

RÔMULO AUGUSTO COTTA DÂNGELO

RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E INCIDÊNCIA DE ENDOSSIMBIONTES NO  
BIÓTIPO B DE *Bemisia tabaci*

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, para obtenção do título de Doctor Scientiae.

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL

2015

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade  
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T

D182r  
2015

Dângelo, Rômulo Augusto Cotta, 1984-  
Resistência inseticidas em *Bemisia tabaci* : incidência de  
endossimbiontes no biótipo B de *Bemisia tabaci* / Rômulo  
Augusto Cotta Dângelo. – Viçosa, MG, 2015.  
xii, 82f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Orientador: Raul Narciso Carvalho Guedes.  
Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.  
Inclui bibliografia.

1. Mosca-branca - Controle. 2. Inseticidas. 3. Resistência  
aos inseticidas. I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento  
de Entomologia. Programa de Pós-graduação em Entomologia.  
II. Título.

CDD 22. ed. 595.754

RÔMULO AUGUSTO COTTA DÂNGELO

RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E INCIDÊNCIA DE ENDOSSIMBIONTES NO  
BIÓTIPO B DE *Bemisia tabaci*

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, para obtenção do título de Doctor Scientiae.

Aprovada em 10 de agosto de 2015

---

Miguel Michereff Filho  
(Coorientador)

---

Gislaine Aparecida Carvalho  
(Coorientadora)

---

Mateus Ribeiro de Campos

---

Nerílson Terra Santos

---

Raul Narciso Carvalho Guedes  
(Orientador)

**A toda minha família, especialmente aos meus pais, Francisco (“In memoriam”) e Márcia, aos meus irmãos Carlos Henrique e Marco Antônio e ao meu avô José Maria de Almeida Cotta (“In memoriam”)...**

**Dedico**

**“Abre a mente ao que eu te revelo e retém bem  
o que eu te digo, pois não é ciência ouvir sem  
reter o que se escuta.”**

**Dante Alighieri**

## AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Viçosa (UFV), ao Departamento de Entomologia e à EMBRAPA pela oportunidade de desenvolvimento desse trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

Ao meu orientador, professor doutor Raul Narciso Carvalho Guedes, pela amizade e orientação durante esses anos. Mais uma vez, obrigado pelos conselhos, broncas, paciência (muita paciência) e ajuda nas revisões deste trabalho.

Ao pesquisador doutor Miguel Michereff Filho, que me recebeu tão bem no CNPH (Embrapa Hortaliças) em Brasília. Muito obrigado por me coorientar e por participar da banca deste trabalho. Sua amizade, e conselhos foram essenciais para que esse trabalho fosse concluído.

À pesquisadora doutora Alice K. Inoue Nagata, pelas ideias e ensinamentos na área de Biologia Molecular.

Ao meu pai Francisco (in memoriam) e minha mãe Márcia, pelo enorme carinho, amor e proteção incondicional. Agradeço muito por terem me ensinado que a vida não é fácil e que precisamos correr atrás do que sonhamos se quisermos seguir em frente. O sacrifício e solidão que passei a cada dia distante de vocês estarão marcados como um aprendizado para toda a vida. Em especial ao meu querido pai. O senhor sempre estará no meu coração, Chiquinho. Obrigado por tudo.

Aos meus irmãos e amigos, Marco Antônio e Carlos Henrique, minha cunhada Adriana e meu sobrinho Gabriel, pelo apoio, incentivo e conselhos valiosos durante essa longa jornada.

À minha namorada Silvania, pelo carinho, confiança e compreensão de sempre.

Aos amigos da “Turma do Bozo”, Pablo, Natália, Camilo, Daniela, Fernanda e Adolfo. Vocês todos são mais do que amigos. Para mim, o companheirismo, conselhos e a tudo que me ensinaram durante esses anos os tornam dignos de serem meus irmãos.

Aos meus amigos do Santa Clara, Rafael Francisco, Marcus, Humberto, Júlio, Vinícius, Emerson, Luiz, Marcel, Bruno, Bruno Paulista, Almiro, Leandro, Gersinho, Gilmar, Samuel e Evandro. Valeu demais galera, pelo convívio, camaradagem e pelas boas risadas.

Aos amigos do laboratório de Ecotoxicologia de Inseticidas, Geversson, Vinícius, Roberta, Milaine, Mayra, Lírio, Laura, Alice, Cleiton, Juliana, Diego e Conrado. Menção especial aos pós-doutores Mateus Chediak, Marcelo, Wagner, Khalid e Hudson. Não tenho palavras para agradecer a cada um de vocês por tudo que fizeram por mim. Desde conselhos e palpites na vida e na tese.

Aos também pós-doutores, Gislaine e Mateus Campos, pela amizade, conselhos e auxílio. Agradeço também por aceitarem participar da banca de defesa de tese.

Aos amigos do laboratório de Filogeografia e Biologia Molecular, Vanessa, Thiago, Rafaela, Érica, Leandro, Hugo, Alex, Jefferson, Thamyres, Thais, Isabela, Victor, Ana, Marina, Kaio e ao professor Luís Orlando, pela cessão de seu laboratório e equipamentos para realização dos ensaios utilizando a biologia molecular.

A todos meus colegas, amigos e funcionários da Embrapa Hortaliças (CNPq), Cristina, Karla, Cecília, Danilo, Nayara, Ana Carolina, Pablo, Marcus, Jaqueline, Jessica Souza, Jéssica Motta, Hanna, Taísa, Warley. Guilherme, Claudiney, Michael, Iran, “Tia Zefinha”, Pinho, José Carlos e senhor Pedro. Menção mais que especial a Patrícia Santos da Silva e ao funcionário Moisés Lopes Fernandes. Sem vocês com certeza não teria chegado tão longe.

Ao professor Dr. Nerilson Terra Santos pela participação da banca de defesa deste trabalho.

Finalmente, a todos aqueles que direta ou indiretamente conviveram comigo e me ajudaram durante essa empreitada.

MUITO OBRIGADO

## **BIOGRAFIA**

RÔMULO AUGUSTO COTTA DÂNGELO, terceiro filho de Francisco José Dângelo e Márcia Cotta Dângelo, nasceu em Ouro Preto, Minas Gerais, em 06 de Abril de 1984.

Concluiu o Ensino Fundamental em Dezembro de 1998, no Colégio Pitágoras em Viçosa, MG.

Concluiu o Ensino Médio em Dezembro de 2001, no Colégio Pitágoras em Viçosa, Minas Gerais.

Em março de 2002 iniciou o curso de Ciências Biológicas na Universidade Federal de Viçosa. Em julho de 2007 graduou-se Bacharel e Licenciado em Ciências Biológicas.

Em Julho de 2009, ingressou no curso de Mestrado em Entomologia na Universidade Federal de Viçosa, defendendo a dissertação em 27 de Julho de 2011.

Em Agosto de 2011, ingressou no curso de Doutorado em Entomologia na Universidade Federal de Viçosa, defendendo a tese em 10 de Agosto de 2015.

# ÍNDICE

<b>RESUMO</b>	<b>IX</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>XI</b>
<b>INTRODUÇÃO GERAL</b>	<b>1</b>
<b>CAPÍTULO 1 - LEVANTAMENTO DE RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E FALHAS DE CONTROLE EM POPULAÇÕES BRASILEIRAS DE MOSCA-BRANCA (BEMISIA TABACI) BIÓTIPO B</b>	<b>6</b>
<b>RESUMO</b>	<b>6</b>
<b>1 – INTRODUÇÃO</b>	<b>8</b>
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b>	<b>10</b>
2.1 – Coleta e manutenção das populações	10
2.2 – Biotipagem	11
2.3 – Inseticidas	12
3.4 – Bioensaios inseticidas	13
3.4.1 – Bioensaios concentração-mortalidade	13
3.4.2 – Bioensaio diagnóstico de falha de controle	14
3.5 – Análises estatísticas	14
<b>4 – RESULTADOS</b>	<b>16</b>
4.1. Toxicidade relativa e níveis de resistência a inseticidas	16
4.2. Risco de falhas de controle	18
<b>4 – DISCUSSÃO</b>	<b>19</b>
<b>5 – LITERATURA CITADA</b>	<b>34</b>
<b>CAPÍTULO 2 - DEPENDÊNCIA ESPACIAL DA RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E INCIDÊNCIA DE ENDOSSIMBIONTES EM POPULAÇÕES DO BIÓTIPO B DE MOSCA-BRANCA (BEMISIA TABACI)</b>	<b>39</b>
<b>RESUMO</b>	<b>39</b>
<b>1 – INTRODUÇÃO</b>	<b>41</b>
<b>2 - MATERIAL E MÉTODOS</b>	<b>43</b>
2.1 – Coleta das amostras	43
2.2 – Bioensaio de resistência a inseticidas	44
2.2.1 – Mortalidade causada por inseticidas	45
2.3 – Frequências de endossimbiontes e biotipagem em B. tabaci	45

2.4 – Análises estatísticas	47
<b>3 – RESULTADOS</b>	<b>49</b>
<b>4 – DISCUSSÃO</b>	<b>52</b>
<b>5 – LITERATURA CITADA</b>	<b>58</b>
<b>CONCLUSÃO GERAL</b>	<b>78</b>
<b>LITERATURA CITADA</b>	<b>80</b>

## RESUMO

DÂNGELO, Rômulo Augusto Cotta, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, agosto de 2015. **Resistência a inseticidas e incidência de endossimbiontes no biótipo B de Bemisia tabaci**. Orientador: Raul N. C. Guedes. Coorientadores: Miguel Michereff Filho, Mateus Chediak e Gislaine Aparecida Carvalho.

A mosca-branca (*Bemisia tabaci* Gennadius) é um pequeno inseto que se alimenta do floema de plantas. Essa praga é capaz de causar tanto danos diretos e indiretos, principalmente como potencial vetor de transmissão de diversos vírus fitopatogênicos. Além disso, a mosca-branca possui associações benéficas com simbiontes capazes de afetar seu desenvolvimento e comportamento. A fim de evitar maiores prejuízos, os produtores adotam essencialmente o controle químico através do uso intenso de inseticidas, o que acarreta em seleção de indivíduos resistentes. Com isso, a resistência de mosca-branca aos mais diversos inseticidas já existe em diversas regiões do Brasil e do mundo. Assim, esse trabalho teve como objetivos: 1) Determinar os níveis de resistência de diversos inseticidas em onze diferentes populações contrastantes de mosca-branca, oriundas de plantios diversos de regiões agrícolas do sudeste e centro-oeste do Brasil; 2) verificar o risco de falha de controle das populações a esses compostos; 3) realizar o levantamento em campo da resistência desse inseto aos inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno em ampla área contínua do estado de Goiás, Brasil; 4) realizar o levantamento em campo da incidência dos endossimbiontes de *B. tabaci* em ampla área contínua do estado de Goiás, Brasil; 5) verificar a coocorrência da resistência aos dois inseticidas testados; 6) confrontar a resistência aos dois inseticidas com a frequência de endossimbiontes encontrados em mosca-branca; 7) testar a relação de coocorrência na frequência de endossimbiontes encontrados em mosca-branca. Foram encontrados níveis distintos de resistência entre diferentes populações, refletindo em falhas potenciais de controle de mosca-branca dentre as localidades estudadas. As populações de *B. tabaci* de Cristalina e Taquara foram as que apresentaram níveis mais acentuados de resistência, enquanto Domingos Martins e Patos de Minas foram as duas populações que se mostraram mais suscetíveis aos inseticidas testados. No estudo onde se utilizou a geoestatística, as moscas brancas

tiveram de moderada a alta mortalidade na área estudada na exposição ao inseticida lambda-cialotrina com 24 e 48 horas de avaliação e baixas a moderadas mortalidades na exposição ao inseticida espiromesifeno nos mesmos períodos de teste. Nesse estudo, também se verificou heterogeneidade na área com relação à frequência dos endossimbiontes secundários encontrados (*Hamiltonella* sp. e *Rickettsia* sp.), com focos de alta incidência dessas bactérias. Além disso, foram encontradas correlações positivas entre a incidência dos dois endossimbiontes, entre as mortalidades de mosca-branca aos dois inseticidas testados e entre a incidência de *Rickettsia* sp. e a mortalidade de *B. tabaci* causado por lambda-cialotrina. Avaliações periódicas através do levantamento e monitoramento em campo da resistência de *B. tabaci*, além da verificação da presença de falha de controle dos inseticidas mais utilizados são essenciais para se evitar perdas econômicas na lavoura devido à evolução da resistência.

## ABSTRACT

DÂNGELO, Rômulo Augusto Cotta, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, August, 2015. **Resistance to insecticides and incidence of endosymbionts in B biotype Bemisia tabaci.** Advisor: Raul N. C. Guedes. Co-advisors: Miguel Michereff Filho, Mateus Chediak and Gislaine Aparecida Carvalho.

The whitefly (*Bemisia tabaci* Gennadius) is a small insect that feeds on the plant phloem. This pest can cause both direct and indirect damages, mainly as potential vector of transmission of various plant pathogenic viruses. In addition, the whitefly has beneficial associations with symbionts that may affect their development and behavior. In order to avoid major losses, the producers mainly adopt chemical control by the intense use of insecticides, resulting in selection of resistant individuals. Thus, the whitefly resistance to many insecticides already exists in several regions of Brazil and the world. This study aimed to: 1) Determine the resistance levels of various pesticides in eleven different contrasting populations of whitefly, coming from different agricultural regions of the southeast and midwest of Brazil; 2) verify the risk of control failure of the population to these compounds; 3) perform a field survey of resistance to this insect to the insecticides lambda-cyhalothrin and spiromesifen in large continuous area of the state of Goiás, Brazil; 4) perform a field survey of the incidence of endosymbionts of *B. tabaci* in large continuous area of the state of Goiás, Brazil; 5) verify the co-occurrence of resistance to both insecticides tested; 6) comparing the resistance to both insecticides with the frequency of endosymbionts found in whitefly; 7) test the co-occurrence relationship in the frequency of endosymbionts found in whitefly. Distinct resistance levels between different populations were found, reflecting potential control failures of whiteflies among the locations studied. The populations of *B. tabaci* of Cristalina and Taquara showed the most pronounced resistance levels, while Domingos Martins and Patos de Minas were the two populations more susceptible to the tested insecticides. In the study that used geostatistics, the whiteflies had moderate to high mortality in the studied area in exposure to the insecticide lambda-cyhalothrin with 24 and 48 hours for evaluation and low to moderate mortalities in exposure to the insecticide spiromesifen in the same test periods. In this study, there

was also heterogeneity in the area with respect to the frequency of secondary endosymbionts found (*Hamiltonella* sp. and *Rickettsia* sp.), with outbreaks of high incidence of these bacteria. Moreover, positive correlation between the incidence of both endosymbionts, between the mortality of whitefly to the two insecticides tested and between the incidence of *Rickettsia* sp. and mortality of *B. tabaci* caused by lambda cyhalothrin were found. Periodic evaluations by field surveying and monitoring of the resistance of *B. tabaci* in addition to verification of control failure presence of the most used insecticides are essential to avoid economic losses in agriculture due to the evolution of resistance.

