção e restauração dessas áreas. Além disso, é importante mencionar que as bordas entre os remanescentes de vegetação nativa e a área cultivada possuem funções ecológicas relevantes na evolução da dinâmica populacional da mosca-branca, portanto devem ser monitoradas e manejadas para efetivamente reduzir os impactos provocados pela praga na cultura da soja.

*Palavras-chave:* Fragmentação vegetação nativa, efeitos de bordas, mosca-branca,

parasitoides, controle biológico de insetos.

## ABSTRACT

### INFLUENCE OF ADJACENT EDGE THE NATIVE VEGETATION ON THE POPULATIONAL DYNAMICS OF WHITEFLY, *Bemisia tabaci* biotype B (Gennadius) ON SOYBEAN

The edges between native vegetation and cultivated fields have local importance for integrated pest management, because native vegetation temporarily shelters pest insects and their natural control agents. Thus, the edges adjacent to the native vegetation can positively or negatively influence the population dynamics of agricultural pests. In this context, the influence of adjacent edges of native vegetation on the population fluctuation of whitefly and its parasitoids in the soybean crop was evaluated. Twenty soybean fields, with native vegetation in one border, were monitored for two seasons in the central-western region of Brazil. Monitoring was carried out at two sites, one at 20 meters from the forest and another at 400 meters. In these sites, transects were drawn with sampling points spaced 10 meters. For the adult population, three yellow sticky traps were used and three leaflets in ten sample points were monitored for nymphs, a total of 30 leaflets per site, at each collection. Samplings occurred every other week, from November to April. Significant effects of site and sampling period were observed, but there was no significant interaction between site and sampling period. In soybean, the increase of the whitefly population occurs with the development of the crop, observing larger populations of whitefly from January and its parasitism from February. The edges between native vegetation and soybean fields present larger adult populations of whitefly compared to that found in the interior of the crop. Higher densities also occur in the whitefly nymph population. However, no major parasitism was observed by *Encarsia* spp and *Eretmocerus mundus*. Thus, the current situation of native cerrado vegetation positively influences the whitefly population, since it increases the whitefly population and does not contribute to the increase of parasitism at the edges between native vegetation and soybean crop. Thus, to increase the contribution of these sites to the maintenance or reservoir of natural enemies, it is necessary to restore of these areas. In addition, it is important to mention that the edges between the remaining native vegetation and the cultivated fields are important delimitations to understand the evolution of the population dynamics of the whitefly, and its natural enemies.

*Key words:* native vegetation fragmentation, edge effect, whitefly, conservation biological control.

## 4.1 INTRODUÇÃO

A intensificação da agricultura está provocando rápidas mudanças na paisagem

rural em todo o mundo (Swift et al., 1996). A expansão agrícola tem simplificado a paisagem, devido ao aumento das áreas plantadas em detrimento da vegetação nativa. Esse avanço sobre as áreas de vegetação nativa, associada ao uso inadequado de agrotóxicos é relatado como principal causa da redução drástica da biodiversidade em muitas dessas paisagens (Benton et al., 2003; Fahrig, 2003; Robinson & Sutherland, 2002).

As paisagens agrícolas são compreendidas como mosaicos que justapõem áreas de domínio humano e áreas naturais (Blitzer et al., 2012). Comumente, a quantidade e a diversidade de cobertura, e a proporção das áreas naturais em relação às de domínio humano determinam a sua complexidade (Chaplin-Kramer et al., 2011; Meentemeyer et al., 2012; Menalled et al., 2003; Thies & Tschardtke, 1999). Paisagens mais complexas são apontadas como fatores importantes na preservação da biodiversidade (Fahrig et al., 2011; Landis et al., 2000), e também têm sido mencionadas em diferentes estudos como sendo fundamentais na regulação da densidade populacional de pragas, visto que, a manutenção da diversidade contribui para o aumento das taxas de predação e de parasitismo (Gurr et al., 2003, 2012; Wilby & Thomas, 2002).

Relações diretas entre a complexidade da paisagem, os insetos pragas e seus inimigos naturais são descritas na literatura. Populações de inimigos naturais tendem a reduzir de tamanho com a diminuição da complexidade e proporção de vegetação nativa em muitos sistemas agrícolas (Bianchi et al., 2006, 2008; Pak et al., 2015). Maior proporção de ambientes naturais ou não cultivados favorecem a persistência e ocupação dos inimigos naturais nos cultivos agrícolas, pois disponibilizam recursos florais, como pólen e néctar que aumentam a longevidade e a fecundidade dos inimigos naturais (Lee et al., 2004; Wäckers, 2001; Winkler et al., 2006). Além disso, as áreas não cultivadas e a vegetação nativa fornecem hospedeiros alternativos, e servem de locais para a hibernação e de refúgio para populações de pragas e de inimigos naturais (Bianchi et al., 2013, 2006).

Paisagens mais heterogêneas ou complexas também têm sido apontadas como ferramentas auxiliaadoras no manejo integrado de pragas e são descritas como fator chave em estudos de epidemias causadas por vírus transmitidos por mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Barnes et al., 1999; Rodelo-Urrego et al., 2013). Em alguns casos a compreensão da paisagem é mais importante que o manejo local para viroses transmitidas por mosca-branca (Angelella et al., 2016). No manejo de mosca branca, as áreas de vegetação nativas constituem um fator importante, já que existem evidências de que remanescentes de vegetação nativa auxiliam na manutenção populacional de parasitoides que contribuem

para o controle de mosca-branca (Bianchi et al., 2015).

Igualmente importante, as bordas ou zonas de transição precisam ser inseridas e mais bem investigadas no manejo integrado de pragas, pois permitem entender o fluxo de organismos entre diferentes habitats de uma paisagem (Harris, 1988). Artrópodes movimentam-se através dos ambientes da paisagem encontrando uma serie de bordas com diferentes permeabilidades (Macfadyen & Muller, 2013). As bordas das vegetações nativas são apontadas como importantes elementos na dinâmica populacional de pragas, já que são zonas de maior agregação de inimigos naturais (Rand et al., 2006). Diferentes estudos evidenciam que as bordas adjacentes aos remanescentes de vegetação nativa apresentam maior abundância de inimigos naturais e maiores taxas de parasitismo, o que contribuem para a manutenção da população de pragas em níveis que não resultem em perdas econômicas (Bianchi et al., 2015; Macfadyen et al., 2015; Macfadyen & Muller, 2013; Thies & Tschardtke, 1999)

Desde as décadas de 1970 e 1980 vem ocorrendo uma grande expansão da soja no cerrado brasileiro, resultando em um alto índice de degradação do bioma (Dias et al., 2016; Klink & Moreira, 2002). Essa expansão trouxe inúmeros problemas ambientais, dentre eles a redução da biodiversidade do cerrado, resultado da fragmentação e do isolamento das áreas de remanescentes nativos (Fearnside, 2001; Macfadyen et al., 2015). Estudos têm evidenciado que a perda da vegetação nativa do cerrado para diferentes finalidades afeta a diversidade e riqueza da fauna (Muylaert et al., 2016), porém não há estudos sobre a influência das bordas adjacentes aos remanescentes nativos de cerrado sobre a dinâmica populacional da mosca branca, sobretudo, ao que se refere ao controle biológico natural da praga. Assim, esse trabalho objetiva: Determinar a influência da borda da vegetação nativa remanescente típica de cerrado na dinâmica populacional da mosca-branca, e verificar se a vegetação nativa contribui para o aumento das taxas de parasitismo de mosca-branca.

## 4.2 MATERIAL E MÉTODOS

O efeito das bordas da vegetação nativa foi avaliado durante duas safras agrícolas de soja no centro-oeste brasileiro. Na primeira safra, a população de adulto, ninfas e de ninfas parasitadas de mosca branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, foi avaliada em 20 áreas agrícolas e as mesmas áreas foram amostradas na safra seguinte, exceto uma que

foi usada em rotação com a cultura do milho. Metade das áreas de soja foi cultivada em sistema sequeiro e as demais irrigadas por pivô central. As áreas agrícolas amostradas estão distribuídas nas regiões centro-oeste e sul do Estado de Goiás, nos municípios de Palminópolis de Goiás, Palmeiras de Goiás, Morrinhos e Santa Cruz de Goiás.

Todas as áreas selecionadas adjacientemente às lavouras de soja apresentavam fragmentos de vegetação nativa típica de cerrado, *strito sensu*. Nessas áreas, as populações da praga e seu parasitismo foram monitorados em dois transectos, um tangenciando a vegetação nativa distante 20 metros de sua periferia (borda) e outro a 400 metros desse ponto, adentrando a área de soja (interior). A distância de 400 metros foi adotada por ser a distância média até o ponto central das áreas e por ser próximo ao adotado para descrever efeitos de borda para insetos (Bianchi et al., 2015; Schüepp et al., 2011). Em cada transecto, a população de adultos de mosca branca foi avaliada com armadilhas adesivas amarelas (Pinto-Zevallos & Vänninen, 2013). Foram utilizadas três armadilhas adesivas (24 cm x 10 cm) por local, sendo as armadilhas instaladas com a face colante sempre voltada para a mata, posicionada a dez metros uma da outra. As populações de ninfas de mosca branca e de ninfas parasitadas foram avaliadas em três folíolos coletados em dez pontos amostrais com distância de dez metros entre eles, totalizando trinta folíolos em cada transecto.

As amostragens ocorreram quinzenalmente, iniciando aproximadamente trinta dias após a emergência da soja e encerrando-se ao final do ciclo da cultura. O número de ninfas de mosca branca foi avaliado separando-se a quantidade de ninfas pequenas (1ª e 2ª instar) e ninfas grandes (3ª e 4ª instar), conforme Naranjo & Akey (2005). Para avaliar o parasitismo, após a coleta, os folíolos foram colocados em placas de Petri e incubados em câmara de emergência (B.O.D) em temperatura  $23 \pm 2^\circ\text{C}$  por três dias. Esse período foi adotado para possibilitar a distinção das ninfas parasitadas, pois não é possível diferenciá-la imediatamente no início do parasitismo. Após o período de incubação, os folíolos foram avaliados contando o número de ninfas parasitadas e o número de “pupários” vazios parasitados. O percentual de parasitismo foi calculado dividindo o número de ninfas parasitadas e “pupários” vazios com sinais da emergência do parasitoide pela quantidade de ninfas grandes (3ª e 4ª instares), instares preferenciais ou aqueles que possibilitem a diferenciação morfológica da ninfa parasitada (Hoddle et al., 1998; Xu et al., 2016).

Foram utilizados nas análises estatísticas dados de contagem obtidos pela soma dos indivíduos coletados em cada local (borda e interior) e período de coleta (iniciando em

novembro e concluindo em abril). Assim, utilizou-se para análise o somatório da densidade populacional encontrada nas três armadilhas adesivas amarelas para a população de adultos e a soma dos trinta folíolos de soja para ninfas e ninfas parasitadas.

Inicialmente, foi analisado o ajuste do modelo para as variáveis respostas em função do local (2), do período de coleta (10) e da safra (2). A determinação do melhor ajuste do modelo quanto à sua distribuição foi realizada graficamente, pelo gráfico de envelopes “half normal plot with simulation envelopes” da função “hnp” do programa estatístico R, (R Development Core Team, 2011) com a descrição do percentual de pontos fora da distribuição padrão. Para apoiar o ajuste gráfico fui utilizado o critério de AKAIKE, estimando o valor dos AIC (Burnham & Anderson, 2002). As distribuições avaliadas foram a Normal, QuasiPoisson, Poisson e Binomial Negativa. Foi analisado também o ajuste a distribuição Normal com os dados transformados por  $\text{Log}_{10}(x + 1)$  das variáveis respostas em um modelo linear misto, tendo-se as variáveis safra e área como aleatórias. Os modelos foram ajustados pelo “lm” com distribuição Normal, “glm” nas distribuições Quasipoisson e Poisson, pelo “glm.nb” do pacote MASS (Venables & Ripley, 2002) na distribuição binomial negativa e pelo “lmer” para o modelo misto no pacote LME4 (Bates et al., 2014). As variáveis climáticas não foram inseridas no modelo devido à sua variabilidade estar inserida no fator período de coleta.

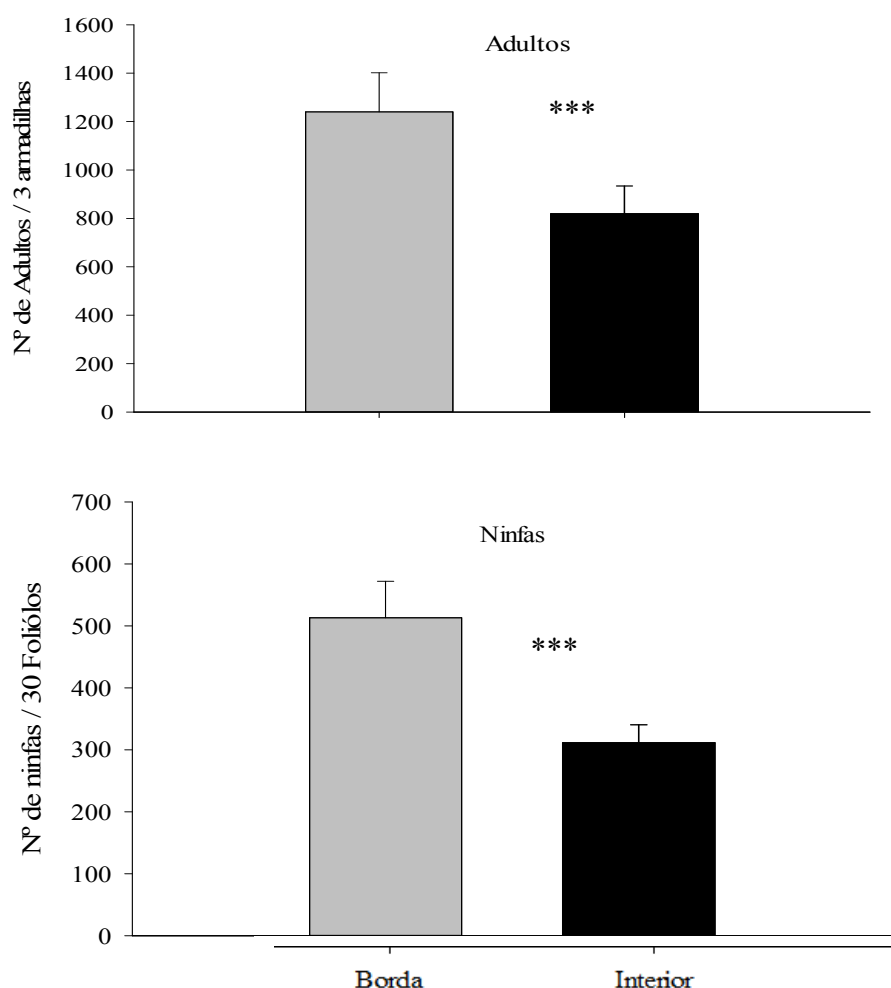
A segunda análise, já com a distribuição previamente testada (Apêndices B, C e D), foi realizada para ajustar e selecionar o modelo. O modelo com melhor ajuste foi o modelo misto com transformação logarítmica e com os efeitos safra e área como aleatórios. O modelo global foi testado pela anova tipo III analisando a variância dos efeitos fixos pelo teste  $F$  e os aleatórios pelo teste de  $X^2$ , com o uso do pacote LME4, função “lmerTest”. Além da análise da variância foi extraído pelo “lsmeans” as estimativas dos preditores testadas pelo teste de  $t$ , comparando o local em relação a borda e o período de coleta em relação a amostragem inicial, realizada na segunda quinzena de novembro.

### 4.3 RESULTADOS

Na Análise de variância do modelo misto, com os preditores testados pelo erro tipo III, não foi observado efeito significativo da interação local, borda e interior, e período de coleta em todas as variáveis respostas, número de ninfas de mosca-branca  $F_{(9,385)} = 0,57$  e  $0,8166$ , número de adultos  $F_{(9,376)} = 0,96$  e  $0,9997$  e número de ninfas parasitadas  $F$

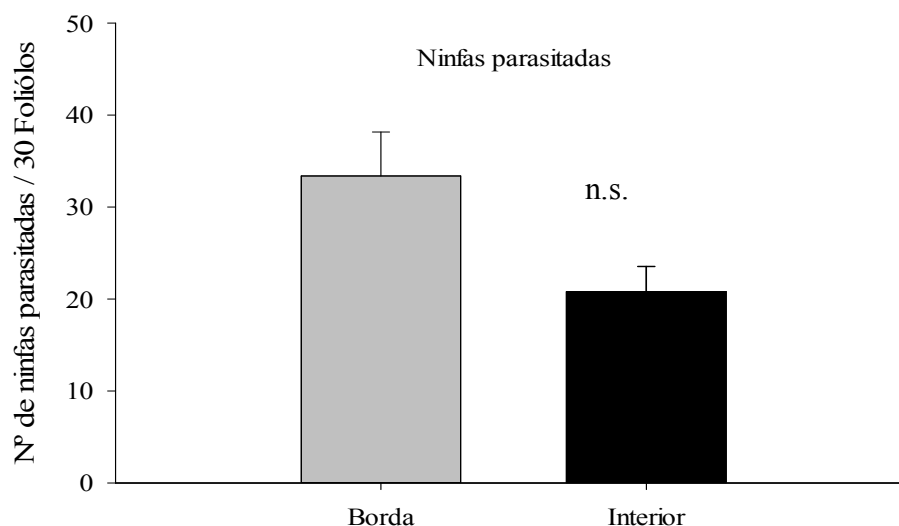
(9,385) = 1,24 e 0,2656. Os demais preditores fixos, local e período de coleta, e os preditores aleatórios safra e área foram significativos. Assim, foi redefinido o modelo global removendo a interação, e mantendo somente os efeitos fixos isolados e os efeitos aleatórios.