## INTRODUÇÃO GERAL

A mosca-branca (*Bemisia tabaci* Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) é um pequeno inseto (0,6-2 mm de comprimento) que apresenta ciclo de vida constituído por: ovo, quatro estádios ninfais e o adulto alado. O adulto apresenta tipicamente corpo de coloração amarela, dois pares de asas membranosas que não se sobrepõem quando em repouso e presença de pulverulência sobre as asas (Byrne and Bellows, 1991). Sendo uma espécie haplodiplóica, apresenta reprodução sexuada ou assexuada, onde ovos fecundados geram indivíduos de ambos os sexos e ovos não fecundados geram apenas machos (partenogênese arrenótoca) (Brown, 2010). As fêmeas dessa espécie são capazes de depositar em média 300 ovos na superfície abaxial das folhas (Gill, 1990).

A mosca-branca se alimenta do floema de plantas através do seu aparelho bucal do tipo sugador labial (Byrne and Bellows, 1991). Os primeiros relatos dessa praga datam de 1889 na Grécia, onde Gennadius encontrou-a em cultivares de tabaco, identificando-a como *Aleyrodes tabaci*, ou mosca-branca do tabaco. Desse período até 1957, espécies “diferentes” de moscas brancas foram descritas em diversas culturas no mundo inteiro, contudo mais tarde foram nomeadas como sinônimos de *B. tabaci* (Perring, 2001).

Na década de 1950, sugeriu-se a denominação de biótipo para espécies que são morfologicamente idênticas, mas que apresentavam diferenças com relação a uma série de hospedeiros preferenciais, além da capacidade de transmissão de vírus fitopatogênicos (De Barro et al., 2011). Entre os anos de 1920 e 50, ela ainda era conhecida como uma praga secundária, entretanto a partir dessa década foram relatados surtos na Índia, Sudão, El Salvador, Turquia, Israel e Tailândia (Horowitz, 1986). Na década de 1980 foram relatadas as primeiras ocorrências de mosca-branca nos Estados

Unidos e México, provenientes de países do Oriente Médio (Brown et al., 1995). Em 1986, na Flórida, danos consideráveis foram causados por essa praga em estufas da planta *Euphorbia pulcherrima* e dadas as características do ataque comuns a outros cultivos de ornamentais e de larga escala, passou-se a referenciar estes insetos como biótipo B de *Bemisia tabaci* (Perring, 2001). Com os avanços da biologia molecular e da genética na última década, foi proposto que *B. tabaci* seja um complexo de espécies constituídas por pelo menos 36 espécies crípticas (Dinsdale et al., 2010; De Barro et al., 2011). Dentre elas, as que ocorrem em maior abundância atualmente são as espécies crípticas MEAM1 (Middle East-Asia Minor 1 ou biótipo B) e MED (Mediterranean ou biótipo Q) (Oliveira et al., 2001; De Barro et al., 2011).

No Brasil, os primeiros registros ocorreram entre as décadas de 1960 e 70 em cultivos de algodão, tomate e feijão nos estados de São Paulo e do Paraná (Costa, 1976). Já no início dos anos 90, foram detectados indivíduos dessa espécie nos estados de Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal, Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí e Rio Grande do Norte, possivelmente através da importação de plantas ornamentais (Lourenção and Nagai, 1994; Haji and Bleicher, 2004). No Brasil, a espécie críptica MEAM1 (biótipo B) ocorre com maior frequência e abundância, contudo as espécies MED, NW1 e NW2 já foram registradas (Lima et al., 2002; Marubayashi et al., 2013; Barbosa et al., 2015).

A mosca-branca também possui associações com um endossimbionte primário do *Candidatus Portiera aleyrodidarum*, assim como seis endossimbiontes secundários dos gêneros *Arsenophonus*, *Cardinium*, *Fritschea*, *Hamiltonella*, *Rickettsia* e *Wolbachia* (Baumann, 2005; Gottlieb et al., 2006). A transmissão dessas bactérias é realizada principalmente verticalmente (via parental), contudo, a transmissão horizontal pode acontecer através do contato com outros indivíduos que não são seus descendentes

(Baumann, 2005; Bourtzis and Miller, 2006, 2009). Esses endossimbiontes são capazes de afetar a mosca-branca seja em relação à reprodução (podendo causar inclusive isolamento reprodutivo, no caso de *Wolbachia*), nutrição, desenvolvimento, transmissão do Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV) e até aumentar sua resistência a inseticidas (Ghanim and Kontsedalov, 2009; Rosell et al., 2010; Pan et al., 2013; Su et al., 2013).

Esse inseto é considerado uma das pragas mais sérias da agricultura em toda a região tropical e subtropical do mundo, tendo sido registradas mais de 900 espécies de plantas hospedeiras, desde plantas silvestres a cultivadas (Oliveira et al., 2001; Simmons et al., 2008). A sucção da seiva das plantas por populações de mosca-branca causa tanto danos diretos (como redução das reservas e indução de desordens fisiológicas) como danos indiretos, como a excreção do honeydew na superfície vegetal, que facilita a colonização de fungos saprofíticos, que por sua vez são responsáveis pela diminuição da área fotossintética da planta (Oliveira et al., 2001; De Barro et al., 2011). Porém, sua ação como potencial vetor de transmissão de mais de 100 vírus fitopatogênicos é considerado a maior injúria indireta causada por esse inseto (Jones, 2003). Dentre esses vírus, se destaca o TYLCV (Tomato Yellow Leaf Curl Virus), responsável por causar diversos sintomas na planta, como o engruvinhamento, clorose e espessamento das folhas, proliferação anormal de ramos, diminuição dos entrenós e nanismo, dando à planta aspecto de arbusto, além do aborto das inflorescências e consequente perda dos frutos (Cohen and Lapidot, 2007; Moriones and Navas-Castillo, 2010).

Diante dessa situação, é imprescindível a adoção de medidas para controle dessa praga, o que é realizado essencialmente através do controle químico, com aplicações frequentes de inseticidas (Castle et al., 2010). O uso incorreto desses compostos em tem acarretado a seleção de indivíduos resistentes, o que impede que a praga seja controlada

efetivamente. Assim, a resistência da mosca-branca aos mais diversos inseticidas já existe em várias regiões do mundo (Palumbo et al., 2001). Para citar alguns casos, no Sudão, houve um programa institucional de pulverização de inseticidas durante 30 anos, que levou a surtos da mosca-branca na década de 1970 (Dittrich et al., 1985). Na Índia e no meio-leste e norte da África, inseticidas também estavam sendo usados de forma maciça para combate de infestações de *B. tabaci* na mesma época (Sharaf, 1986). O mesmo pode ser observado nos EUA, principalmente na região do Arizona, onde a resistência aos mais diversos compostos forçou a adoção de tratamentos intensificados à base de piretróides. Contudo, essa iniciativa funcionou somente até o final de 1995, quando também foi detectada a resistência da mosca-branca a esse grupo de inseticidas (Dennehy and Williams, 1997).

Na década de 1990 e nos anos subsequentes, detectou-se a resistência em *B. tabaci* aos mais diversos compostos como organofosforados (ex.: acefato, clorpirifós, dimetoato, metamidofós) carbamatos (ex.: carbofuran, carbosulfan, metomil), piretróides (ex.: bifentrina, cipermetrina,  $\lambda$  cialotrina), reguladores de crescimento (IGR) (ex.: buprofezina e piriproxyfem), neonicotinóides (ex.: acetamiprido, imidacloprido e tiametoxam) em todo o mundo (Palumbo et al., 2001; Horowitz et al., 2007; Castle et al., 2010; Whalon et al., 2011). Dentre esses inseticidas, já foi documentado inclusive episódios de resistência cruzada entre neonicotinóides e reguladores de crescimento (Palumbo et al., 2001). Estudos descrevendo a situação da resistência a inseticidas em mosca-branca no Brasil ainda são raros. Silva et al. (2009) observaram resistência de populações dos estados de Goiás e Bahia aos neonicotinóides acetamiprido, imidacloprido e tiametoxam, além do ciclodieno endosulfan.

Avaliações periódicas através do levantamento e monitoramento em campo da resistência de *B. tabaci*, além da verificação da presença de falha de controle dos

inseticidas mais utilizados são essenciais para se evitar perdas econômicas na lavoura devido à evolução da resistência. A fim de cobrir a falta de informações sobre a resistência de *B. tabaci* no Brasil, esse trabalho teve como objetivos:

- Determinar os níveis de resistência de diversos inseticidas em onze diferentes populações contrastantes de mosca-branca, oriundas de plantios diversos de regiões agrícolas do sudeste e centro-oeste do Brasil;
- Verificar o risco de falha de controle das populações a esses compostos;
- Realizar o levantamento em campo da resistência desse inseto aos inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno em ampla área contínua do estado de Goiás, Brasil;
- Realizar o levantamento em campo a incidência dos endossimbiontes de *B. tabaci* em ampla área contínua do estado de Goiás, Brasil;
- Testar a coocorrência da resistência aos dois inseticidas testados;
- Confrontar a resistência aos dois inseticidas com a frequência de endossimbiontes encontrados em mosca-branca;
- Testar a relação de coocorrência na frequência de endossimbiontes encontrados em mosca-branca;

## CAPÍTULO 1

Formatado de acordo com a revista Crop Protection

### **LEVANTAMENTO DE RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E FALHAS DE CONTROLE EM POPULAÇÕES BRASILEIRAS DE MOSCA-BRANCA (*Bemisia tabaci*) biótipo B**

#### **RESUMO**

Anualmente milhares de hectares de diversos cultivos são perdidos devido aos efeitos diretos e indiretos do ataque da mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B. Na tentativa de conter esses danos, inseticidas são aplicados de forma indiscriminada nas lavouras. Em curto e médio prazo, as populações da praga sofrem intensa pressão de seleção, favorecendo a evolução da resistência nas gerações que se sucedem na paisagem agrícola. Programas de manejo de resistência a inseticidas são utilizados com o intuito de detectar e monitorar a resistência dos insetos a esses compostos. Assim, este trabalho teve o objetivo de realizar um levantamento dos níveis de resistência de *B. tabaci* a diversos inseticidas em lavouras do sudeste e centro-oeste do Brasil e avaliar o risco de falha de controle das populações a esses compostos. Para tanto foram realizados bioensaios concentração-mortalidade e diagnóstico de falha de controle com os inseticidas cartape, imidacloprido, lambda-cialotrina, diafentiurom, espiromesifeno, clorantniliprole e azadiractina em 11 populações diferentes. Foram encontrados níveis distintos de resistência entre as populações, refletindo em falhas potenciais de controle

de mosca-branca dentre as localidades estudadas. As populações de *B. tabaci* de Cristalina-GO e Taquara-DF apresentaram níveis mais acentuados de resistência, tendo sofrido pressão de seleção para todos os inseticidas estudados. Em contrapartida, as populações de Domingos Martins-ES e Patos de Minas-MG foram as mais suscetíveis aos inseticidas testados. Estes resultados mostraram a situação alarmante da resistência a inseticidas entre populações de *B. tabaci*, exigindo, assim, a adoção de ações emergenciais para manejo da resistência nas localidades envolvidas neste estudo.

**Palavras-chave: Bemisia tabaci; inseticidas; resistência; monitoramento; falha de controle.**

## 1 – INTRODUÇÃO

Anualmente, bilhões de reais são gastos no controle de pragas nas mais diversas culturas no Brasil. Prova disso é que o país é o maior consumidor mundial de pesticidas desde 2010 (SINDIVEG, 2014). Com a utilização frequente e errônea desses compostos, há o aumento de pressão de seleção nos insetos. Isso acarreta a predominância de indivíduos mais resistentes a pesticidas e a falhas de controle de pragas, o que agrava ainda mais a situação da lavoura atacada (Brattstein et al., 1986).

Uma das principais pragas da agricultura de todo o mundo desde a década de 80 (Global Invasive Species Database, 2013), *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae), vulgarmente conhecida como mosca-branca, abrange um complexo de espécies constituído por pelo menos 36 espécies crípticas (De Barro et al., 2011). No Brasil, a espécie críptica MEAM1 (biótipo B) ocorre com maior frequência e abundância (Lima et al., 2002). Esse inseto apresenta hábito cosmopolita e se alimentando de seiva através de seu aparelho sugador (De Barro et al., 2011). Além dos danos diretos às plantas hospedeiras, como redução de suas reservas e diminuição da produção primária, a mosca-branca também causa danos indiretos, como a excreção do honeydew, que facilita a colonização de fungos na superfície das folhas das hospedeiras (De Barro et al., 2011), além da transmissão de vírus fitopatogênicos (Jones, 2003).

Como *B. tabaci* apresenta alta taxa reprodutiva e rápida mudança de gerações, a intensa exposição a inseticidas acaba selecionando rapidamente indivíduos resistentes. Tal condição fica clara quando se observa o grau de resistência aos mais diversos inseticidas nas populações de *B. tabaci* no mundo inteiro. Grande parte dessas populações é encontrada nos Estados Unidos, devido à intensa produção agrícola que ocorre nos estados da Califórnia, Arizona e Florida (Palumbo et al., 2001; Prabhaker et

al., 2008; Li et al., 2012; Mann et al., 2012; Caballero et al., 2013b; Castle et al., 2014). Contudo, há relatos de níveis variados de resistência a inseticidas em populações da Ásia (Wang et al., 2010; Basit et al., 2013; Xie et al., 2014), Europa (Horowitz et al., 2005; Reditakis et al., 2005; Fernandez et al., 2009), África (El Kady and Devine, 2003; Houndété et al., 2010) e América Latina (Byrne et al., 2003; Santillán-Ortega et al., 2011). Estudos descrevendo a situação no Brasil ainda são escassos, resumindo-se ao de Silva et al. (2009), que observaram resistência de populações de mosca-branca dos estados de Goiás e Bahia ao tiametoxam e imidacloprido.

Nesse sentido, os programas de manejo de resistência a inseticidas são utilizados com o intuito de detectar e monitorar a resistência dos insetos a inseticidas (Onstad, 2008). Uma das principais estratégias utilizadas em todo o mundo é a avaliação através de curvas concentração-mortalidade para constatação do nível de resistência (Silva et al., 2009; Wang et al., 2010; Vassiliou et al., 2011; Shadmany et al., 2015). Tal metodologia permite que a variação da suscetibilidade entre as populações seja analisada, auxiliando na prevenção de futuros casos de resistência (Robertson and Preisler, 1992). No entanto, essa técnica é insensível na detecção de níveis de resistência baixos, uma vez que utiliza como padrão de comparação as CL50 e/ou CL90 (Horowitz et al., 2011). A complementação com testes como o diagnóstico de falha de controle é essencial para se avaliar o risco de falha de controle imposto pela resistência a inseticidas e o consequente comprometimento da eficácia do inseticida como método de controle (Roush and Miller, 1986).