Foi observado maior população de adultos de mosca-branca na borda adjacente à área de vegetação nativa ( $F_{1,377} = 17,65$ ;  $P > F = <0,001$ ). Em média, foram observadas  $1240 \pm 161,54$  (Média  $\pm$  EP) adultos de mosca-branca em três armadilhas adesivas na borda e  $819 \pm 114,60$  no interior da lavoura (Figura 4.1). Semelhantemente, mais ninfas de mosca-branca foram encontradas na borda quando comparada ao interior ( $F_{1,377} = 14,55$ ;  $P > F = <0,001$ ). Foram observados na borda, em média, 200 ninfas de mosca-branca/ 30 folíolos a mais que no interior das áreas.



**Figura 4.1:** Número médio de adultos ( $\pm$  EP) e número médio de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B na borda e no interior de cultivos de soja adjacentes a vegetação nativa. Códigos de Significância: 0 '\*\*\*'; 0.001 '\*\*'; 0.01 '\*'; 0.05 'n.s.'

Em contraste às populações de adultos e ninfas de mosca-branca, não houve alta incidência de ninfas parasitadas por *Encarsia* spp. e *Eretmocerus* spp. Durante a coleta dos dados houve em média  $33,36 \pm 4,79$  (Média  $\pm$  EP) ninfas parasitadas na borda e  $20,78 \pm 2,74$  no interior. Esses valores correspondem a 8,20% e 8,15% de ninfas parasitadas na borda e no interior, respectivamente (Figura 4.2).



**Figura 4.2:** Número médio de ninfas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, parasitadas na borda e no interior de cultivos de soja adjacentes a vegetação nativa no Brasil central. Códigos de Significância: 0 ‘\*\*\*’; 0.001 ‘\*\*’; 0.01 ‘\*’; 0.05 ‘n.s.’

Houve efeito temporal significativo sobre a flutuação populacional de mosca-branca e de seu agente de controle natural. Foi observada diferença significativa entre os períodos de coletas para todas as variáveis respostas avaliadas, ou seja, número de adultos ( $F_{9,382} = 22,25$ ;  $P > F = <0,0001$ ), número de ninfas ( $F_{9,381} = 28,47$ ;  $P > F = <0,0001$ ) e número de ninfas parasitadas ( $F_{9,381} = 42,71$ ;  $P > F = <0,0001$ ).

O crescimento significativo da população de adultos de mosca-branca iniciou-se a partir da segunda quinzena de dezembro ( $t = 2,158$ ;  $P > t = 0,0316$ ), considerando a avaliação inicial ocorrida na segunda quinzena de novembro como referência (Tabela 4.1). Além disso, ao final da safra, na primeira quinzena de abril, a população de adultos de mosca-branca diminuiu a densidade para valores iguais ( $t = 0,132$ ;  $P > t = 0,895$ ) aos encontrados no início da safra, segunda quinzena de novembro, indicando seu retorno aos locais de refúgio ou migração para outras áreas.

**Tabela 4.1:** Estimativas e valores de P dos efeitos fixos do modelo global, em escala logarítmica, para as variáveis respostas, número de adultos, de ninfas de mosca-branca, de ninfas parasitadas.

Efeitos fixos	Estimativa	Erro Padrão	Valor de $t$	Valores de $P(> t )$
Adultos de mosca-branca (AIC = 817,5; Desvio = 789,5)				
(Intercepto)	1,348	0,421	3,202	0,047
Interior <sup>1</sup>	-0,258	0,061	-4,202	<0,0001
1ª Q. Dez <sup>1</sup>	0,074	0,212	0,349	0,727
2ª Q. Dez	0,742	0,203	3,655	<0,0001
1ª Q. Jan	1,372	0,185	7,429	<0,0001
2ª Q. Jan	1,172	0,184	6,370	<0,0001
1ª Q. Fev	1,599	0,186	8,594	<0,0001
2ª Q. Fev	1,495	0,188	7,939	<0,0001
1ª Q. Mar	1,309	0,201	6,510	<0,0001
2ª Q. Mar	0,951	0,225	4,220	<0,0001
1ª Q. Abr	0,039	0,292	0,132	0,895
Ninfa de mosca-branca (AIC = 562,7; Desvio = 534,7)				
(Intercepto)	1,6659	0,2149	7,7510	0,0003
Interior <sup>1</sup>	-0,1700	0,0446	-3,8170	0,0002
1ª Q. Dez <sup>1</sup>	-0,0815	0,1536	-0,5300	0,5963
2ª Q. Dez	0,0326	0,1474	0,2210	0,8251
1ª Q. Jan	0,2893	0,1341	2,1580	0,0316
2ª Q. Jan	0,6709	0,1336	5,0230	<0,0001
1ª Q. Fev	0,8895	0,1351	6,5840	<0,0001
2ª Q. Fev	1,0822	0,1368	7,9100	<0,0001
1ª Q. Mar	0,9367	0,1461	6,4140	<0,0001
2ª Q. Mar	0,8652	0,1637	5,2860	<0,0001
1ª Q. Abr	0,5682	0,2124	2,6750	0,0078
Ninfa de mosca-branca parasitada (AIC = 639,5; Desvio = 611,5)				
(Intercepto)	0,110	0,202	0,543	0,603
Interior <sup>1</sup>	-0,072	0,051	-1,423	0,155
1ª Q. Dez <sup>1</sup>	-0,014	0,174	-0,079	0,937
2ª Q. Dez	0,168	0,167	1,005	0,315
1ª Q. Jan	0,209	0,151	1,383	0,167
2ª Q. Jan	0,692	0,150	4,610	<0,0001
1ª Q. Fev	0,889	0,151	5,871	<0,0001
2ª Q. Fev	1,391	0,153	9,081	<0,0001
1ª Q. Mar	1,381	0,164	8,443	<0,0001
2ª Q. Mar	1,547	0,184	8,414	<0,0001
1ª Q. Abr	1,272	0,239	5,330	<0,0001

<sup>1</sup> – Comparação realizada com à borda, e a coleta inicial realizada na 2ª quinzena de novembro.

Modelo Global: Variáveis respostas = Local + Período de coleta + (1|Safrá) + (1|Área), sendo que safrá e área são fatores aleatórios.

O crescimento populacional de ninfas de mosca-branca foi observado a partir da primeira quinzena de janeiro ( $t = 2,158$ ;  $P = 0,0316$ ). Portanto, mais tardio ao aumento da população de adultos. Populações maiores de ninfas de mosca-branca foram observadas até a última avaliação, na primeira quinzena de abril ( $t = 2,675$ ;  $P = 0,0078$ ), demonstrando que a população de ninfas aumenta com o desenvolvimento da soja e mesmo ao final do ciclo da cultura, ela não retorna aos níveis populacionais observados no início da safra.