Dessa forma, esse trabalho teve por objetivos: realizar um levantamento dos níveis de resistência de *B. tabaci* a diversos inseticidas em lavouras do sudeste e centro-oeste do Brasil e avaliar o risco de falha de controle das populações a esses compostos.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 – Coleta e manutenção das populações**

Utilizou-se 12 diferentes populações de *B. tabaci* provenientes de localidades distintas do sudeste e centro-oeste do Brasil (Fig. 1), devido à abundância dessa praga associada à intensa utilização de inseticidas nos cultivos dessas regiões. Os insetos foram coletados entre Maio de 2013 e Agosto de 2014 em diversas plantas hospedeiras, como tomate (*Solanum lycopersicum*), berinjela (*Solanum melongena*), abóbora (*Cucurbita maxima*), soja (*Glycine max*), feijão (*Phaseolus vulgaris*), algodão (*Gossypium hirsutum*), tabaco (*Nicotiana tabacum*) e couve-folha (*Brassica oleracea* var. *Acephala*).

As populações foram acondicionadas em gaiolas teladas com organza em armação de tubos de PVC (134 x 134 x 134 cm). Semanalmente, plantas de brócolis, repolho, couve-manteiga e pepino eram colocados nas gaiolas para manutenção das populações.



Populações	Coordenadas	Temperatura média anual (°C)	Culturas de coleta
Araguari-MG	18°39'7"S 48°11'0" O	21.2 °C	Tomate
Jaíba-MG	15°20'46"S 43°40'32"O	24.5 °C	Tomate e abóbora
Patos de Minas-MG	18°36'19"S 46°30'54"O	22.8 °C	Tomate
Viçosa-MG	20°44'55"S 42°52'47"O	20.6 °C	Tomate e berinjela
Domingos Martins-ES	20°21'36" S 40°39'33" O	21.5 °C	Tomate
Guaíra-SP	20°19'47"S 48°19'12"O	23.2 °C	Soja
IAC-Campinas-SP	22°53'43"S 47°1'47"O	19.3 °C	Couve-folha
Cristalina-GO	16°46'7"S 47°36'49"O	20.1 °C	Tomate, algodão e abóbora
Goiânia-GO	16°38'34"S 49°15'42"O	23.1 °C	Couve-folha e tabaco
Brazlândia-DF	15°38'8"S 48°7'47"O	21.5 °C	Tomate, feijão e couve
Gama-DF	16°01'10"S, 48°04'01"O	20.7 °C	Couve-folha e abóbora
Taquara-DF	15°37'52"S 47°31'10"O	21.7 °C	Tomate, feijão e abóbora

Figura 1: Mapa com localização geográfica dos locais de coleta das populações de *B. tabaci* (Gennadius).

## 2.2 – Biotipagem

Realizou-se a biotipagem de dez indivíduos de cada população de *B. tabaci*. Para tanto, inicialmente o DNA de cada adulto de mosca-branca foi extraído conforme protocolo descrito por Frohlich et al. (1999), adaptado por Ragab (2013). As reações de PCR foram feitas utilizando-se o gene mCOI (gene mitocondrial - Citocromo Oxidase I)

o qual foi amplificado com o uso dos primers CI-J-2195 e L2-N-3014 (Simon et al., 1994). As condições para os ciclos de amplificação foram: desnaturação inicial a 95 °C por dois minutos, seguido por 35 ciclos de 94 °C por 30 segundos, 52 °C por 45 segundos e 72 °C por dois minutos, com extensão final de 72 °C por 10 minutos. As amostras foram preparadas e enviadas para sequenciamento pela empresa Macrogen Inc., na Coréia do Sul.

### 2.3 – Inseticidas

Foram testados sete inseticidas diferentes nos bioensaios, sendo três neurotóxicos (imidacloprido, lambda-cialotrina e cloridrato de cartape), um inibidor da síntese de lipídeos (espiromesifeno), um inibidor do metabolismo energético (diafentiurom), um modulador dos receptores de rianodina (clorantraniliprole) e um regulador de crescimento (azadiractina) (Tabela 2). Nos experimentos, os inseticidas foram diluídos em solução de água destilada e surfactante não-iônico (Tween ® 80, Sigma-Aldrich, São Paulo, SP, Brazil) na concentração de 0,03% v/v.

**Tabela 2: Principais características dos inseticidas testados nos ensaios.**

Inseticida	Fabricante	Local de fabricação	Grupo químico	Formulação	Concentração (g de i.a).
lambda-cialotrina	Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.	São Paulo-SP, Brazil	piretróide	Suspensão concentrada	50 g/L
imidaclopride	Bayer Cropscience Ltda.	São Paulo-SP, Brazil	neonicotinóide	Granulado dispersível	700 g/Kg
diafentiurom	Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.	São Paulo-SP, Brazil	feniltiouréia	Pó molhável	500 g/Kg
espiromesifeno	Bayer Cropscience Ltda.	São Paulo-SP, Brazil	cetoenol	Suspensão concentrada	240 g/L
clorantraniliprole	Du Pont do Brasil S.A.	Barueri-SP, Brazil	antranilamida	Suspensão concentrada	200 g/L
cloridrato de cartape	Sumitomo Chemical do Brasil Representações Ltda.	São Paulo-SP, Brazil	bis(tiocarbamato)	Pó solúvel	500 g/Kg
azadiractina	DVA Agro do Brasil	Campinas-SP, Brazil	tetranortriterpenóide	Concentrado emulsionável	12 g/L

### **3.4 – Bioensaios inseticidas**

Utilizou-se o método de exposição por contato residual conforme descrito por Dittrich et al. (1985). Plantas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) foram cultivadas em vasos de 1,5 L em condições de casas de vegetação e livres de insetos. Entre três e seis semanas após a germinação das plantas, folhas cotiledonares eram retiradas, lavadas e imersas em água destilada. Posteriormente, cortavam-se as folhas em formato de discos de 2,2 cm de diâmetro e estes eram imersos em calda inseticida por dez segundos. Após secos, cada disco foliar, com a parte abaxial voltada para cima, foi colocado sobre uma solução de 1,5 mL de ágar-água em tubos de ensaio de fundo chato (2,2 cm diâmetro x 8,3 cm altura). Liberavam-se trinta insetos adultos em cada um dos tubos. Após essa etapa, os tubos foram mantidos de forma invertida em suportes de isopor, fechando-se a parte inferior com voil. Os tubos foram acondicionados em estufas BOD à temperatura  $25 \pm 5^{\circ}\text{C}$ , UR  $75 \pm 5\%$  e fotoperíodo de 12 horas. Realizaram-se duas formas de bioensaios com as populações de mosca-branca, um para determinação de resistência a inseticidas quantificando sua magnitude, outro avaliando o risco de falha de controle.

#### **3.4.1 – Bioensaios concentração-mortalidade**

Foram preparadas de sete a doze concentrações de cada inseticida, além do controle (Tween + água destilada a 0,03% v/v) a fim de verificar a mortalidade dos insetos. Estes eram considerados mortos quando não era detectado sinal de movimento ou haviam movimentos lentos e desordenados (moribundo) quando o indivíduo era tocado levemente por um pincel de cerdas finas. Utilizaram-se três repetições por

concentração/inseticida, cada repetição contendo 30 insetos, como descrito acima. As avaliações da mortalidade dos insetos foram realizadas 48 h após a liberação dos insetos.

### **3.4.2 – Bioensaio diagnóstico de falha de controle**

Falha de controle foi reconhecida como a mortalidade causada pela concentração recomendada pelo fabricante do inseticida a cada população de *B. tabaci*, se inferior a 80%, que é a eficácia mínima exigida para registro de inseticidas para controle de pragas pelo Ministério da Agricultura e Pecuária do Brasil (Brasil, 1995). As condições de mortalidade utilizadas foram as mesmas do bioensaio anterior. As concentrações utilizadas dos inseticidas foram: 0,03 mg de i.a./ml de calda para azadiractina,  $2,76 \times 10^{-3}$  mg de i.a./ml para clorraniliprole, 0,29 mg de i.a./ml para espiromesifeno, 1,25 mg de i.a./ml para cloridrato de cartape, 1,36 mg de i.a./ml para diafentiurom, 0,63 mg de i.a./ml para imidacloprido e 0,75 mg de i.a./ml para lambda-cialotrina. Foram utilizadas quatro repetições por inseticida, cada uma contendo 30 insetos. As avaliações foram realizadas 48 h após a liberação dos insetos.

### **3.5 – Análises estatísticas**

Nos bioensaios concentração-mortalidade das populações de *B. tabaci*, os dados foram submetidos à análise de Probit através do software SAS versão 9.0 (SAS Institute 2000). Estimou-se as concentrações letais para 50% e 90% dos indivíduos de cada população (CL50 e CL90, respectivamente) através de curvas obtidas, assim como o coeficiente angular, o valor do  $\chi^2$  (qui-quadrado) e o respectivos valores de P. A razão

de resistência (RR) de cada população foi calculada dividindo-se a respectiva CL50 pelo valor da CL50 da população de maior suscetibilidade para o inseticida avaliado; a significância deste foi reconhecida mediante estimativa do intervalo de confiança (IC) a 95% para as respectivas RR, conforme Robertson and Preisler (1992). A população foi considerada resistente se sua RR não inclui o valor 1 (Robertson and Preisler, 1992).

Nos testes de diagnóstico para resistência, utilizou-se a metodologia proposta por Roush and Miller (1986), onde comparava-se a sobrevivência observada das populações submetidas a cada um dos inseticidas com a sobrevivência esperada utilizando-se o teste de Z:

$$s = Z\sqrt{ng(1-g)} + ng + \frac{1}{2}$$

Onde:

s = Sobrevivência esperada

Z = Valor do teste Z unilateral para direita com nível de significância de 5%

n = tamanho da amostra

g = fração de sobreviventes esperada na população suscetível

Quando a sobrevivência observada era maior do que a esperada, verificou-se a presença de falha de controle da população testada frente à concentração recomendada para controle com determinado inseticida com reconhecimento da magnitude da falha de controle esperada. Caso a sobrevivência observada fosse menor ou igual à esperada, não havia falha de controle.

## **4 – RESULTADOS**

Na biotipagem das populações de *B. tabaci*, através do gene mCOI, verificou-se que todas as populações coletadas são pertencentes ao biótipo B de mosca-branca (*B. tabaci*).

### **4.1. Toxicidade relativa e níveis de resistência a inseticidas**

A caracterização das curvas de toxicidade relativa das doze populações de *B. tabaci* aos inseticidas neurotóxicos está representada nas Tabelas 1 a 3, enquanto os resultados dos demais inseticidas são apresentados nas Tabelas 4 a 7. Para todos os bioensaios de concentração-mortalidade, a população IAC-SP foi utilizada como padrão de suscetibilidade para comparação com as outras populações.

Dentre os inseticidas neurotóxicos analisados houve variação entre 0,25 a 2,58 da inclinação das curvas de concentração-mortalidade. As populações de Brazlândia-DF, Goiânia-GO e Araguari-MG apresentaram os maiores valores para cartape, imidaclopride e lambda-cialotrina, respectivamente. No teste com cartape, as CL50 dos indivíduos nas populações de Gama-DF, Domingos Martins-ES, Guaíra-SP e Patos de Minas-MG não diferiram da população padrão de suscetibilidade (IAC). As maiores razões de resistência foram encontradas na população de Viçosa-MG (171,0x), seguido pelas populações de Jaíba-MG (162,4x), Brazlândia (73,53x), Goiânia (71,14x) e Taquara (26,7x) (Tabela 1). Quando utilizado o inseticida imidacloprido, as populações de Domingos Martins e Guaíra apresentaram suscetibilidade igual à população IAC. Em contrapartida, as populações de Jaíba, Goiânia e Cristalina tiveram a CL50 de 239x 161,28x, e 102,88x maiores do que o padrão de suscetibilidade (Tabela 2). Para o

piretroide lambda-cialotrina, as populações com maiores razões de resistência foram Goiânia, Taquara e Jaíba, enquanto as populações de Brazlândia, Domingos Martins e Patos de Minas foram igualmente suscetíveis ao padrão de suscetibilidade (IAC) (Tabela 3).

As inclinações das curvas de concentração-mortalidade dos inseticidas não neurotóxicos variaram entre 0,13 e 5,44. Na população de Taquara, o maior valor foi encontrado para o clorantraniliprole. Em todas as outras populações os maiores valores foram observados para o inseticida cartape. Quando avaliadas as razões de resistência ao diafentiurom, somente as populações de Araguari, Brazlândia, Guaíra e Patos de Minas não diferiram da população IAC. Já as populações de Cristalina (194,69x), Goiânia (93,84x) e Viçosa (38,96x) apresentaram os maiores níveis de resistência ao diafentiurom (Tabela 4). Para o inibidor de biossíntese lipídica espiromesifeno, grande parte das populações estudadas foi igualmente suscetível ao padrão de suscetibilidade. Contudo, as populações de Cristalina e Taquara apresentaram as razões de resistência de 6096,65x e 1070,72x maiores do que a população padrão de suscetibilidade (IAC) (Tabela 5). No teste com o inseticida clorantraniliprole, também não houve diferença significativa entre a maioria das populações avaliadas e a população padrão de suscetibilidade. As exceções foram Taquara, Jaíba, Cristalina e Goiânia que apresentaram níveis de resistência respectivamente de 601,14x, 315,91x, 207,94x, e 137,47x maiores do que a população padrão de suscetibilidade (Tabela 6).

No caso do inseticida natural azadiractina, as inclinações das curvas também apresentaram grande variação (de 0,2 a 3,79), sendo que as populações de Cristalina e Goiânia apresentaram os maiores valores. Com exceção das populações de Gama e Patos de Minas, todas as outras diferiram da população padrão de suscetibilidade, com razões de resistência variando entre 46,58x e 311,72x (Tabela 7).

## 4.2. Risco de falhas de controle

No teste de diagnóstico para falha de controle, detectaram-se possíveis falhas de controle de algumas populações de *B. tabaci* quando utilizado as doses recomendadas dos inseticidas em estudo. Tais compostos deveriam possuir a referência mínima de controle requerida para registro no Brasil, que é de 80% de mortalidade (Tabela 8). Somente três populações foram eficientemente controladas pelo inseticida azadiractina (IAC, Gama e Patos de Minas). Já para os inseticidas cartape e diafentiurom, as populações de Cristalina e Goiânia foram as únicas que mostraram falhas de controle. Utilizando o piretróide lambda-cialotrina, a falha de controle foi encontrada em seis das populações (Brazlândia, Cristalina, Domingos Martins, Gama, IAC e Patos de Minas), enquanto com o neonicotinoide imidacloprido somente a população de Jaíba foi diagnosticada com potencial falha de controle. No teste com a diamida clorantraniliprole, seis populações apresentaram falha de controle (Araguari, Cristalina, Gama, Goiânia, Jaíba e Taquara). No caso do inseticida espiromesifeno houve falha de controle em sete das doze populações estudadas (Araguari, Cristalina, Domingos Martins, Goiânia, Jaíba, Taquara e Viçosa).

#### 4 – DISCUSSÃO

No Brasil há prevalência da espécie críptica MEAM1 (biótipo B) de mosca-branca sobre as demais, sendo que apenas recentemente houve a detecção das espécies crípticas MED, NW1 e NW2 na região sul do país (Barbosa et al., 2015; Fujiwara et al., 2015). No presente trabalho, todas as populações de *B. tabaci* avaliadas tanto na região sudeste como no centro-oeste pertencem ao biótipo B. Dessa forma, pode-se inferir que as diferenças de níveis de resistência entre as populações não foram devido às diferenças entre biótipos. Apesar disso, há relatos de populações de diferentes localidades do Brasil pertencentes ao biótipo B apresentando diferenças genéticas entre elas (Fontes et al., 2010).

Com a utilização frequente de inseticidas, há uma seleção de populações de moscas brancas. Contudo, como há diferença no controle dessa praga entre diversos locais, esperava-se que fossem encontrados níveis distintos de resistência entre diferentes populações. Isto foi observado no presente levantamento, refletindo em potenciais falhas de controle de mosca-branca dentre as localidades estudadas.

Entre os inseticidas neurotóxicos, as populações que diferiram do padrão de suscetibilidade variaram nas razões de resistência consideravelmente (7,10 a 1521,36x). Especificamente para o inseticida cartape, foram encontrados níveis de resistência altos comparados ao padrão de suscetibilidade para as populações de Viçosa, Jaíba e Brazlândia. Os insetos dessas populações foram coletados principalmente em cultivos do tomate. Apesar do cartape não ser indicado pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o combate de *B. tabaci*, a resistência desse inseto pode ter aumentado devido a utilização desse inseticida para outras pragas como a traça-do-tomateiro (*Tuta absoluta* (Meyrick, 1971) (Lepidoptera: Gelechiidae)), a broca-pequena-

do-fruto (*Neoleucinodes elegantalis* (Guennée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae)) e a mosca-minadora (*Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae)) em lavouras de tomate. A aplicação desse inseticida pode ter influenciado no aumento da resistência de *B. tabaci*, apesar dela não ser a praga-alvo.

Para o neonicotinóide imidacloprido, Vassiliou et al. (2011) encontraram populações de *B. tabaci* no Chipre com fatores de resistência que variaram de 77 a 392 vezes. Já no estado do Arizona (EUA), as populações tiveram a CL50 entre 1,06 e 6,4 vezes (Castle et al., 2014). Populações do estado de Goiás (Brasil) apresentaram razão de resistência de até 10,82 vezes para esse inseticida (Silva et al., 2009). Neste estudo, as populações de Jaíba, Goiânia e Cristalina apresentaram CL50 respectivamente, 239, 102,88, e 161,28x maiores do que a população padrão de suscetibilidade. O lambda-cialotrina apresentou uma ampla variação de 24,14 a 1521,36x na razão de resistência da população padrão de suscetibilidade. Na China, foram verificados níveis de resistência altos (entre 838,38-2460.52 vezes), enquanto populações do Egito e Israel mostraram 52x maior resistência que a população padrão de suscetibilidade (Ahmad et al., 2002; El Kady and Devine, 2003; He et al., 2007).

Os inseticidas não neurotóxicos apresentaram variações de fatores de resistência ainda maiores (8,10-6096,65x) do que os encontrados no primeiro grupo estudado. Diafentiurom apresentou os maiores valores de CL50 comparadas com o padrão de suscetibilidade, nas populações de Goiânia, Cristalina e Viçosa. Talvez por possuir modo de ação diferenciado, esse inseticida mostrou-se um dos poucos a ser ainda efetivos, tendo sido demonstrado sua eficácia em trabalhos anteriores (Otoïdobiga et al., 2003; Horowitz et al., 2011). Contudo, recentemente foram reportados altos níveis de resistência em populações da Malásia (Shadmany et al., 2015).

No estudo com o cetoenol espiromesifeno foram encontrados os maiores níveis de resistência para as populações de Taquara (6096,65x) e Cristalina (1070,72x), enquanto todas as outras populações mostraram-se suscetíveis. Baixa resistência foi detectada em populações da Flórida (EUA) (entre 1,19-1.62x) e da Espanha (1,1-7,1x) (Fernandez et al., 2009; Mann et al., 2012). Contudo, ambos os estudos foram realizados com ninfas, ao contrário deste estudo em que foram utilizados adultos. Prabhaker et al. (2008) observaram que níveis de resistência ao espiromesifeno aumentam com a idade das ninfas, podendo chegar até 29 vezes a população padrão de suscetibilidade, o que poderia refletir diretamente na resistência dos insetos na fase adulta. Assim como o inseticida anterior, não há relatos de bioensaios de concentração-mortalidade utilizando a diamida clorantraniliprole em adultos de *B. tabaci*. Testes com ninfas pertencentes aos biótipos B e Q foram realizados em populações dos Estados Unidos (Estado do Arizona), sendo apurados baixos níveis de resistência variando de quatro e sete vezes (Li et al., 2012). Baixa resistência também foi encontrada em ninfas de populações da Flórida (máximo de 1,38x) e da China (entre 3,07-5,33x) (Caballero et al., 2013a; Xie et al., 2014). As populações de Taquara (601,14x), Jaíba (315,91x), e Cristalina (207,94x) foram aquelas que apresentaram os maiores níveis de resistência. Tal resultado mostra que apesar do clorantraniliprole ter registro e uso recente para combate à *B. tabaci*, sua resistência as diversas populações pode ter ocorrido devido à intensa aplicação do mesmo contra lepidópteros em diversas culturas, como algodão, soja e tomate (Lahm et al., 2009; Horowitz et al., 2011).

No ensaio concentração-mortalidade para o inseticida natural azadiractina, surpreendentemente quase todas as populações tiveram níveis de resistência maiores do que a população padrão de suscetibilidade. Os maiores níveis foram encontrados nas populações de Cristalina, Goiânia e Domingos Martins (311,72; 264,26; e 256,11;

respectivamente). Fernandez et al. (2009) encontraram fatores de resistência de baixos à moderados em ninfas de *B. tabaci* na Espanha (0,2 a 7x). Apesar de não haver testes em adultos desse inseto, há relatos do afídeo *Myzus persicae* (Sulzer 1778) (Hemiptera: Aphididae) desenvolvendo resistência à azadiractina (Feng and Isman, 1995). Apesar dos mecanismos de ação desse inseticida ser a desestabilização no crescimento de ninfas de insetos, a azadiractina também causa fagoinibição, repelência e disfunções reprodutivas (Siegwart et al., 2015). Isman (2002) pondera que a maioria dos fagoinibidores pode ter alguma ação tóxica em insetos dependendo da dose. A baixa mortalidade em populações consideradas resistentes neste estudo possivelmente é devido a essa ação tóxica ou a algum mecanismo de resistência cruzada desconhecido, uma vez que as concentrações utilizadas foram significativamente altas.

Foi observada similaridade entre os testes diagnósticos de falha de controle e toxicidade relativa para o inseticida azadiractina. Para os outros inseticidas houve diferenças entre os resultados dos dois bioensaios. Para o cartape, as populações de Araguari, Brazlândia, Gama, Jaíba, Viçosa e Taquara foram consideradas resistentes quando comparados com a população padrão de susceptibilidade (IAC), mas não foram detectadas falhas de controle para tais populações. Nos testes com diafentiurom, as populações de Domingos Martins, Gama, Jaíba, Viçosa e Taquara apresentaram diferenças com relação à população padrão de suscetibilidade, mas não exibiram falhas de controle para esse inseticida. Também não foi identificado falha de controle no uso de lambda-cialotrina nas populações de Cristalina e Gama, apesar das mesmas apresentarem níveis de resistência altos pelas curvas concentração-mortalidade. Para o neonicotinóide imidacloprido, a única população a apresentar falha de controle (Jaíba) também apresentou diferença significativa nos níveis de resistência.

No teste com clorantraniliprole, nas populações de Araguari e Gama foram detectados falhas de controle, porém não foram considerados resistentes quando comparados com a população padrão de susceptibilidade. A mesma situação ocorreu para o inseticida espiromesifeno, onde as populações de Araguari, Domingos Martins, Goiânia, Jaíba e Viçosa apresentaram falhas de controle, mas não foram consideradas resistentes. Essa situação pode ser explicada pelo teste de falha de controle ser mais sensível a pequenas mudanças na frequência de insetos resistentes, principalmente no início da evolução da resistência (Roush and Miller, 1986; Horowitz et al., 2007). Além disso, há possibilidade da dose de registro para utilização de campo ser inferior àquela estimada pela curva concentração resposta, o que sugere que a potência do inseticida seja menor do que o esperado (Yu, 2008). Outro fato a explicar tal resultado é a ocorrência generalizada de resistência a inseticidas mesmo na população padrão de suscetibilidade tornando esta um referencial inadequado à quantificação do fenômeno. É importante ainda frisar que a detecção de falhas de controle pode não se dever unicamente à resistência dos insetos, já que condições ambientais desfavoráveis, fatores relacionados ao inseticida e sua aplicação, dentre outros, podem influenciar na baixa eficácia do composto químico (FAO, 2012).

Baixa eficiência de inseticidas aplicados para controle de *B. tabaci* já foram documentados em vários locais do mundo (De Barro, 1995; Palumbo et al., 2001; Whalon et al., 2008; Castle et al., 2010). Silva et al. (2009) detectaram resistência ao inseticida imidacloprido em populações de Goiás e Bahia, no Brasil. Em contrapartida, foi detectado alta eficiência do inseticida cartape em populações de Minas Gerais, Brasil (Bacci et al., 2007). Na China, foi encontrada baixa eficiência ao inseticida lambda-cialotrina (He et al., 2012). O mesmo foi verificado para diafentiurom em populações do Paquistão (Amjad et al., 2009). Em Israel, Kontsedalov et al. (2009) encontraram baixas

toxicidades à espiromesifeno em adultos de *B. tabaci*. Em ninfas de populações da Tailândia foi observado baixa eficiência do inseticida azadiractina (Kumar et al., 2005). Até o momento, estudos relatando a eficiência da diamida clorantraniliprole à mosca-branca são inexistentes. Possivelmente, a razão para poucos estudos é que esse inseticida somente foi regulamentado para esse inseto nos EUA em 2008 (Lahm et al., 2009). No Brasil somente há registro para a mistura entre o neonicotinóide tiametoxam e clorantraniliprole para a cultura de tomate.

Pelos resultados desse trabalho pode-se inferir que as populações de *B. tabaci* de Cristalina e Taquara foram as mais afetadas pela resistência, tendo sofrido pressão de seleção para todos os inseticidas estudados. As populações de Goiânia e Jaíba mostraram-se suscetíveis somente para espiromesifeno, contudo deve-se levar em consideração a detecção de falha de controle para esse inseticida em ambas as populações. O mesmo se aplica para a população de Viçosa. Contudo, as moscas brancas dessa população não exibiram resistência nem falha de controle para clorantraniliprole. As duas populações que se mostraram mais suscetíveis aos inseticidas testados foram Domingos Martins e Patos de Minas. Na primeira não foi detectado resistência nem falha de controle para os inseticidas cartape, clorantraniliprole, imidacloprido e lambda-cialotrina. No teste com espiromesifeno essa população não foi resistente, porém houve falha de controle. Já a população de Patos de Minas não foi observada resistência nem falha de controle nos ensaios com azadiractina, cartape, clorantraniliprole, diafentiurom, espiromesifeno e lambda-cialotrina.

Os resultados do presente estudo são de grande relevância para o manejo da resistência da mosca-branca *B. tabaci*. Apesar do Brasil ser o maior consumidor de pesticidas do mundo, há grande carência com relação a trabalhos que abordem o quão grave essa situação em diversas lavouras do país e o risco de falha de controle advindo

do fenômeno. Nota-se que independentemente dos inseticidas utilizados serem convencionais ou novos, a resistência foi detectada em alguma população. Além disso, este foi o primeiro trabalho a verificar resistência a inseticidas e falha de controle por estes compostos mesmo que recentemente lançados no país, como o clorantraniliprole e o espiromesifeno, em populações desse inseto. Isso pode estar relacionado ao uso abusivo de pesticidas em alguns estados do país, o que estaria favorecendo a seleção de populações de *B. tabaci* para ampla gama de inseticidas, chegando a comprometer significativamente a efetividade das concentrações de inseticidas registradas e usadas no campo.

Conclui-se que para evitar que a situação nessas localidades se agrave, algumas práticas de manejo de resistência devem ser implementadas. Sugere-se que haja a imediata substituição daqueles inseticidas com baixa eficiência. O ideal para esses casos é a rotação de inseticidas levando sempre em consideração o mecanismo predominante de resistência aos mesmos, para que sejam minimizados riscos de resistência cruzada (Onstad, 2008; Whalon et al., 2008). Além disso, uma diagnose eficaz e inicial da infestação da praga e a determinação dos níveis de dano e controle são vitais para evitar aplicações excessivas de pesticidas (Peshin and Dhawan, 2009). A utilização de outras táticas como o controle cultural, biológico, físico, dentre outros, concomitantemente ao controle químico, são importantes aliados na mitigação e reversão da resistência a inseticidas em populações de mosca-branca.

Tabela 1: Toxicidade relativa do inseticida cartape a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B .