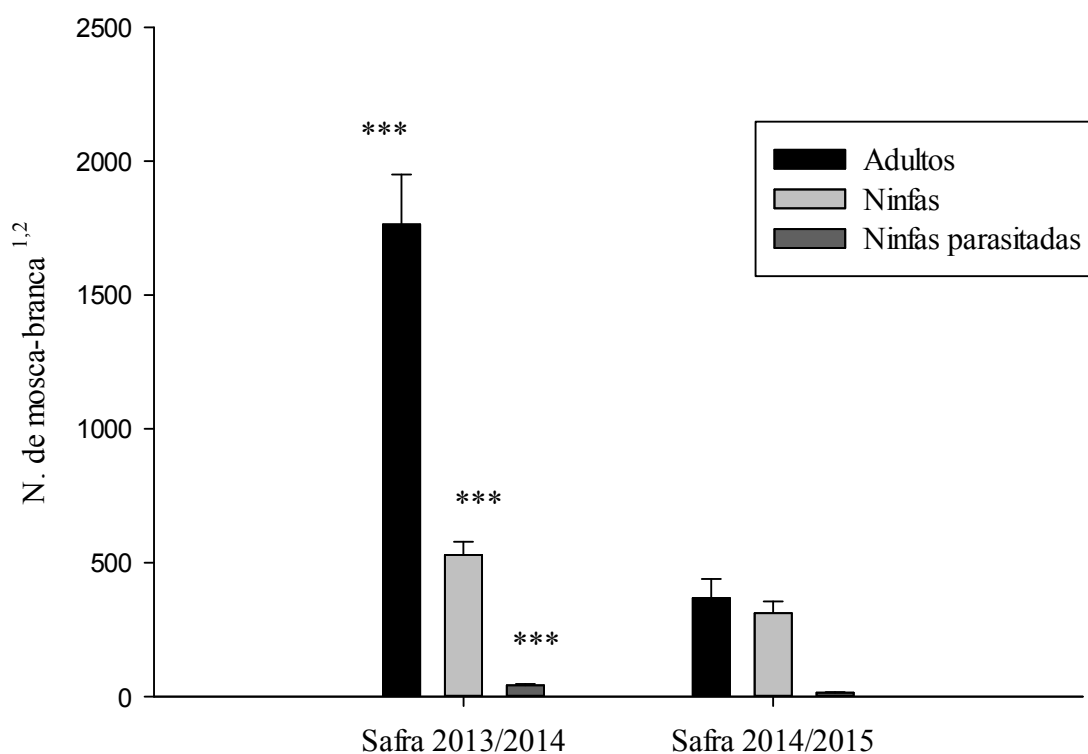
Analogamente a população de adultos e de ninfas de mosca-branca, a população de ninfas parasitadas aumentou com o avanço do desenvolvimento da soja, porém esse crescimento ocorreu apenas na segunda quinzena de fevereiro ( $t = 4,61$ ;  $P = <0,0001$ ), exatamente, duas semanas após o crescimento da população de adultos e uma semana após o aumento das ninfas de mosca-branca. Além disso, a população de ninfas parasitadas manteve-se superior até a última coleta de dados, quando comparada a densidade de ninfas parasitadas encontradas no início da safra.

Foi observado efeito significativo das variáveis aleatórias áreas e safra em todas as variáveis respostas avaliadas. O efeito significativo observado nas áreas (Adultos =  $X^2 = 63,80$ ;  $P > X^2 = <0,001$ ; Ninfas =  $X^2 = 75,06$ ;  $P > X^2 = <0,001$ ; Ninfas parasitadas =  $X^2 = 6,98$ ;  $P > X^2 = 0,0083$ ) demonstra houve diferenças significativas entre os dois locais em todas as áreas avaliadas. Os efeitos aleatórios conferidos por duas safras e 20 áreas amostradas reduz o confundimento gerado pela variabilidade das áreas amostradas nas duas safras, sendo que nesse estudo as áreas representaram as repetições verdadeiras.

Houve maior densidade populacional de adultos de mosca-branca na safra 2013/2014 ( $X^2 = 198,27$ ;  $P > X^2 = <0,001$ ) do que na safra seguinte (Figura 4.3). Foram observadas  $1764 \pm 161,54$  adultos/3 armadilhas na primeira safra em contraste a  $368 \pm 71,42$  na segunda safra. Igualmente, foram observadas populações significativamente maiores de ninfas ( $X^2 = 77,10$ ;  $P > X^2 = <0,001$ ) e ninfas parasitadas ( $X^2 = 48,21$ ;  $P > X^2 = <0,001$ ), correspondendo a  $528 \pm 49,94$  e  $311 \pm 43,8$  ninfas de mosca branca/30 folíolos e  $41 \pm 5,18$  e  $14 \pm 2,30$  ninfas de mosca-branca parasitadas/30 folíolos na primeira e na segunda safra, respectivamente. Em geral, a segunda safra apresentou níveis populacionais tanto de adulto como de ninfas de mosca-branca inferiores a primeira safra, e a taxa de parasitismo acompanhou essa tendência.

#### 4.4 DISCUSSÃO

A interação não significativa entre os locais, borda e o interior, e os períodos de coleta descrevem o comportamento semelhante dos dois locais de coleta, borda e interior, ao longo dos períodos de coleta no que diz respeito à dinâmica populacional da mosca-branca. Esse resultado aponta que a dinâmica populacional estudada possui respostas independentes quanto ao local e o período de coleta. Portanto, a dinâmica populacional da mosca-branca e de seus parasitoides possuem escalas temporais e espaciais isoladas, assim, o tempo não exerce efeito sobre o local e vice-versa.



**Figura 4.3:** Número médio de adultos, ninfas e ninfas parasitadas de mosca-branca em duas safras agrícolas de soja no centro-oeste do Brasil. <sup>1</sup> - Número de adultos/3 armadilhas; <sup>2</sup> - número de ninfas e ninfas parasitadas/30 folíolos. Códigos de Significância: 0 ‘\*\*\*\*’; 0.001 ‘\*\*\*’; 0.01 ‘\*’; 0.05 ‘.’.

As bordas entre cultivos agrícolas e áreas não exploradas pelo homem são delimitações de maior concentração de inimigos naturais, por isso assumem um papel importante para o manejo integrado de pragas (Macfadyen & Muller, 2013; Schüepp et al., 2011). O aumento das populações de inimigos naturais nas bordas está associado à função ecológica das áreas não cultivadas, de serem reservatórios desses agentes de controle natural (Letourneau et al., 2012). Em especial, os remanescentes de vegetação nativa fornecem hospedeiros alternativos, locais para refúgio, alimentação e hibernação para

inimigos naturais (Bianchi et al., 2013, 2006). Entretanto, essas áreas também podem desfavorecer o manejo integrado de pragas fornecendo abrigo aos artrópodes pragas (Al Hassan et al., 2013; Macfadyen et al., 2015; Zhang et al., 2007).

Embora os remanescentes de vegetação nativa possam prestar um serviço ou desserviço ao manejo integrado de praga, essa vegetação tende a contribuir com o manejo por proporcionar um aumento da população de inimigos naturais, por ser um local mais estável e com menos distúrbio em relação às áreas cultivadas, (Bianchi et al., 2013). Em contraposição, quando não existe esse efeito sobre a densidade populacional de inimigos naturais pode ocorrer o aumento da população da praga devido à menor ação da resistência do ambiente pelos fatores bióticos, predação e parasitismo. Em mosca-branca, a predação e o parasitismo são fatores chave na mortalidade da praga, portanto a ausência ou baixas populações desses agentes de controle biológico pode estar relacionada à ocorrência de altas populações (Karut & Naranjo, 2009; Naranjo & Ellsworth, 2005; Naranjo & Li, 2016).

Os remanescentes de vegetação nativa são apontados como reservatórios de parasitoides de mosca branca, fornecendo esses agentes para os cultivos agrícolas no início da safra. São observados maiores números de *Encarsia* sp. dentro dos remanescentes de vegetação nativa, e a medida que em que se distânciam desses elementos da paisagem a população dos parasitoides diminuem. A redução gradual do parasitismo em relação ao distanciamento da vegetação nativa, principalmente aos 400 metros da vegetação nativa em sentido ao interior da área, descreve esse elemento da paisagem como reservatório dos parasitoides e ainda destaca que existe efeito da borda no parasitismo de mosca-branca em algodão (Bianchi et al., 2015). Esses resultados contrastam com os apresentados nesse trabalho, pois não foi observado aumento da população dos parasitoides à medida que se distanciava da vegetação nativa. Nesse sentido, acredita-se que a situação de fragmentação da vegetação nativa típica do cerrado nas áreas avaliadas não fornece alimento alternativo ou refúgio para os parasitoides de mosca-branca.

As atividades agrícolas são apontadas como catalizadoras da fragmentação e do desmatamento dos biomas no mundo inteiro (Geist & Lambin, 2001; Gibbs et al., 2010). No Brasil, a abertura de áreas para plantio de grãos, em especial para cultivo de soja, foi a atividade agrícola que mais contribuiu com a degradação dos biomas brasileiros. Assim, a matriz da paisagem do cerrado no Brasil central, atualmente, é descrita como mosaicos de extensas áreas de cultivo de soja e poucos fragmentos de vegetação nativas (Chaplin-

Kramer et al., 2015; Fearnside, 2001), conferindo a estas paisagens pouca heterogeneidade e complexidade.