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) $\pm$ IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	840	0,51 $\pm$ 0,06	2,18x10 <sup>-7</sup> (8,20x10 <sup>-8</sup> -4,83 x10 <sup>-7</sup> )	7,52x10 <sup>-5</sup> (2,63x10 <sup>-5</sup> -3,40x10 <sup>-4</sup> )	9,03	0,17	1,00
Brazlândia, DF	930	2,58 $\pm$ 0,29	1,60x10 <sup>-5</sup> (1,25x10 <sup>-5</sup> -1,95x10 <sup>-5</sup> )	5,02x10 <sup>-5</sup> (4,11x10 <sup>-5</sup> -6,51x10 <sup>-5</sup> )	9,77	0,20	73,53 (22,34-242,12)
Gama, DF	1020	0,86 $\pm$ 0,13	1,98x10 <sup>-6</sup> (8,83x10 <sup>-7</sup> -4,06x10 <sup>-6</sup> )	6,19x10 <sup>-5</sup> (2,25x10 <sup>-5</sup> -3,89x10 <sup>-4</sup> )	14,59	0,07	9,10 (2,16-38,16)
Taquara, DF	840	1,47 $\pm$ 0,30	5,81x10 <sup>-6</sup> (3,09x10 <sup>-6</sup> -1,01x10 <sup>-5</sup> )	4,32x10 <sup>-5</sup> (2,03x10 <sup>-5</sup> -3,19x10 <sup>-4</sup> )	12,32	0,06	26,70 (7,01-101,89)
Domingos Martins, ES	930	0,47 $\pm$ 0,06	5,16x10 <sup>-7</sup> (7,70x10 <sup>-8</sup> -2,00 x10 <sup>-6</sup> )	2,67x10 <sup>-4</sup> (6,17x10 <sup>-5</sup> -2,54x10 <sup>-3</sup> )	12,09	0,10	2,37 (0,36-15,74)
Cristalina, GO	840	0,60 $\pm$ 0,06	1,76x10 <sup>-6</sup> (7,93x10 <sup>-7</sup> -3,51 x10 <sup>-6</sup> )	2,37x10 <sup>-4</sup> (1,05x10 <sup>-4</sup> -6,74x10 <sup>-4</sup> )	8,73	0,19	8,07 (1,94-33,56)
Goiania, GO	848	1,55 $\pm$ 0,22	1,55x10 <sup>-5</sup> (8,06x10 <sup>-6</sup> -2,48 x10 <sup>-5</sup> )	1,04x10 <sup>-4</sup> (6,23x10 <sup>-5</sup> -2,33x10 <sup>-4</sup> )	13,37	0,10	71,14 (19,51-259,72)
Araguari, MG	840	0,63 $\pm$ 0,07	2,50x10 <sup>-6</sup> (9,62x10 <sup>-7</sup> -5,08 x10 <sup>-6</sup> )	2,70x10 <sup>-4</sup> (1,32x10 <sup>-4</sup> -7,09x10 <sup>-4</sup> )	8,72	0,19	11,49 (2,41-54,97)
Jaiba, MG	930	1,51 $\pm$ 0,30	3,53x10 <sup>-5</sup> (1,81x10 <sup>-5</sup> -5,29x10 <sup>-5</sup> )	2,50x10 <sup>-4</sup> (1,39x10 <sup>-4</sup> -1,06x10 <sup>-3</sup> )	13,52	0,06	162,41 (40,66-648,70)
Patos de Minas, MG	1080	0,35 $\pm$ 0,03	5,00x10 <sup>-9</sup> (1,74x10 <sup>-9</sup> -1,40x10 <sup>-8</sup> )	2,64x10 <sup>-5</sup> (7,52x10 <sup>-6</sup> -1,40 x10 <sup>-4</sup> )	12,80	0,17	0,02 (0,00-0,14)
Viçosa, MG	1080	1,68 $\pm$ 0,30	3,72x10 <sup>-5</sup> (2,45x10 <sup>-5</sup> -5,05x10 <sup>-5</sup> )	2,16x10 <sup>-4</sup> (1,32x10 <sup>-4</sup> -6,12x10 <sup>-4</sup> )	15,94	0,07	171,00 (46,94-623,35)
Guaíra, SP	870	0,39 $\pm$ 0,05	2,34x10 <sup>-7</sup> (2,30x10 <sup>-8</sup> -1,27x10 <sup>-6</sup> )	4,47x10 <sup>-4</sup> (6,04x10 <sup>-5</sup> -1,30x10 <sup>-2</sup> )	12,16	0,06	1,07 (0,12-9,30)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC95% - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 2: Toxicidade relativa do inseticida imidacloprido a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) $\pm$ IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	840	0,48 $\pm$ 0,04	1,42x10 <sup>-7</sup> (5,40x10 <sup>-8</sup> -3,35x10 <sup>-7</sup> )	6,69x10 <sup>-5</sup> (2,45x10 <sup>-5</sup> -2,33x10 <sup>-4</sup> )	8,65	0,19	1,00
Brazlândia, DF	1140	0,45 $\pm$ 0,04	1,01x10 <sup>-6</sup> (4,57x10 <sup>-7</sup> -1,97x10 <sup>-6</sup> )	6,74x10 <sup>-4</sup> (2,61x10 <sup>-4</sup> -2,45x10 <sup>-3</sup> )	7,66	0,57	7,10 (1,75-28,72)
Gama, DF	1020	0,62 $\pm$ 0,06	2,25x10 <sup>-6</sup> (1,18x10 <sup>-6</sup> -3,90x10 <sup>-6</sup> )	2,61x10 <sup>-4</sup> (1,24x10 <sup>-4</sup> -7,09x10 <sup>-4</sup> )	10,65	0,22	15,81 (4,67-53,46)
Taquara, DF	1140	0,35 $\pm$ 0,04	2,38x10 <sup>-6</sup> (9,00x10 <sup>-7</sup> -5,27x10 <sup>-6</sup> )	1,01x10 <sup>-2</sup> (2,70x10 <sup>-3</sup> -6,89x10 <sup>-2</sup> )	9,93	0,36	16,73 (2,79-99,79)
Domingos Martins, ES	1110	0,48 $\pm$ 0,04	5,55x10 <sup>-6</sup> (2,70x10 <sup>-6</sup> -1,03x10 <sup>-5</sup> )	2,57x10 <sup>-3</sup> (1,06x10 <sup>-3</sup> -8,34x10 <sup>-3</sup> )	8,31	0,50	39,00 (0,07-151,45)
Cristalina, GO	1069	0,96 $\pm$ 0,11	1,46x10 <sup>-5</sup> (8,72x10 <sup>-6</sup> -2,39x10 <sup>-5</sup> )	3,16x10 <sup>-4</sup> (1,52x10 <sup>-4</sup> -9,98x10 <sup>-4</sup> )	14,81	0,10	102,88 (34,58-306,05)
Goiânia, GO	770	1,23 $\pm$ 0,22	2,30x10 <sup>-5</sup> (1,13x10 <sup>-5</sup> -4,14x10 <sup>-5</sup> )	2,54x10 <sup>-4</sup> (1,13x10 <sup>-4</sup> -1,53x10 <sup>-3</sup> )	12,35	0,06	161,28 (49,47-525,70)
Araguari, MG	1050	0,49 $\pm$ 0,06	1,45x10 <sup>-5</sup> (5,88x10 <sup>-6</sup> -3,00x10 <sup>-5</sup> )	5,94x10 <sup>-3</sup> (1,88x10 <sup>-3</sup> -3,60x10 <sup>-2</sup> )	7,29	0,51	102,18 (18,85-553,79)
Jaíba, MG	1170	0,53 $\pm$ 0,07	3,40x10 <sup>-5</sup> (1,22x10 <sup>-5</sup> -6,90x10 <sup>-5</sup> )	9,31x10 <sup>-3</sup> (4,13x10 <sup>-3</sup> -3,19x10 <sup>-2</sup> )	9,78	0,37	239,00 (39,78-1435,23)
Patos de Minas, MG	1047	0,42 $\pm$ 0,05	1,14x10 <sup>-6</sup> (3,44x10 <sup>-7</sup> -2,78x10 <sup>-6</sup> )	1,21x10 <sup>-3</sup> (3,93x10 <sup>-4</sup> -6,47x10 <sup>-3</sup> )	11,54	0,17	8,01 (1,35-47,90)
Viçosa, MG	1140	0,62 $\pm$ 0,06	1,76x10 <sup>-6</sup> (8,75x10 <sup>-7</sup> -3,13x10 <sup>-6</sup> )	2,08x10 <sup>-4</sup> (1,06x10 <sup>-4</sup> -5,01x10 <sup>-4</sup> )	9,53	0,39	12,37 (3,64-42,07)
Guaira, SP	1020	0,40 $\pm$ 0,04	3,00x10 <sup>-8</sup> (1,20x10 <sup>-8</sup> -7,10x10 <sup>-8</sup> )	5,16x10 <sup>-5</sup> (1,49x10 <sup>-5</sup> -2,73x10 <sup>-4</sup> )	11,96	0,15	0,21 (0,05-0,89)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC<sub>95%</sub> - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 3: Toxicidade relativa do inseticida lambda-cialotrina a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) ± IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	1110	0,33± 0,03	3,78x10 <sup>-7</sup> (1,17x10 <sup>-7</sup> -9,96x10 <sup>-7</sup> )	2,64x10 <sup>-3</sup> (7,36x10 <sup>-4</sup> -1,48x10 <sup>-2</sup> )	14,38	0,11	1,00
Brazlândia, DF	870	0,50±0,05	3,78x10 <sup>-6</sup> (1,70x10 <sup>-6</sup> -8,70x10 <sup>-6</sup> )	4,30x10 <sup>-4</sup> (1,42x10 <sup>-4</sup> -1,88x10 <sup>-3</sup> )	8,39	0,21	10,00 (0,55-17,70)
Gama, DF	960	0,86±0,12	2,47x10 <sup>-5</sup> (9,92x10 <sup>-6</sup> -4,80x10 <sup>-5</sup> )	7,73x10 <sup>-4</sup> (3,30x10 <sup>-4</sup> -3,35x10 <sup>-3</sup> )	13,24	0,07	65,18 (11,19-378,65)
Taquara, DF	960	1,09±0,15	1,38x10 <sup>-4</sup> (8,98x10 <sup>-5</sup> -2,06x10 <sup>-4</sup> )	2,09x10 <sup>-3</sup> (1,10x10 <sup>-3</sup> -5,83x10 <sup>-3</sup> )	11,72	0,16	364,38 (69,45-1906,39)
Domingos Martins, ES	990	0,33±0,04	8,84x10 <sup>-7</sup> (9,10x10 <sup>-8</sup> -4,99x10 <sup>-6</sup> )	6,95x10 <sup>-3</sup> (7,68x10 <sup>-4</sup> -2,75x10 <sup>-1</sup> )	12,09	0,10	2,34 (0,18-30,43)
Cristalina, GO	870	0,51-0,05	1,35x10 <sup>-5</sup> (5,50x10 <sup>-6</sup> -2,88x10 <sup>-5</sup> )	4,36x10 <sup>-3</sup> (1,76x10 <sup>-3</sup> -1,42x10 <sup>-2</sup> )	9,68	0,14	35,75 (5,66-225,35)
Goiânia, GO	904	1,00±0,11	5,75x10 <sup>-4</sup> (3,21x10 <sup>-4</sup> -8,95x10 <sup>-4</sup> )	1,09x10 <sup>-2</sup> (6,98x10 <sup>-3</sup> -1,99x10 <sup>-2</sup> )	12,61	0,18	1521,36 (90,70-25448,60)
Araguari, MG	870	1,11±0,14	6,79x10 <sup>-5</sup> (4,67x10 <sup>-5</sup> -9,80x10 <sup>-5</sup> )	9,65x10 <sup>-4</sup> (5,22x10 <sup>-4</sup> -2,54x10 <sup>-3</sup> )	9,59	0,14	179,64 (36,49-882,07)
Jaíba, MG	1110	1,02±0,11	1,26x10 <sup>-4</sup> (8,79x10 <sup>-5</sup> -1,72x10 <sup>-4</sup> )	2,27x10 <sup>-3</sup> (1,41x10 <sup>-3</sup> -4,45x10 <sup>-3</sup> )	8,98	0,44	334,37 (65,79-1694,82)
Patos de Minas, MG	870	0,43±0,06	1,64x10 <sup>-6</sup> (2,54x10 <sup>-7</sup> -8,07x10 <sup>-6</sup> )	1,60x10 <sup>-3</sup> (2,08x10 <sup>-4</sup> -5,47x10 <sup>-2</sup> )	11,10	0,09	4,34 (0,49-38,33)
Viçosa, MG	1080	0,48±0,06	4,74x10 <sup>-5</sup> (1,96x10 <sup>-5</sup> -1,02x10 <sup>-4</sup> )	2,22x10 <sup>-2</sup> (6,03x10 <sup>-3</sup> -1,78x10 <sup>-1</sup> )	8,80	0,36	125,23 (15,16-1032,00)
Guaira, SP	990	0,25±0,03	9,13x10 <sup>-6</sup> (2,02x10 <sup>-6</sup> -3,05x10 <sup>-5</sup> )	1,03 (1,22x10 <sup>-1</sup> -29,48)	11,97	0,10	24,14 (1,22-475,90)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC<sub>95%</sub> - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 4: Toxicidade relativa do inseticida diafentiurom a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) ± IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	1140	0,39±0,04	1,87x10 <sup>-6</sup> (7,29x10 <sup>-7</sup> -4,19x10 <sup>-6</sup> )	3,85 x10 <sup>-3</sup> (1,15x10 <sup>-3</sup> -2,08x10 <sup>-2</sup> )	13,05	0,16	1,00
Brazlândia, DF	1050	0,54±0,09	1,24x10 <sup>-5</sup> (2,01x10 <sup>-6</sup> -3,67x10 <sup>-5</sup> )	2,84x10 <sup>-3</sup> (8,24x10 <sup>-4</sup> -2,76x10 <sup>-2</sup> )	14,08	0,08	6,62 (0,72-60,77)
Gama, DF	870	1,18±0,16	4,28x10 <sup>-5</sup> (3,02x10 <sup>-5</sup> -5,72x10 <sup>-5</sup> )	5,19x10 <sup>-4</sup> (3,13x10 <sup>-4</sup> -1,16x10 <sup>-3</sup> )	8,22	0,22	22,88 (5,28-98,85)
Taquara, DF	870	1,97±0,50	5,45x10 <sup>-5</sup> (2,78x10 <sup>-5</sup> -8,14x10 <sup>-5</sup> )	2,43x10 <sup>-4</sup> (1,36x10 <sup>-4</sup> -2,06x10 <sup>-3</sup> )	11,83	0,07	29,12 (6,45-130,98)
Domingos Martins, ES	1050	0,79±0,12	1,51x10 <sup>-5</sup> (3,41x10 <sup>-6</sup> -3,69x10 <sup>-5</sup> )	6,20x10 <sup>-4</sup> (2,75x10 <sup>-4</sup> -2,14x10 <sup>-3</sup> )	14,34	0,07	8,10 (1,29-50,57)
Cristalina, GO	840	4,13±0,53	3,64x10 <sup>-4</sup> (3,10x10 <sup>-4</sup> -4,10x10 <sup>-4</sup> )	7,44x10 <sup>-4</sup> (6,54x10 <sup>-4</sup> -8,93x10 <sup>-4</sup> )	9,78	0,13	194,69 (48,49-779,34)
Goiânia, GO	1040	1,48±0,16	1,75x10 <sup>-4</sup> (1,31x10 <sup>-4</sup> -2,21x10 <sup>-4</sup> )	1,29x10 <sup>-3</sup> (9,53x10 <sup>-4</sup> -1,96x10 <sup>-3</sup> )	7,97	0,63	93,84 (21,98-399,36)
Araguari, MG	930	0,93±0,10	5,97x10 <sup>-6</sup> (3,58x10 <sup>-6</sup> -8,85x10 <sup>-6</sup> )	1,45x10 <sup>-4</sup> (9,25x10 <sup>-5</sup> -2,69x10 <sup>-4</sup> )	9,70	0,21	3,19 (0,72-14,07)
Jaíba, MG	990	1,41±0,17	3,43x10 <sup>-5</sup> (2,64x10 <sup>-5</sup> -4,28x10 <sup>-5</sup> )	2,81x10 <sup>-4</sup> (1,92x10 <sup>-4</sup> -4,98x10 <sup>-4</sup> )	5,23	0,73	18,36 (4,49-74,89)
Patos de Minas, MG	960	0,62±0,11	8,54x10 <sup>-6</sup> (1,09x10 <sup>-6</sup> -2,55x10 <sup>-5</sup> )	1,02x10 <sup>-3</sup> (3,10x10 <sup>-4</sup> -1,16x10 <sup>-2</sup> )	12,14	0,10	4,57 (0,51-41,09)
Viçosa, MG	1110	1,90±0,28	7,29x10 <sup>-5</sup> (6,03x10 <sup>-5</sup> -8,89x10 <sup>-5</sup> )	3,45x10 <sup>-4</sup> (2,33x10 <sup>-4</sup> -6,79x10 <sup>-4</sup> )	13,76	0,13	38,96 (9,79-154,56)
Guaíra, SP	930	0,22±0,04	8,97x10 <sup>-6</sup> (1,88x10 <sup>-6</sup> -4,37x10 <sup>-5</sup> )	5,29 (1,71x10 <sup>-1</sup> -283,72)	2,47	0,87	4,80 (0,14-166,24)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC95% - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 5: Toxicidade relativa do inseticida espiromesifeno a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) $\pm$ IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	1110	0,17 $\pm$ 0,02	7,64x10 <sup>-6</sup> (1,08x10 <sup>-6</sup> -4,58x10 <sup>-5</sup> )	322,06 (8,41-110010,67)	2,14	0,98	1,00
Brazlândia, DF	1110	0,26 $\pm$ 0,04	2,39x10 <sup>-5</sup> (2,04x10 <sup>-6</sup> -1,53x10 <sup>-4</sup> )	2,41 (1,28x10 <sup>-1</sup> -639,92)	14,35	0,07	3,12 (0,03-338,46)
Gama, DF	930	0,25 $\pm$ 0,03	1,46x10 <sup>-5</sup> (4,41x10 <sup>-6</sup> -5,10x10 <sup>-5</sup> )	1,66 (1,18x10 <sup>-1</sup> -121,93)	2,93	0,82	1,92 (0,03-118,37)
Taquara, DF	1020	0,45 $\pm$ 0,12	4,66x10 <sup>-2</sup> (2,01x10 <sup>-2</sup> -2,07x10 <sup>-1</sup> )	33,56 (2,37-134868,49)	9,56	0,30	6096,65 (65,38-567196,71)
Domingos Martins, ES	1110	0,13 $\pm$ 0,02	3,96x10 <sup>-5</sup> (3,69x10 <sup>-6</sup> -5,18x10 <sup>-4</sup> )	317927,57 (568,90-9,08x10 <sup>-10</sup> )	2,06	0,98	5,19 (5x10 <sup>-3</sup> -5713,27)
Cristalina, GO	1080	0,38 $\pm$ 0,09	9,13x10 <sup>-4</sup> (5,11x10 <sup>-4</sup> -1,38x10 <sup>-3</sup> )	4,26x10 <sup>-3</sup> (3,13x10 <sup>-3</sup> -7,19x10 <sup>-3</sup> )	9,42	0,31	1070,72 (11,37-100805,45)
Goiânia, GO	1066	0,70 $\pm$ 0,09	1,18x10 <sup>-3</sup> (6,96x10 <sup>-4</sup> -1,80x10 <sup>-3</sup> )	8,17x10 <sup>-2</sup> (3,83x10 <sup>-2</sup> -2,68x10 <sup>-1</sup> )	13,46	0,14	154,70 (0,16-148393,85)
Araguari, MG	1110	0,24 $\pm$ 0,03	4,51x10 <sup>-4</sup> (9,54x10 <sup>-5</sup> -2,06x10 <sup>-3</sup> )	90,99 (5,13-10627,07)	5,10	0,75	59,03 (0,13-26333,37)
Jaíba, MG	1110	0,28 $\pm$ 0,04	8,84x10 <sup>-4</sup> (2,89x10 <sup>-4</sup> -2,97x10 <sup>-3</sup> )	36,84 (3,06-2047,74)	4,42	0,82	115,70 (1x10 <sup>-7</sup> -158821759393,20)
Patos de Minas, MG	1110	0,20 $\pm$ 0,02	1,60x10 <sup>-5</sup> (3,44x10 <sup>-6</sup> -7,93x10 <sup>-5</sup> )	29,06 (1,33-3097,68)	10,09	0,26	2,09 (0,03-148,82)
Viçosa, MG	1200	0,25-0,03	6,50x10 <sup>-5</sup> (2,13x10 <sup>-5</sup> -1,93x10 <sup>-4</sup> )	10,66 (1,15-274,79)	7,42	0,60	8,50 (0,15-475,42)
Guaíra, SP	1080	0,15 $\pm$ 0,02	2,22x10 <sup>-6</sup> (2,87x10 <sup>-7</sup> -1,43x10 <sup>-5</sup> )	416,74 (6,12-551744,20)	7,02	0,54	0,29 (1x10 <sup>-3</sup> -68,43)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC95% - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 6: Toxicidade relativa do inseticida clorantraniliprole a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) $\pm$ IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	1110	0,19 $\pm$ 0,02	2,48x10 <sup>-5</sup> (4,45x10 <sup>-6</sup> -1,31x10 <sup>-4</sup> )	153,02 (5,00-38797,61)	69,33	0,54	1,00
Brazlândia, DF	1110	0,16 $\pm$ 0,02	1,41x10 <sup>-4</sup> (2,11x10 <sup>-5</sup> -1,11x10 <sup>-3</sup> )	13691,47 (179,40-1,62x10 <sup>7</sup> )	9,22	0,32	5,68 (0,03-1021,65)
Gama, DF	870	0,35 $\pm$ 0,05	1,24x10 <sup>-4</sup> (2,07x10 <sup>-5</sup> -7,27x10 <sup>-4</sup> )	5,60x10 <sup>-1</sup> (4,20x10 <sup>-2</sup> -71,21)	11,02	0,09	5,01 (0,08-297,69)
Taquara, DF	1080	5,44 $\pm$ 1,10	1,49x10 <sup>-2</sup> (1,17x10 <sup>-2</sup> -1,70x10 <sup>-2</sup> )	2,6x10 <sup>-2</sup> (2,20x10 <sup>-2</sup> -3,62x10 <sup>-2</sup> )	15,10	0,06	601,14 (21,42-16898,19)
Domingos Martins, ES	1200	0,18 $\pm$ 0,02	3,17x10 <sup>-5</sup> (5,27x10 <sup>-6</sup> -1,65x10 <sup>-4</sup> )	591,51 (17,28-186222,77)	10,05	0,35	1,28 (0,01-185,92)
Cristalina, GO	1068	0,24 $\pm$ 0,03	5,16x10 <sup>-3</sup> (1,32x10 <sup>-3</sup> -2,59x10 <sup>-2</sup> )	997,89 (43,19-184445,49)	6,60	0,58	207,94 (1,47-29547,59)
Goiânia, GO	799	0,99 $\pm$ 0,20	3,41x10 <sup>-3</sup> (1,59x10 <sup>-3</sup> -5,45x10 <sup>-3</sup> )	6,7x10 <sup>-2</sup> (3,22x10 <sup>-2</sup> -3,13x10 <sup>-1</sup> )	8,06	0,23	137,47 (4,35-4353,29)
Araguari, MG	1110	0,23 $\pm$ 0,03	3,02x10 <sup>-4</sup> (7,15x10 <sup>-5</sup> -1,31x10 <sup>-3</sup> )	115,20 (5,53-18569,56)	5,74	0,68	12,17 (0,08-1844,08)
Jaíba, MG	1020	0,27 $\pm$ 0,05	7,84x10 <sup>-3</sup> (1,95x10 <sup>-3</sup> -4,56x10 <sup>-2</sup> )	400,48 (15,16-196537,80)	4,60	0,71	315,91 (2,24-44661,77)
Patos de Minas, MG	1080	0,27 $\pm$ 0,03	1,80x10 <sup>-4</sup> (5,06x10 <sup>-5</sup> -5,93x10 <sup>-4</sup> )	9,41 (1,14-213,09)	11,26	0,19	7,27 (0,10-505,41)
Viçosa, MG	1020	0,26 $\pm$ 0,03	9,96x10 <sup>-5</sup> (2,97x10 <sup>-5</sup> -3,04x10 <sup>-4</sup> )	7,41 (7,03x10 <sup>-1</sup> -336,21)	10,96	0,14	4,02 (0,06-283,73)
Guaíra, SP	1110	0,20 $\pm$ 0,03	1,25x10 <sup>-4</sup> (2,35x10 <sup>-5</sup> -5,83x10 <sup>-4</sup> )	250,51 (11,46-36360,25)	9,38	0,31	5,04 (0,04-675,55)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC95% - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 7: Toxicidade relativa do inseticida azadiractina a adultos de doze populações de Bemisia tabaci biótipo B.

População	N	Inclinação ( $\alpha$ ) $\pm$ IC	CL <sub>50</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	CL <sub>90</sub> (IC <sub>95%</sub> ) mg i.a/ml	$\chi^2$ (Qui- quadrado)	P	RR50 (IC <sub>95%</sub> )
IAC, SP	930	0,41 $\pm$ 0,05	5,09x10 <sup>-7</sup> (1,06x10 <sup>-7</sup> -1,91x10 <sup>-6</sup> )	6,73x10 <sup>-4</sup> (1,16x10 <sup>-4</sup> -1,09x10 <sup>-2</sup> )	13,27	0,07	1,00
Brazlândia, DF	780	1,90 $\pm$ 0,52	6,73x10 <sup>-5</sup> (2,94x10 <sup>-5</sup> -1,20x10 <sup>-4</sup> )	3,17x10 <sup>-4</sup> (1,58x10 <sup>-4</sup> -9,23x10 <sup>-3</sup> )	11,05	0,05	132,21 (25,23-694,08)
Gama, DF	750	0,60 $\pm$ 0,09	1,33x10 <sup>-6</sup> (1,92x10 <sup>-7</sup> -5,71x10 <sup>-6</sup> )	1,79x10 <sup>-4</sup> (3,43x10 <sup>-5</sup> -3,62x10 <sup>-3</sup> )	9,67	0,09	2,61 (0,36-19,24)
Taquara, DF	1110	1,32 $\pm$ 0,21	4,46x10 <sup>-5</sup> (3,04x10 <sup>-5</sup> -5,97x10 <sup>-5</sup> )	4,16x10 <sup>-4</sup> (2,55x10 <sup>-4</sup> -9,75x10 <sup>-4</sup> )	11,01	0,28	87,59 (17,49-439,34)
Domingos Martins, ES	960	1,55 $\pm$ 0,23	1,30x10 <sup>-4</sup> (6,91x10 <sup>-5</sup> -1,95x10 <sup>-4</sup> )	8,77x10 <sup>-4</sup> (5,60x10 <sup>-4</sup> -1,91x10 <sup>-3</sup> )	12,35	0,09	256,11 (48,42-1356,66)
Cristalina, GO	990	3,07 $\pm$ 0,32	1,59x10 <sup>-4</sup> (1,32x10 <sup>-4</sup> -1,83x10 <sup>-4</sup> )	4,15x10 <sup>-4</sup> (3,59x10 <sup>-4</sup> -5,02x10 <sup>-4</sup> )	9,77	0,28	311,72 (69,61-1398,25)
Goiânia, GO	888	3,79 $\pm$ 0,82	1,35x10 <sup>-4</sup> (1,07x10 <sup>-4</sup> -1,78x10 <sup>-4</sup> )	2,93x10 <sup>-4</sup> (2,11x10 <sup>-4</sup> -6,05x10 <sup>-4</sup> )	10,60	0,16	264,26 (58,94-1186,62)
Araguari, MG	780	1,80 $\pm$ 0,28	3,80x10 <sup>-5</sup> (2,41x10 <sup>-5</sup> -5,44x10 <sup>-5</sup> )	1,95x10 <sup>-4</sup> (1,27x10 <sup>-4</sup> -3,82x10 <sup>-4</sup> )	8,57	0,13	74,53 (15,55-357,63)
Jaíba, MG	930	0,88 $\pm$ 0,15	2,80x10 <sup>-5</sup> (5,00x10 <sup>-6</sup> -6,97x10 <sup>-5</sup> )	8,14x10 <sup>-4</sup> (3,75 x10 <sup>-4</sup> -2,71x10 <sup>-3</sup> )	13,33	0,06	54,91 (7,33-412,23)
Patos de Minas, MG	960	0,43 $\pm$ 0,07	2,10x10 <sup>-6</sup> (1,87x10 <sup>-7</sup> -9,05x10 <sup>-6</sup> )	2,00x10 <sup>-3</sup> (3,48x10 <sup>-4</sup> -5,43 x10 <sup>-2</sup> )	13,30	0,07	4,03 (0,32-51,73)
Viçosa, MG	960	1,23 $\pm$ 0,16	2,37 x10 <sup>-5</sup> (1,01x10 <sup>-5</sup> -4,30x10 <sup>-5</sup> )	2,61x10 <sup>-4</sup> (1,43x10 <sup>-4</sup> -6,25x10 <sup>-4</sup> )	13,67	0,06	46,58 (9,03-240,81)
Guaíra, SP	1050	0,20 $\pm$ 0,03	1,25x10 <sup>-4</sup> (2,35x10 <sup>-5</sup> -5,83x10 <sup>-4</sup> )	250,51 (11,46-36360,80)	9,38	0,31	245,54 (5,10-11861,50)

N = Número total de insetos utilizado em cada bioensaio. IC = Intervalo de confiança. CL = Concentração letal. IC95% - intervalo de confiança a 95%

RR = Razão de Resistência. P = Probabilidade.

Tabela 8: Teste diagnóstico de falha de controle baseado na sobrevivência mínima requerida de 80% para populações de Bemisia tabaci. Mortalidades seguidas por asterisco (\*) são significativamente diferentes da concentração comercial recomendada, através do teste Z ( $p < 0,05$ ).

Populações	Inseticidas						
	Azadiractina	Cartape	Clorantraniliprole	Diafentiurom	Espiromesifeno	Imidacloprido	Lambda-cialotrina
Araguari-MG	48,33*	85,00	31,67*	95,00	65,83*	79,17	41,67*
Brazlândia-DF	34,17*	74,17	81,67	96,67	95,00	98,33	93,33
Cristalina-DF	34,17*	72,5*	70,00*	35,83*	30,83*	77,50	90,83
Domingos Martins-ES	43,33*	100,00	86,67	100,00	62,5*	85,00	81,67
Gama-DF	77,50	99,17	72,5*	96,67	95,83	89,17	86,67
Goiânia-GO	28,33*	57,5*	48,33*	36,67*	57,5*	79,17	43,33*
Guaira-SP	36,67*	100,00	74,17	95,00	95,00	100,00	62,5*
IAC-SP	84,17	100,00	93,33	100,00	97,50	100,00	100,00
Jaíba-MG	64,17*	75,83	65,83*	95,00	44,17*	65*	53,33*
Patos de Minas-MG	75,00	100,00	77,50	84,17	87,50	95,83	75,83
Taquara-DF	68,33*	86,67	31,67*	89,17	38,33*	92,50	54,17*
Viçosa-MG	30,83*	75,83	81,67	83,33	73,33*	91,67	38,33*

## 5 – LITERATURA CITADA

Ahmad, M., Arif, M., Ahmad, Z., Denholm, I., 2002. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. *Pest Management Science* 58, 203-208.