Paisagens mais complexas e heterogêneas beneficiam a regulação populacional de pragas pelo aumento da diversidade e abundância de inimigos naturais (Benton et al., 2003; Rand et al., 2012; revisado por Veres et al., 2013). Em contraste, monocultivos extensos associados ao uso de inseticidas são abordados como possíveis causas de surtos populacionais de pragas, incluindo mosca-branca (Lourenção & Nagai, 1994; Oliveira et al., 2000). Assim, práticas que preservem ou mantenham a vegetação nativa contribuem para o manejo de pragas. Vale ressaltar, que a expansão das culturas da soja e da cana de açúcar, ocorridas nessa década no cerrado, não foi estabelecida em áreas de cerrado e sim substituindo áreas de pastagem, reduzindo drasticamente o desmatamento (Dias et al., 2016). No entanto, mesmo reduzindo o desmatamento do cerrado, os fragmentos de vegetação nativa não contribuem como reservatórios de inimigos naturais, logo são necessários esclarecimentos ao produtor rural que para que a vegetação nativa exerça sua função ecológica é fundamental aumentar, recuperar e conservar os fragmentos existentes na propriedade.

Maiores populações de mosca-branca são observadas com o desenvolvimento das culturas, alcançando picos populacionais ao final do ciclo da soja no Brasil central, inviabilizando em algumas regiões o cultivo da segunda safra (Inoue-Nagata et al., 2016; Quintela et al., 2016). Esse efeito temporal descreve que o sistema atual de cultivo de soja não contribui com os fatores chave da mortalidade, os quais presentes manteriam a população de mosca-branca sem crescimento acentuado (Naranjo & Ellsworth, 2005). Aumentos da densidade população de mosca-branca foram observados trinta dias após a primeira avaliação para adultos e 45 dias para ninfas, demonstrando que apenas uma geração foi suficiente para aumentar significativamente a população. Diferentemente, esse efeito não foi observado no parasitismo, o qual teve aumento significativo somente após sessenta dias depois da primeira avaliação, demonstrando que esses controladores naturais pouco contribuem na dinâmica da mosca-branca no cerrado.

No Brasil, o controle da praga tem sido realizado apenas com a utilização de controle químico, de caráter curativo e/ou preventivo, em geral, com o uso de inseticidas pouco seletivos (Oliveira et al., 2003; Palumbo et al., 2001; Villas Bôas & Branco, 2009; Villas Bôas et al., 1997). Esse manejo provoca a redução da população de inimigos naturais e contribui com o baixo parasitismo encontrado durante as avaliações. No estudo

das bordas, a movimentação dos insetos é bidirecional, com a entrada da população no início da safra e com seu retorno ao final (Blitzer et al., 2012; Tschardt et al., 2005). Sendo assim, todas as práticas agrícolas utilizadas na produção de soja que reduzem a população dos agentes de controle podem interferir na importância das bordas e das vegetações naturais na dinâmica de pragas.

As bordas adjacentes à vegetação nativa possuem forte efeito na dinâmica populacional da mosca-branca, impactando positivamente a flutuação populacional da praga. Sendo assim, esses locais devem ser monitorados desde o início da cultura separadamente do interior. Além disso, essas bordas adjacentes às vegetações nativas, na situação encontrada nesse trabalho, necessitam de manejo diferenciado, propondo, sobretudo, ações que contribuam com o aumento e conservação do parasitismo nessas áreas

#### 4.5 CONCLUSÕES

As bordas adjacentes aos remanescentes de vegetação nativa possuem forte influência na dinâmica populacional de mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B, por apresentar altas populações da praga e não contribuírem para o estabelecimento do parasitismo

#### 4.6 REFERÊNCIAS

AL HASSAN, D.; GEORGELIN, E.; DELATTRE, T.; BUREL, F.; PLANTEGENEST, M.; KINDLMANN, P.; BUTET, A. Does the presence of grassy strips and landscape grain affect the spatial distribution of aphids and their carabid predators? **Agricultural and Forest Entomology**, v. 15, n. 1, p. 24–33, 2013.

ANGELELLA, G. M.; HOLLAND, J. D.; KAPLAN, I. Landscape composition is more important than local management for crop virus–insect vector interactions. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 233, p. 253–261, 2016.

BARNES, J. M.; TRINIDAD-CORREA, R.; ORUM, T. V; FELIX-GASTELUM, R.; NELSON, M. R. Landscape ecology as a new infrastructure for improved management of plant viruses and their insect vectors in agroecosystems. **Ecosystem Health**, v. 5, n. 1, p. 26–35, 1999.

BATES, D.; MÄCHLER, M.; BOLKER, B. M.; WALKER, S. C. Fitting Linear Mixed-Effects Models using lme4. **Journal of Statistical Software**, v. 67, n. 1, p. 1–51, 2014.

- BENTON, T. G.; VICKERY, J. A.; WILSON, J. D. Farmland biodiversity: Is habitat heterogeneity the key? **Trends in Ecology and Evolution**, v. 18, n. 4, p. 182–188, 2003.
- BIANCHI, F. J. J. A.; SCHELLHORN, N. A.; CUNNINGHAM, S. A. Habitat functionality for the ecosystem service of pest control: Reproduction and feeding sites of pests and natural enemies. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 15, n. 1, p. 12–23, 2013.
- BIANCHI, F. J. J. A.; WALTERS, B. J.; TEN HOVE, A. L. T.; CUNNINGHAM, S. A.; VAN DER WERF, W.; DOUMA, J. C.; SCHELLHORN, N. A. Early-season crop colonization by parasitoids is associated with native vegetation, but is spatially and temporally erratic. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 207, n. 1, p. 10–16, 2015.
- BIANCHI, F. J. J. A.; BOOIJ, C. J. H.; TSCHARNTKE, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: A review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. **Proceedings The Royal Society**, v. 273, n. 1595, p. 1715–1727, 2006.
- BIANCHI, F. J. J. A.; GOEDHART, P. W.; BAVECO, J. M. Enhanced pest control in cabbage crops near forest in the Netherlands. **Landscape Ecology**, v. 23, n. 5, p. 595–602, 2008.
- BLITZER, E. J.; DORMANN, C. F.; HOLZSCHUH, A.; KLEIN, A. M.; RAND, T. A.; TSCHARNTKE, T. Spillover of functionally important organisms between managed and natural habitats. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 146, n. 1, p. 34–43, 2012.
- BURNHAM, K. P.; ANDERSON, D. **Model selection and multimodel inference : A practical informatio-theoric approach**. 2. ed. New York: Taylor & Francis, 2002. 448p.
- CHAPLIN-KRAMER, R.; SHARP, R. P.; MANDLE, L.; SIM, S.; JOHNSON, J.; BUTNAR, I.; CANALS, L. M.; ECHELBEREGGER, B. A.; RAMIER, I.; MUELLER, C.; MCLACHLAN, N.; YOUSEFI, A.; KING, H.; KAREIVA, P. M. Spatial patterns of agricultural expansion determine impacts on biodiversity and carbon storage. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 112, n. 24, p. 7402–7407, 2015.
- CHAPLIN-KRAMER, R.; O'ROURKE, M. E.; BLITZER, E. J.; KREMEN, C. A meta-analysis of crop pest and natural enemy response to landscape complexity. **Ecology Letters**, v. 14, n. 9, p. 922–932, 2011.
- DIAS, L. C. P.; PIMENTA, F. M.; SANTOS, A. B.; COSTA, M. H.; LADLE, R. J. Patterns of land use, extensification, and intensification of Brazilian agriculture. **Global Change Biology**, v. 22, n. 8, p. 2887–2903, 2016.
- FAHRIG, L. Effects of Habitat Fragmentation on Biodiversity. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 34, n.1, p. 487–515, 2003.
- FAHRIG, L.; BAUDRY, J.; BROTONS, L.; BUREL, F. G.; CRIST, T. O.; FULLER, R. J.; SIRAME, C.; SIRIWARDENA, G. M.; MARTIN, J. L. Functional landscape

heterogeneity and animal biodiversity in agricultural landscapes. **Ecology Letters**, v. 14, n. 2, p. 101–112, 2011.

FEARNSIDE, P. M. Soybean cultivation as a threat to the environment in Brazil. **Environmental Conservation**, v. 28, n. 1, p. 23–38, 2001.

GEIST, H. J.; LAMBIN, E. F. **What drives tropical deforestation?** A meta-analysis of proximate and underlying causes of deforestation based on subnational case study evidence. Louvain-la-Neuve: University of Louvain, 2001. (LLUC Report series n° 4)

GIBBS, H. K.; RUESCH, A. S.; ACHARD, F.; CLAYTON, M. K.; HOLMGREN, P.; RAMANKUTTY, N.; FOLEY, J. A. Tropical forests were the primary sources of new agricultural land in the 1980s and 1990s. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 107, n. 38, p. 16732–7, 2010.

GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; LUNA, J. M. Multi-function agricultural biodiversity: Pest management and other benefits. **Basic and Applied Ecology**, v. 4, n. 2, p. 107–116, 2003.

GURR, G. M.; WRATTEN, S. D.; SNYDER, W. E. **Biodiversity and insect pests:** Key issues for sustainable management. Chichester: John Wiley & Sons, 2012. 359p.

HARRIS, L. D. Edge effects and conservation of biotic diversity. **Conservation Biology**, v. 2, n. 4, p. 330–332, 1988.

HODDLE, M. S.; VAN DRIESCHE, R. G.; SANDERSON, J. P. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. **Annual Review of Entomology**, v. 43, n. 1, p. 645–669, 1998.

INOUE-NAGATA, A. K.; LIMA, M. F.; GILBERTSON, R. L. A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: Current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, v. 34, n. 1, p. 8–18, 2016.

KARUT, K.; NARANJO, S. E. Mortality factors affecting *Bemisia tabaci* populations on cotton in Turkey. **Journal of Applied Entomology**, v. 133, n. 1986, p. 367–374, 2009.

KLINK, C. A.; MOREIRA, A. G. Past and current human occupation, and land use. In: OLIVEIRA, P. S.; MARQUIS, R. J. (Eds.). **The cerrados of Brazil:** Ecology and natural history of a neotropical savanna. New York: Columbia University Press, 2002. p. 69–88.

LANDIS, D. A.; WRATTEN, S. D.; GURR, G. M. Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests. **Annual Review of Entomology**, v. 45, n. 1, p. 175–201, 2000.

LEE, J. C.; HEIMPEL, G. E.; LEIBEE, G. L. Comparing floral nectar and aphid honeydew diets on the longevity and nutrient levels of a parasitoid wasp. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 111, n. 3, p. 189–199, 2004.

LETOURNEAU, D. K.; BOTHWELL ALLEN, S. G.; STIREMAN, J. O. Perennial habitat fragments, parasitoid diversity and parasitism in ephemeral crops. **Journal of**

**Applied Ecology**, v. 49, n. 6, p. 1405–1416, 2012.

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

MACFADYEN, S.; HOPKINSON, J.; PARRY, H.; NEAVE, M. J.; BIANCHI, F. J. J. A.; ZALUCKI, M. P.; SCHELLHORN, N. A. Early-season movement dynamics of phytophagous pest and natural enemies across a native vegetation-crop ecotone. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 200, n. 1, p. 110–118, 2015.

MACFADYEN, S.; MULLER, W. Edges in agricultural landscapes: Species interactions and movement of natural enemies. **Plos One**, v. 8, n. 3, p. 1–8, 2013.

MEENTEMEYER, R. K.; HAAS, S. E.; VÁCLAVÍK, T. Landscape epidemiology of emerging infectious diseases in natural and human-altered ecosystems. **Annual Review of Phytopathology**, v. 50, n. 1, p. 379–402, 2012.

MENALLED, F. D.; COSTAMAGNA, A. C.; MARINO, P. C.; LANDIS, D. A. Temporal variation in the response of parasitoids to agricultural landscape structure. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 96, n. 1–3, p. 29–35, 2003.

MUYLAERT, R. L.; STEVENS, R. D.; RIBEIRO, M. C. Threshold effect of habitat loss on bat richness in cerrado-forest landscapes. **Ecological Applications**, v. 26, n. 6, p. 1854–1867, 2016.

NARANJO, S. E.; AKEY, D. H. Conservation of natural enemies in cotton: Comparative selectivity of acetamiprid in the management of *Bemisia tabaci*. **Pest Management Science**, v. 61, n. 6, p. 555–566, 2005.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. Mortality dynamics and population regulation in *Bemisia tabaci*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 116, n. 2, p. 93–108, 2005.

NARANJO, S. E.; LI, S. Long term dynamics of aphelinid parasitoids attacking *Bemisia tabaci*. **Biological Control**, v. 93, n. 1, p. 56–64, 2016.

OLIVEIRA, M. A. S.; ICUMA, I. M.; ALVES, R. T.; OLIVEIRA, J. N. S.; OLIVEIRA, M. R. V.; LIMA, L. H. C.; LIRA, GLENDA, S. **Avaliação de surtos de mosca-branca em áreas do sistema produtivo de melão, soja e feijão**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2000. 10p. (Comunicado técnico n° 29)

OLIVEIRA, M. R. V. D.; AMANCIO, E.; LAUMANN, R. A.; GOMES, L. D. O. Natural Enemies of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brasília, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 1, p. 151–154, 2003.

PAK, D.; IVERSON, A. L.; ENNIS, K. K.; GONTHIER, D. J.; VANDERMEER, J. H. Parasitoid wasps benefit from shade tree size and landscape complexity in Mexican coffee agroecosystems. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 206, p. 21–32, 2015.

PALUMBO, J. .; HOROWITZ, A. .; PRABHAKER, N. Insecticidal control and resistance

management for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 739–765, 2001.

PINTO-ZEVALLOS, D. M.; VÄNNINEN, I. Yellow sticky traps for decision-making in whitefly management: What has been achieved? **Crop Protection**, v. 47, n. 1, p. 74–84, 2013.

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

R DEVELOPMENT CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. Viena. Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RAND, T. A.; TYLIANAKIS, J. M.; TSCHARNTKE, T. Spillover edge effects: The dispersal of agriculturally subsidized insect natural enemies into adjacent natural habitats. **Ecology Letters**, v. 9, n. 5, p. 603–614, 2006.

RAND, T. A.; VAN VEEN, F. J. F.; TSCHARNTKE, T. Landscape complexity differentially benefits generalized fourth, over specialized third, trophic level natural enemies. **Ecography**, v. 35, n. 2, p. 97–104, 2012.

ROBINSON, R. A.; SUTHERLAND, W. J. Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. **Journal of Applied Ecology**, v. 39, n. 1, p. 157–176, 2002.

RODELO-URREGO, M.; PAGÁN, I.; GONZÁLEZ-JARA, P.; BETANCOURT, M.; MORENO-LETELIER, A.; AYLLÓN, M. A.; FRAILE, A.; PINERO, D.; GARCÍA-ARENAL, F. Landscape heterogeneity shapes host-parasite interactions and results in apparent plant-virus codivergence. **Molecular Ecology**, v. 22, n. 8, p. 2325–2340, 2013.

SCHÜEPP, C.; HERRMANN, J. D.; HERZOG, F.; SCHMIDT-ENTLING, M. H. Differential effects of habitat isolation and landscape composition on wasps, bees, and their enemies. **Oecologia**, v. 165, n. 3, p. 713–721, 2011.

SWIFT, M. J.; SWIFT, M. J.; VANDERMEER, J.; RAMAKRISHNAN, P. S.; ANDERSON, J. M.; ONG, C. K.; HAWKINS, B. A. Biodiversity and agroecosystem function. In: MOONEY, H. A.; CUSHMAN, J. H.; MEDINA, E.; SALA, O. E.; SCHULZE, E. D. (Eds.). **Functional roles of biodiversity: A global perspective**. New York: John Wiley & Sons Ltda, 1996. p. 261–298.

THIES, C.; TSCHARNTKE, T. Landscape structure and biological control in Agroecosystems. **Science**, v. 285, p. 893–895, 1999.

TSCHARNTKE, T.; RAND, T. A.; BIANCHI, F. J. The landscape context of trophic interactions: Insect spillover across the crop-noncrop interface. **Annales Zoologici Fennici**, v. 42, n. 4, p. 421–432, 2005.

VENABLES, W. N.; RIPLEY, B. D. Random and mixed effects. In: CHAMBERS, S. J. et al. (Eds.). **Modern Applied Statistics with S**. 4. ed. New York: Springer, 2002. p. 271–300.

VERES, A.; PETIT, S.; CONORD, C.; LAVIGNE, C. Does landscape composition affect pest abundance and their control by natural enemies? A review. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 166, n.1, p. 110–117, 2013.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009. 16p. (Circular técnica n° 70)

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. C. De; BEZERRA, I. C. **Manejo Integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii***. Brasília: Embrapa, 1997. 11p. (Circular técnica n° 9)

WÄCKERS, F. L. A comparison of nectar-and honeydew sugars with respect to their utilization by the hymenopteran parasitoid *Cotesia glomerata*. **Journal of Insect Physiology**, v. 47, n. 9, p. 1077–1084, 2001.