Amjad, M., Bashir, M., Afzal, M., Khan, M., 2009. Efficacy of Some Insecticides Against Whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) Infesting Cotton under Field Conditions. *Pakistan Journal of Life and Social Sciences* 7, 140-143.

Barbosa, L., Yuki, V., Marubayashi, J., De Marchi, B., Perini, F., Pavan, M., de Barros, D., Ghanim, M., Moriones, E., Navas-Castillo, J., Krause-Sakateá, R., 2015. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. *Pest Management Science* 71, 501–504.

Bacci, L., Crespo, A.L.B., Galvan, T.L., Pereira, E.J.G., Picanço, M.C., Silva, G.A., Chediak, M., 2007. Toxicity of insecticides to the sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. *Pest Management Science* 63, 699-706.

Basit, M., Saeed, S., Saleem, M., Denholm, I., Shah, M., 2013. Detection of resistance, cross-resistance, and stability of resistance to new chemistry insecticides in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology* 106, 1414–1422.

Brasil, 1995. Normas e exigências para execução de testes de produtos químicos para fins de registro no MAPA, in: MAPA - Ministério da Agricultura, p.e.d.a. (Ed.), Brasília.

Brattstein, L., Holyoke Jr., C., Leeper, J., Raffa, K., 1986. Insecticide Resistance: Challenge to Pest Management and Basic Research. *Science* 231, 1255-1260

Byrne, F., Castle, S., Prabhaker, N., Toscano, N., 2003. Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. *Pest Management Science* 59, 347–352.

Caballero, R., Cyman, S., Schuster, D., 2013a. Baseline Susceptibility of *Bemisia tabaci*, Biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) to Chlorantraniliprole in Southern Florida. *Florida Entomologist* 96, 1002-1008.

Caballero, R., Cyman, S., Schuster, D., 2013b. Monitoring Insecticide Resistance in Biotype B of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Florida. *Florida Entomologist* 96, 1243-1256.

Castle, S., Merten, P., Prabhaker, N., 2014. Comparative susceptibility of *Bemisia tabaci* to imidacloprid in field- and laboratory-based bioassays. *Pest Management Science* 70, 1538–1546.

Castle, S., Palumbo, J., Prabhaker, N., Horowitz, A., Denholm, I., 2010. Ecological determinants of *Bemisia tabaci* resistance to insecticides, In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer, Amsterdam, The Netherlands, pp. 423-465.

De Barro, P., 1995. *Bemisia tabaci* biotype B: a review of its biology, distribution and control. CSIRO Division of Entomology Technical Paper, Canberra, Australia.

De Barro, P., Liu, S., Boykin, L., Dinsdale, A., 2011. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annual Review of Entomology* 56, 1-19.

Dittrich, V., Hassan, S., Ernst, G., 1985. Sudanese cotton and the whitefly: a case study on the emergence of a new primary pest. *Crop Protection* 4, 161-176.

El Kady, H., Devine, G., 2003. Insecticide resistance in Egyptian populations of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science* 59, 865–871.

FAO, 2012. *International Code of Conduct on the Distribution and Use of Pesticides. Guidelines on Prevention and Management of Pesticide Resistance*, p. 57.

Feng, R., Isman, M., 1995. Selection for resistance to azadirachtin in the green peach aphid, *Myzus persicae*. *Experientia* 51, 831–833.

Fernandez, E., Grávalos, C., Haro, P., Cifuentes, D., Bielza, P., 2009. Insecticide resistance status of *Bemisia tabaci* Q Biotype in south-eastern Spain. *Pest Management Science* 65, 885–891.

Fontes, F., Colombo, C., Lourenção, A., 2010. Caracterização Molecular e Divergência Genética de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em Diferentes Culturas e Locais de Cultivo. *Neotropical Entomology* 39, 221-226.

Frohlich, D., Torres-Jerez, I., Bedford, I., Markham, P., Brown, J., 1999. A phylogeographical analysis of the *Bemisia tabaci* species complex based on mitochondrial DNA markers. *Molecular Ecology* 8, 1683–1691.

Global Invasive Species Database. Disponível em: <http://www.issg.org/database>. Acesso em: Jun 10 2015].

He, X., Zhao, T., Zhang, B., Zhao, L., Yang, M., Yu, W., Hou, X., 2012. Susceptibility of *Bemisia tabaci* to insecticide and characterization of its resistance gene expression (in chinese with english abstract). *Jiangsu Journal of Agricultural Sciences* 28, 482-486.

He, Y., Weng, Q., Huang, J., Liang, Z., Lin, G., Wu, D., 2007. Insecticide resistance of *Bemisia tabaci* field populations (in chinese with english abstract). *Chinese Journal of Applied Ecology* 18, 1578–1582.

Horowitz, A., Antignus, Y., Gerling, D., 2011. Management of *Bemisia tabaci* whiteflies In: Thompson, W. (Ed.), *The Whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera:

Aleyrodidae) Interaction with Geminivirus-Infected Host Plants: *Bemisia tabaci*, Host Plants and Geminiviruses. Springer, pp. 293–322.

Horowitz, A., Denholm, I., Morin, S., 2007. Resistance to insecticides in the TYLCV vector, *Bemisia tabaci*. , In: Czosnek, H. (Ed.), Tomato Yellow Leaf Curl Virus Disease. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 305–325.

Horowitz, A., Kontsedalov, S., Khasdan, V., Ishaaya, I., 2005. Biotypes B and Q of *Bemisia tabaci* and their relevance to neonicotinoid and pyriproxyfen resistance. Archives of Insect Biochemistry and Physiology 58, 216-225.

Houndété, T., Kétoh, G., Hema, O., Brévault, T., Glitho, I., Martin, T., 2010. Insecticide resistance in field populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in West Africa. Pest Management Science 11 1181–1185.

Isman, M., 2002. Insect antifeedants. Pesticide Outlook 13.

Jones, D., 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. European Journal of Plant Pathology 109, 195-219.

Kontsedalov, S., Gottlieb, Y., Ishaaya, I., Nauen, R., Horowitz, A., Ghanim, M., 2009. Toxicity of spiromesifen to the developmental stages of *Bemisia tabaci* biotype B. Pest Management Science 65, 5-13.

Kumar, P., Poehling, M., Borgemeister, C., 2005. Effects of different application methods of Neem against Sweetpotato Whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae) on Tomato plants. Journal of Applied Entomology 129, 889-897.

Lahm, G., Cordova, D., Barry, J., 2009. New and selective ryanodine receptor activators for insect control. Bioorganic & Medicinal Chemistry 17, 4127–4133.

Li, X., Degain, B., Harpold, V., Marcon, P., Nichols, R., Fournier, A., Naranjo, S., Palumbo, J., Ellsworth, P., 2012. Baseline susceptibilities of B- and Q-biotype *Bemisia tabaci* to anthranilic diamides in Arizona. Pest Management Science 68, 83-91.

Lima, L., Campos, L., Moretzsohn, M., Návia, D., de Oliveira, M., 2002. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) Populations in Brazil revealed by RAPD markers. Genetics and Molecular Biology 25, 217-223

Mann, R., Schuster, D., Cordero, R., Toapanta, M., 2012. Baseline toxicity of spiromesifen to biotype B of *Bemisia tabaci* in Florida. Florida Entomologist 95.

Onstad, D., 2008. Major issues in insect resistance management, In: DW, O. (Ed.), Insect resistance management: biology, economics and prediction. Academic Press, Burlington, MA.

Otoidobiga, L., Vincent, C., Stewart, R., 2003. Field Efficacy and Baseline Toxicities of Pyriproxyfen, Acetamiprid, and Diafenthiuron Against *Bemisia tabaci* Gennadius

(Homoptera: Aleyrodidae) in Burkina Faso (West Africa). *Journal of Environmental Science and Health* 38, 757–769.

Palumbo, J., Horowitz, A., Prabhaker, N., 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 739-765.

Peshin, R., Dhawan, A., 2009. *Integrated Pest Management: Innovation-Development Process*. Springer, Dordrecht, The Netherlands

Prabhaker, N., Castle, S., Buckelew, L., Toscano, N., 2008. Baseline Susceptibility of *Bemisia tabaci* B Biotype (Homoptera: Aleyrodidae) Populations from California and Arizona to Spiromesifen. *Journal of Economic Entomology* 101, 174-181.

Ragab, A., 2013. Genetic variability of the whitefly *Bemisia tabaci* and its secondary endosymbionts in the Arabian Peninsula. King Abdullah University of Science and Technology, Thuwal, Kingdom of Saudi Arabia.

Robertson, J., Preisler, H., 1992. *Pesticide bioassays with arthropods*. CRC Press, London.

Roditakis, E., Roditakis, N., Tsagkarakou, A., 2005. Insecticide resistance in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations from Crete. *Pest Management Science* 61, 577–582.

Roush, R., Miller, G., 1986. Considerations for design of insecticide resistance monitoring programs. *Journal of Economic Entomology* 79, 293-298.

Santillán-Ortega, C., Rodríguez-Maciél, J., Lopez-Collados, J., Díaz-Gomez, O., Lagunes-Tejeda, A., Carrillo-Martínez, J., Bernal, J., Robles-Bermúdez, A., Aguilar-Medel, S., Silva-Aguayo, G., 2011. Susceptibility of Females and Males of *Bemisia tabaci* (Gennadius) B-Biotype and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) to Thiamethoxam. *Southwestern Entomologist* 36, 167-176.

SAS Institute Inc., 2000. *SAS user's guide*, 9.0 ed. SAS Institute Inc., Cary, NC.

Shadmany, M., Omar, D., Muhamad, R., 2015. Biotype and insecticide resistance status of *Bemisia tabaci* populations from Peninsular Malaysia. *Journal of Applied Entomology* 139, 67–75.

Siegwart, M., Grailot, B., Lopez, C., Besse, S., Bardin, M., Nicot, P., Lopez-Ferber, M., 2015. Resistance to bio-insecticides or how to enhance their sustainability: a review. *Frontiers in Plant Science* 6, 381.

Silva, L., Omoto, C., Bleicher, E., Dourado, P., 2009. Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) no Brasil. *Neotropical Entomology* 38, 116-125.

Simon, C., Frati, F., Beckenback, A., Crespi, B., Liu, H., Flook, P., 1994. Evolution, weighting and phylogenetic utility of it gene-sequences and a compilation of conserved

polymerase chain-reaction primers. . *Annals of the Entomological Society of America* 87, 651-701.

SINDIVEG (Sindicato Nacional da Indústria de Produtos para Defesa Vegetal). Disponível em: <http://www.sindiveg.org.br/>. Acesso em: Jun 10 2015].

Vassiliou, V., Emmanouilidou, M., Perrakis, A., Morou, E., Vontas, J., Tsagkarakou, A., Roditakis, E., 2011. Insecticide resistance in *Bemisia tabaci* from Cyprus. *Insect Science* 18, 30–39.

Wang, Z., Yan, H., Yang, Y., Wu, Y., 2010. Biotype and insecticide resistance status of the whitefly *Bemisia tabaci* from China. *Pest Management Science* 66, 1360–1366.

Whalon, M., Mota-Sanchez, D., Hollingworth, R., 2008. *Global Pesticide Resistance in Arthropods*. CABI, Oxfordshire. 169pp.

Xie, W., Liu, Y., Wang, S., Wu, Q., Pan, H., Yang, X., Guo, L., Zhang, Y., 2014. Sensitivity of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to Several New Insecticides in China: Effects of Insecticide Type and Whitefly Species, Strain, and Stage. *Journal of Insect Science* 14, 261.

Yu, J., 2008. *The toxicology and biochemistry of insecticides*. CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton, FL. 380pp.

## CAPÍTULO 2

Formatado de acordo com a revista Crop Protection

### **DEPENDÊNCIA ESPACIAL DA RESISTÊNCIA A INSETICIDAS E INCIDÊNCIA DE ENDOSSIMBIONTES EM POPULAÇÕES DO BIÓTIPO B DE MOSCA-BRANCA (*Bemisia tabaci*)**

#### **RESUMO**

A mosca-branca (*Bemisia tabaci*) é uma das pragas mais sérias da agricultura em toda região tropical e subtropical do mundo. Sabe-se que ela possui o simbiote primário *Candidatus Portiera aleyrodidarum*, assim como seis simbioses secundários que afetam a mosca-branca de diversas formas. Na tentativa de diminuir os prejuízos que esta praga causa, inseticidas são utilizados de forma indiscriminada nas lavouras. Isso causa forte pressão de seleção e favorece a evolução da resistência nesses insetos. Para evitar que a situação se torne irreversível, o auxílio da geoestatística pode ser relevante para o monitoramento da praga e de sua possível resistência no campo. Assim, o objetivo desse trabalho foi detectar espacialmente os endossimbiontes presentes em *B. tabaci*, além da resistência desse inseto a dois inseticidas, em uma área contínua pertencente a dois municípios do estado de Goiás, Brasil. Além da utilização da ferramenta geoestatística, verificou-se a presença de correlações entre a incidência dos endossimbiontes encontrados em *B. tabaci* e a mortalidade causada pelos inseticidas espiromesifeno e lambda-cialotrina. Houve moderada a alta mortalidade de moscas-

brancas na área estudada na exposição ao inseticida lambda-cialotrina com 24 e 48 horas de avaliação. Já no teste com espiromesifeno, baixas a moderadas mortalidades foram encontrados nos períodos de avaliação. Não foram encontrados os endossimbiontes *Wolbachia*, *Cardinium* e *Arsenophonus*. Dentre os endossimbiontes encontrados, a área estudada apresentou heterogeneidade com relação à frequência dos endossimbiontes *Hamiltonella* sp. e *Rickettsia* sp. Verificou-se uma correlação positiva entre a incidência de *Hamiltonella* sp. e de *Rickettsia* sp., além de uma correlação entre a mortalidade de *B. tabaci* causado pelos inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno. Também houve uma correlação entre a incidência de *Rickettsia* sp. e a mortalidade causada por lambda-cialotrina. Estudos sobre o monitoramento da resistência correlacionando esses fatores com os endossimbiontes presentes nessa praga devem ser utilizados para o desenvolvimento de um efetivo programa de manejo de resistência a inseticidas no campo

**Palavras-chave: Bemisia tabaci; resistência; endossimbiontes; monitoramento; geostatística.**

## 1 – INTRODUÇÃO

A mosca-branca (*Bemisia tabaci*) é um pequeno hemíptero (0,6-2mm), sugador de seiva, considerado uma das pragas mais sérias da agricultura e horticultura em toda região tropical e subtropical do mundo, tendo sido registradas mais de 900 espécies de plantas hospedeiras, desde plantas daninhas até cultivares (Oliveira et al., 2001; Simmons et al., 2008). Recentemente estabeleceu-se que *B. tabaci* fosse considerado um complexo de espécies crípticas composto por 11 grupos bem definidos, contendo pelo menos 36 espécies morfológicamente indistintas, definidos como biótipos (Dinsdale et al., 2010; De Barro et al., 2011). Dentre elas, a espécie críptica MEAM1 (biótipo B) ocorre com maior frequência e abundância no Brasil (Lima et al., 2002).