WILBY, A.; THOMAS, M. B. Natural enemy diversity and pest control: Patterns of pest emergence with agricultural intensification. **Ecology Letters**, v. 5, n. 3, p. 353–360, 2002.

WINKLER, K.; WÄCKERS, F.; BUKOVINSZKINE-KISS, G.; VAN LENTEREN, J. Sugar resources are vital for *Diadegma semiclausum* fecundity under field conditions. **Basic and applied ecology**, v. 7, n. 2, p. 133–140, 2006.

XU, H.; YANG, N.; DUAN, M.; WAN, F. Functional response, host stage preference and interference of two whitefly parasitoids. **Insect science**, v. 23, n.1, p. 134–144, 2016.

ZHANG, W.; RICKETTS, T. H.; KREMEN, C.; CARNEY, K.; SWINTON, S. M. Ecosystem services and dis-services to agriculture. **Ecological Economics**, v. 64, n. 2, p. 253–260, 2007.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Inúmeros surtos populacionais da mosca-branca têm sido relatados nos últimos anos, resultado do manejo atual da mosca-branca em diferentes culturas. Na cultura da soja, o manejo da praga em muitas propriedades é baseado apenas na aplicação de inseticidas e sem atentar para os níveis de controle. Muitos estudos evidenciam que é necessário a adoção de novas ferramentas e do manejo integrado, para que as populações da praga não atinjam níveis que causam perdas econômicas. Além disso, é importante descrever que por se tratar de uma praga polífaga, o manejo deve ser implementado em todo o sistema produtivo e em uma maior escala.

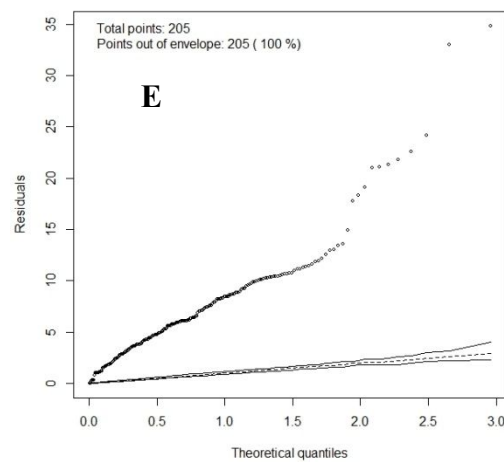
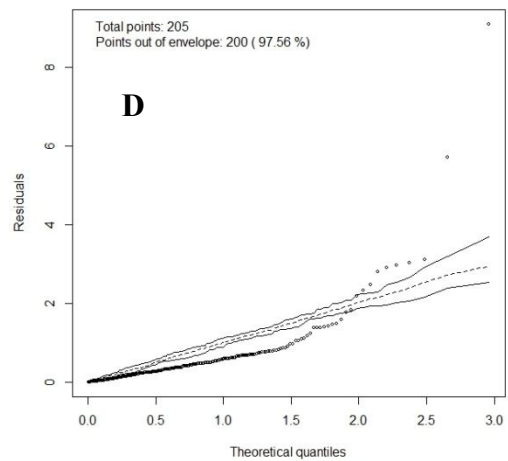
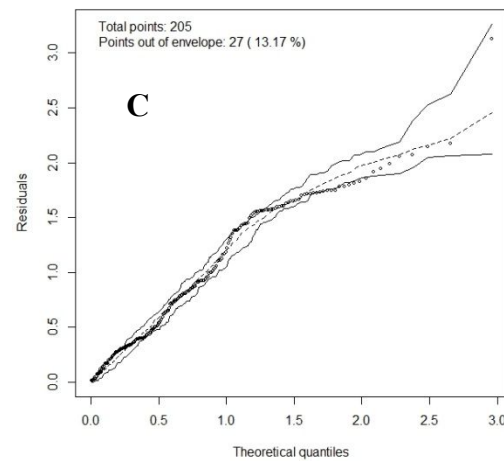
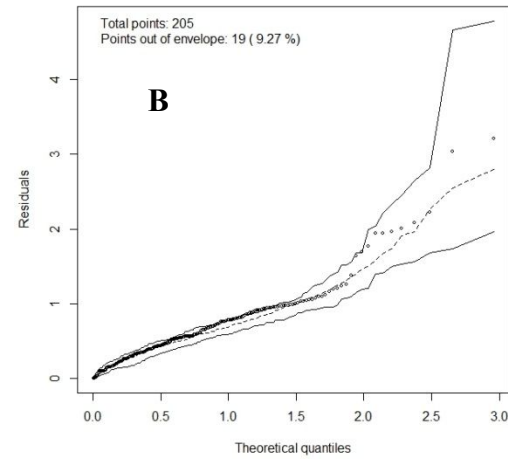
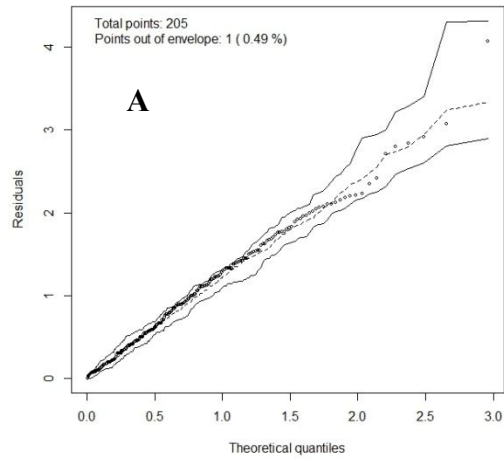
A paisagem ao redor da área deve ser considerada no cultivo da soja, principalmente as áreas de vegetação nativa, que contribuirão com o manejo integrado de praga, por abrigar os parasitoides da mosca branca. Portanto, preservar e restaurar esses fragmentos contribui para o controle biológico natural da mosca branca. Além disso, as bordas entre a vegetação nativa e a cultura precisam ser monitoradas desde o início da implantação da cultura, amostrando a população da praga e também de seus inimigos naturais.

O parasitismo de ninfas de mosca-branca ocorre naturalmente na região central do Brasil. São descritos parasitando mosca branca as espécies *Encarsia lutea*, *E. porteri*, *E. nigricephala* e *Eretmocerus mundus*. Existe alto potencial de parasitismo de mosca-branca em soja, ocorrendo até 50% de parasitismo. No entanto ações precisam ser implementadas para que o parasitismo exerça papel importante na regulação da população da praga, sabendo que a densidade populacional do hospedeiro é o fator chave na flutuação do parasitismo.

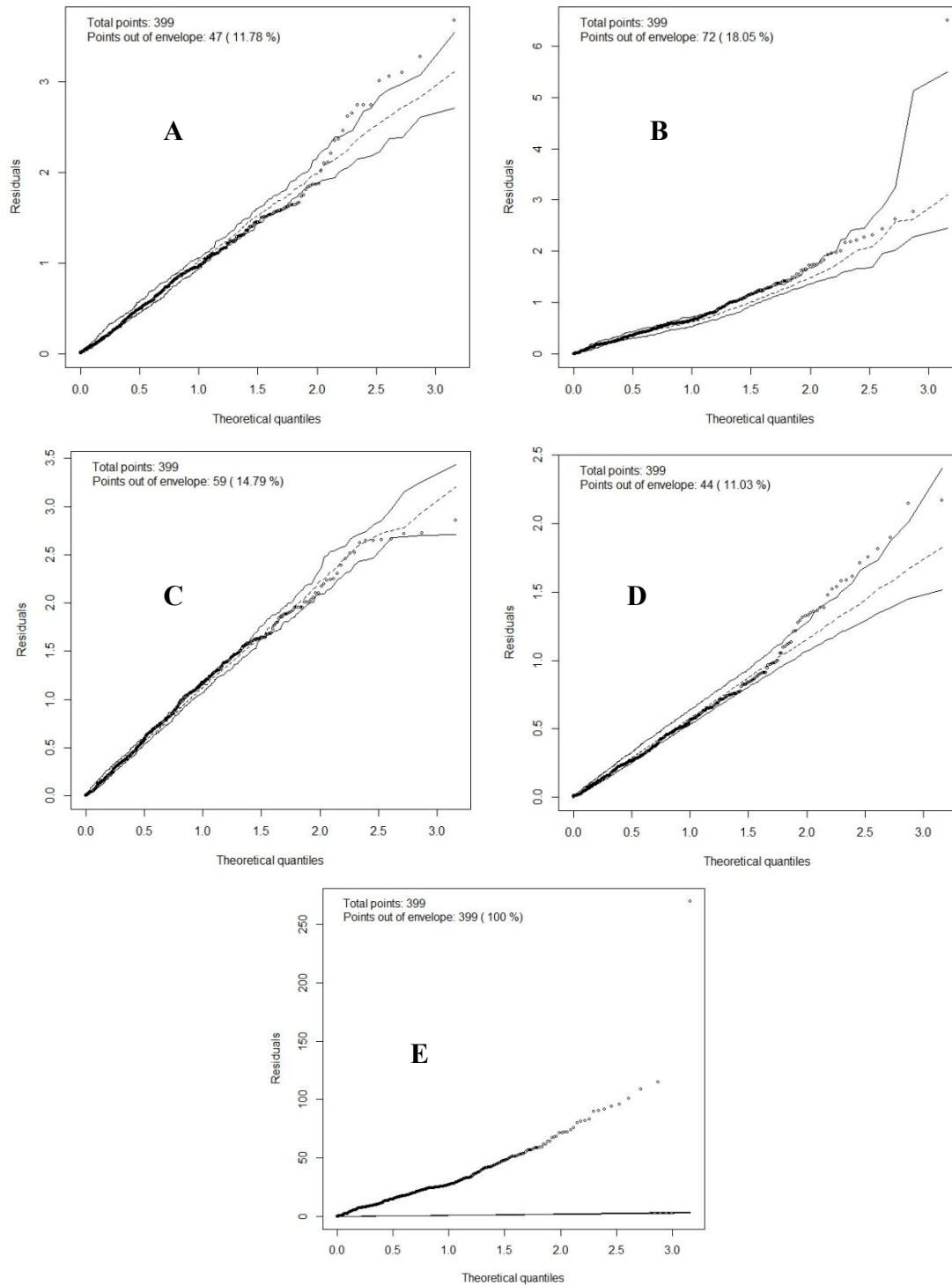
## APÊNDICES

- Apêndice A.** Gráfico de envelope das distribuições testadas para o ajuste do modelo: (A) Distribuição normal com transformação logaritmo da densidade do parasitoide e do hospedeiro; AICc = 726,29, (B) Quasipoisson, (C) binomial negativa; AICc = 1.745,9 (D) normal; AICc = 2.459,73 e (E) Poisson; AICc = 13.659,76. ....88
- Apêndice B.** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de adultos de mosca-branca: (A) Distribuição Normal - AICc = 885,0; (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa - AICc = 5805,0; (D) Normal Modelo Misto - AICc = 834,6 e (E) Poisson - AICc = 485.568,1. Todos os modelos transformados por (Log10(X +1)). ....89
- Apêndice C.** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de ninfas de mosca-branca: (A) Distribuição Normal - AICc = 640,3, (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa-AICc = 5.353,5 (D) Normal Modelo Misto - AICc = 575,54 e (E) Poisson - AICc = infinito. Todos os modelos transformados por (Log10(X +1)). ....90
- Apêndice D:** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de ninfas de mosca-branca parasitadas: (A) Distribuição Normal - AICc = 642,7; (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa - AICc 2675,2; (D) Normal modelo misto - AICc = 646,4 e (E) Poisson - AICc = 13.190,3. Todos os modelos transformados por (Log10(X +1)). ....91

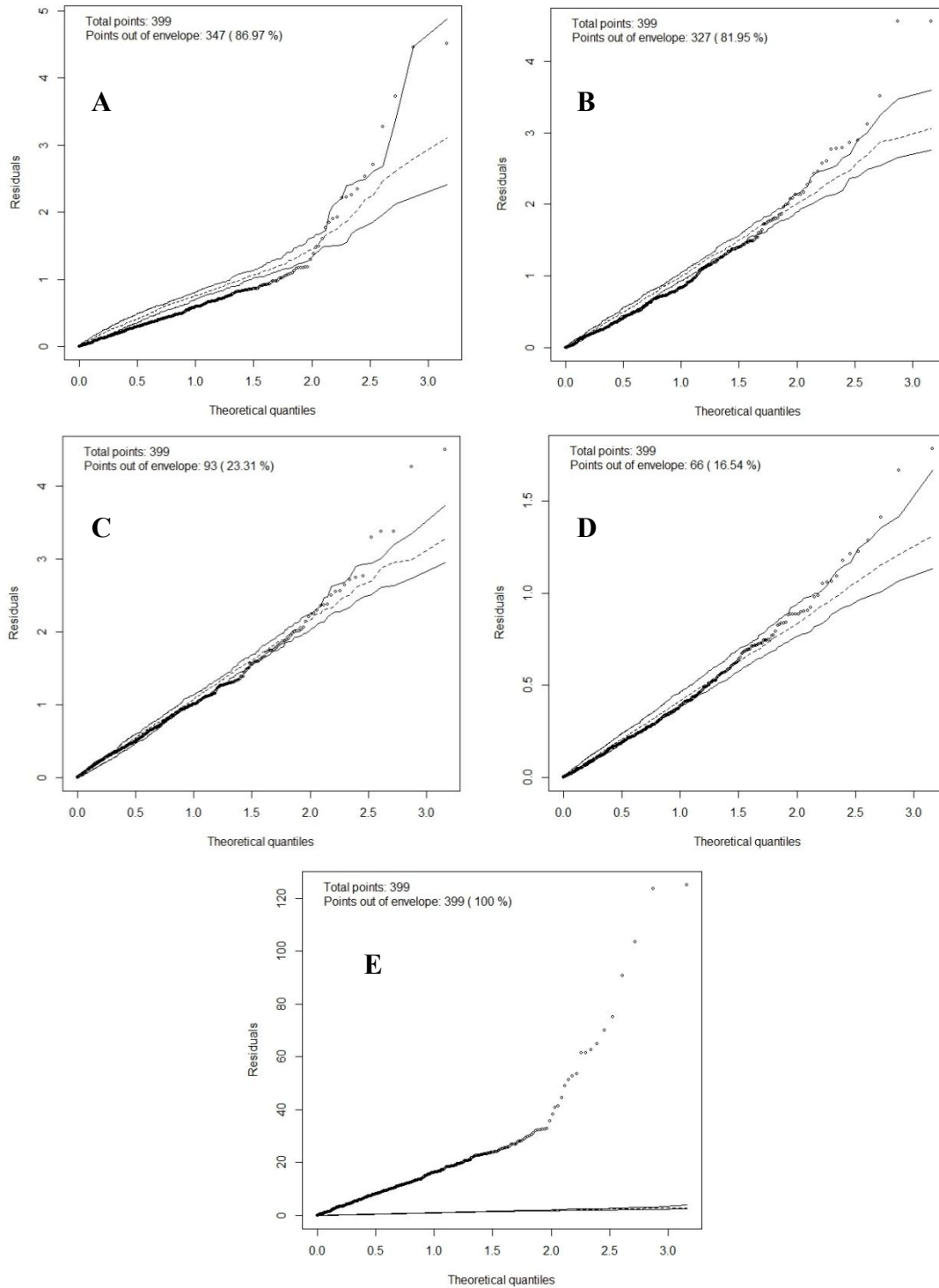
**Apêndice A.** Gráfico de envelope das distribuições testadas para o ajuste do modelo: (A) Distribuição normal com transformação logaritmo da densidade do parasitoide e do hospedeiro;  $AICc = 726,29$ , (B) Quasipoisson, (C) binomial negativa;  $AICc = 1.745,9$  (D) normal;  $AICc = 2.459,73$  e (E) Poisson;  $AICc = 13.659,76$ .



**Apêndice B.** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de adultos de mosca-branca: (A) Distribuição Normal -  $AICc = 885,0$ ; (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa -  $AICc = 5805,0$ ; (D) Normal Modelo Misto -  $AICc = 834,6$  e (E) Poisson -  $AICc = 485.568,1$ . Todos os modelos transformados por  $(\text{Log}_{10}(X+1))$ .



**Apêndice C.** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de ninfas de mosca-branca: (A) Distribuição Normal -  $AICc = 640,3$ , (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa- $AICc = 5.353,5$  (D) Normal Modelo Misto -  $AICc = 575,54$  e (E) Poisson -  $AICc = \text{infinito}$ . Todos os modelos transformados por  $(\text{Log}_{10}(X + 1))$ .



**Apêndice D:** Gráfico de envelope das distribuições testadas no ajuste do modelo para a população de ninfas de mosca-branca parasitadas: (A) Distribuição Normal - AICc = 642,7; (B) QuasiPoisson, (C) Binomial Negativa - AICc 2675,2; (D) Normal modelo misto - AICc = 646,4 e (E) Poisson - AICc = 13.190,3. Todos os modelos transformados por  $(\text{Log}_{10}(X+1))$ .