Assim como todos os insetos são colonizados por microrganismos, sejam eles no seu exoesqueleto, intestino, hemolinfa ou mesmo dentro de células especializadas, o mesmo ocorre com a mosca-branca (Douglas, 2015). Sabe-se que ela possui o simbionte primário do gênero *Candidatus Portiera aleyrodidarum* dentro de estruturas denominadas bacteriócitos, assim como seis simbiontes secundários dos gêneros *Arsenophonus*, *Cardinium*, *Fritschea*, *Hamiltonella*, *Rickettsia* e *Wolbachia* (Baumann, 2005; Gottlieb et al., 2006). Estes endossimbiontes são capazes de afetar a mosca-branca seja em relação à nutrição, reprodução, transmissão do Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV), seja até aumentando sua resistência a inseticidas (Ghanim and Kotsedalov, 2009; Rosell et al., 2010; Su et al., 2013).

A tática mais comumente empregada para a diminuição dos prejuízos que esta praga causa é a utilização intensa e indiscriminada de inseticidas nas lavouras (Jones, 2003; Horowitz et al., 2011). Isso acaba agravando ainda mais a resistência a inseticidas nesses insetos (Palumbo et al., 2001; Horowitz et al., 2007). Uma vez que inseticidas

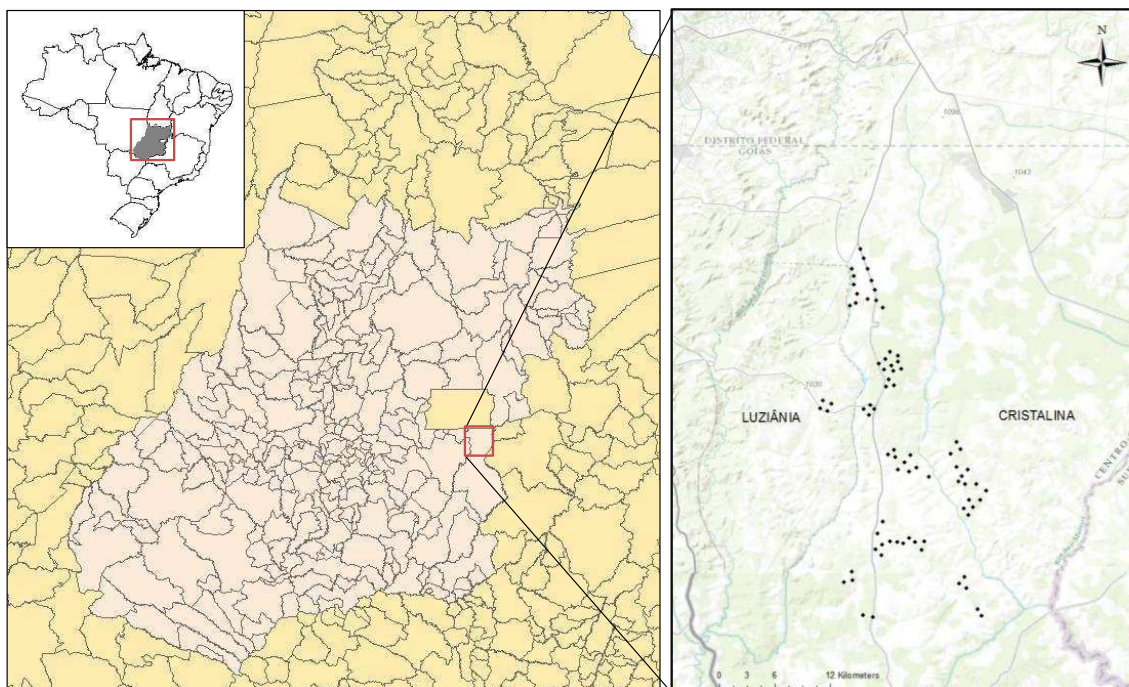
convencionais perdem sua eficácia, novos inseticidas com os mais diversos ingredientes ativos passam a ser utilizados (Kontsedalov et al., 2009; Li et al., 2012; Caballero et al., 2013; Prabhaker et al., 2014). Além disso, há a possibilidade de se detectar resistência cruzada entre os compostos, por esses apresentarem mecanismos de resistência comuns (Feng et al., 2010; Gorman et al., 2010; Basit et al., 2013).

Na tentativa de evitar que a situação se torne irreversível na cultura de interesse, adoções de algumas medidas como o monitoramento da praga e de sua possível resistência são cruciais. A utilização da geoestatística pode auxiliar na compreensão da estrutura espacial das populações de *B. tabaci* com relação à dinâmica do inseto na área de estudo e os processos a ele relacionados (Byrne et al., 1996; Naranjo et al., 2010). Exemplos de trabalhos nesse sentido são aqueles onde se relaciona a presença de *B. tabaci* com o vírus TYLCV (Poulson et al., 1996; Della Vechia et al., 2007). Contudo, não há informações sobre padrões espaciais de resistência a inseticidas em populações de mosca-branca e as associações com seus endossimbiontes. Desse modo, o objetivo desse trabalho foi detectar espacialmente a frequência dos endossimbiontes de *B. tabaci*, além da resistência desse inseto a dois inseticidas, em uma área contínua do estado de Goiás, Brasil, pertencente a dois municípios produtores de tomate, feijão e algodão, onde a incidência e prejuízos por mosca-branca são expressivos.

## 2 - MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1 – Coleta das amostras

O estudo foi conduzido em uma área de 680 km<sup>2</sup> (40 x 17 km) entre as cidades de Luziânia-GO e Cristalina-GO (Figura 1), devido à intensa utilização de inseticidas nos cultivos dessas regiões associado à abundância de mosca-branca. Utilizou-se 80 pontos georreferenciados para coleta de *B. tabaci*. Os insetos foram coletados entre Maio e Outubro de 2014 em diversas plantas hospedeiras, como tomate (*Solanum lycopersicum*), algodão (*Gossypium hirsutum*), feijão (*Phaseolus vulgaris*) e soja (*Glycine max*).



**Figura 1:** Mapa com localização geográfica dos locais de coleta das populações de *Bemisia tabaci*.

## 2.2 – Bioensaio de resistência a inseticidas

Dois inseticidas foram usados nos experimentos. Um neurotóxico (lambda-cialotrina SC, 50 g/L de i.a., Syngenta Proteção de Cultivos Ltda., São Paulo-SP, Brazil) e um inibidor da síntese de lipídeos (espiromesifeno SC, 240 g/L de i.a., Bayer Cropscience Ltda, São Paulo-SP, Brazil). Os inseticidas foram diluídos em solução de água destilada e surfactante não iônico (Tween ® 80, sigma-Aldrich, São Paulo, SP, Brazil) na concentração de 0,03% v/v.

Utilizou-se o método de exposição por contato residual conforme descrito por Dittrich et al. (1985). Plantas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) foram cultivadas em vasos de 1,5 L em condições de casas de vegetação e livres de insetos. Entre três e seis semanas após a germinação das plantas, folhas cotiledonares eram retiradas, lavadas e imersas em água destilada. Posteriormente, cortavam-se as folhas em formato de discos de 2,2 cm de diâmetro e estes eram imersos em calda inseticida por dez segundos. Após secos, cada disco foliar, com a parte abaxial voltada para cima, foi colocado sobre uma solução de 1,5 mL de ágar-água em tubos de ensaio de fundo chato (2,2 cm diâmetro x 8,3 cm altura). Liberavam-se trinta insetos adultos em cada um dos tubos. Após essa etapa, os tubos foram mantidos de forma invertida em suportes de isopor, fechando-se a parte inferior com voil. Os tubos foram acondicionados em estufas BOD à temperatura  $25 \pm 5^\circ\text{C}$ , UR  $75 \pm 5\%$  e fotoperíodo de 12 horas.

### **2.2.1 – Mortalidade causada por inseticidas**

Utilizou-se as concentrações de  $4,26 \times 10^{-3}$  e  $4,36 \times 10^{-3}$  para os inseticidas espiromesifeno e lambda-cialotrina, respectivamente, correspondente às CL90 desses compostos para a população de Cristalina-GO obtida no capítulo 1. Para cada ponto de amostragem na área estudada foram utilizadas quatro repetições com 20 indivíduos cada, totalizando 80 insetos por inseticida, além de um controle sem o uso de inseticida, consistindo de apenas água e surfactante como descrito anteriormente. As moscas-brancas eram consideradas mortas quando detectado ausência de movimento ou movimentos lentos e desordenados (moribundo) quando o indivíduo era tocado levemente por um pincel de cerdas finas. As avaliações de mortalidade dos insetos foram realizadas 24 e 48 h após a liberação nos tubos.

### **2.3 – Frequências de endossimbiontes e biotipagem em *B. tabaci***

Em cada ponto de amostragem na área estudada foram coletados dez insetos para verificar a presença de endossimbiontes e a biotipagem de *B. tabaci*. Esses insetos foram conservados em álcool absoluto até a análise. O DNA de cada adulto de mosca-branca foi extraído conforme protocolo descrito em Frohlich et al. (1999), adaptado por Ragab (2013). Analisou-se a biotipagem e presença de endossimbiontes na mosca-branca através da técnica de reação de polimerase em cadeia (PCR). Oitocentos indivíduos foram verificados utilizando primers específicos que tinham como alvo o gene mCOI para a biotipagem do inseto e o genes 16S do DNA ribossomal (rDNA) das bactérias *Portiera*, *Hamiltonella*, *Rickettsia*, *Wolbachia* e *Cardinium*, além do 23S rDNA da bactéria *Arsenophonus* (Tabela 1). As análises de PCR foram realizadas em

soluções com volume final de 12,4 µL, contendo 3 µL da amostra de DNA extraído, solução tampão 5X (Phoneutria Biotecnologia), desoxirribonucleotídeo trifosfato (dNTP) (2,5 mM), 5 mM de cada primer (forward e reverse) e 1U da enzima Taq polimerase (Phoneutria Biotecnologia). As condições para os ciclos de amplificação no termociclador (Vapo Protect Eppendorf Thermal Cycler) foram: desnaturação inicial a 95 °C por quatro minutos, seguido por 35 ciclos (94 °C por 30 segundos, 50-60 °C por 45 segundos e 72 °C por dois minutos), com extensão final de 72 °C por 10 minutos (Tabela 1).

Os produtos de DNA amplificados foram visualizados através da técnica de eletroforese em gel 1% de agarose e brometo de etídio. Dessa forma, observou-se a frequência dessas bactérias nas moscas brancas coletadas em cada ponto. Com o objetivo de confirmar as espécies dos endossimbiontes, algumas amostras foram preparadas e enviadas para sequenciamento na empresa MacroGen Inc., na Coreia do Sul.

Tabela 1: Primers e condições de PCR utilizados no estudo.

Gene alvo	Primer	Sequência do primer (5'- 3')	Temperatura de anelamento	Tamanho do produto (pb)	Referência
B. tabaci	C1-J-2195	TTGATTTTTGGTCATCCAGAAGT	52	~800	(Khasdan et al., 2005)
mtCO1	L2-N-3014	TCCAATGCACTAATCTGCCATATTA			
Portiera	Por-F	TGCAAGTCGAGCGGCATCAT	60	~1000	(Zchori-Fein and Brown, 2002)
16S rDNA	Por-R	AAAGTTCCTCCGCTTATGCGT			
Rickettsia	Rb-F:	GCTCAGAACGAACGCTATC	60	~900	(Gottlieb et al., 2006)
16S rDNA	Rb-R	GAAGGAAAGCATCTCTGC			
Hamiltonella	Ham-F	TGAGTAAAGTCTGGGAATCTGG	60	~700	(Zchori-Fein and Brown, 2002)
16S rDNA	Ham-R	CCCGGGAACGTATTCACCGTAG			
Wolbachia	Wol-16S-F	CGGGGGAAAAATTTATIGCT	55	~700	(Heddi et al., 1999)
16S rDNA	Wol-16S-R	AGCTGTAATACAGAAAGTAAA			
Arsenophonus	Ars23S-1	CGTTTGATGAATTCATAGTCAAA	60	~600	(Thao et al., 2000)
23S rDNA	Ars23S-2	GGTCTCCAGTTAGTGTTACCCAAC			
Cardinium	Ch-F	TACTGTAAGAATAAGCACCGGC	58	~400	(Weeks et al., 2003)
16S rDNA	Ch-R	GTGGATCACTTAACGCTTTTCG			

## 2.4 – Análises estatísticas

Os valores da mortalidade de *B. tabaci* e a frequência de endossimbiontes foram submetidos às análises geoestatísticas. Assim, utilizou-se o método de Krigagem do tipo ordinária para interpolação de dados espaciais. Foram escolhidos os melhores modelos teóricos que se adaptavam aos modelos experimentais de semivariogramas, utilizando como parâmetros o índice de dependência espacial (IDE) e a validação cruzada.

O índice de dependência espacial (IDE) é a razão entre a contribuição (C) e o patamar ( $C_0+C$ ) expresso em porcentagem, conforme a fórmula abaixo:

$$IDE = \left( \frac{C}{C + C_0} \right) \times 100$$

A dependência espacial é considerada fraca quando o índice é menor do que 25%, moderada se estiver entre 25% e 75%, e forte quando a razão for maior que 75% (Morris, 1999; Zimback, 2001).

A validação cruzada é uma técnica para avaliação da qualidade da krigagem (Isaaks and Srivastava, 1989). Para isso, cada ponto analisado é temporariamente descartado e estima-se o seu valor utilizando os pontos remanescentes. Comparam-se os valores dos dados estimados com aqueles dos dados amostrados, o que possibilita a avaliação da média dos erros de predição. Assim, quanto mais próximo de zero o valor dos erros de predição, maior a qualidade da krigagem. Dessa forma, para cada conjunto de dados foram gerados os semivariogramas e mapas de interpolação da área estudada. As análises espaciais foram realizadas utilizando o software ArcGis versão 10.0 (ESRI, 2011).

A relação entre a mortalidade de *B. tabaci* expostas aos inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno no período de 24 horas e as frequências dos

endossimbiontes encontrados nos pontos de coleta foi submetida à análise de correlação de Pearson (PROC CORR; SAS Institute 2000), ambos com  $P=0,05$ .

### 3 – RESULTADOS

A análise dos semivariogramas mostrou que há dependência espacial em todos os casos estudados. No bioensaio de mortalidade causada por inseticidas, o modelo de semivariograma que melhor descreveu a estrutura espacial para moscas-brancas expostas ao inseticida lambda-cialotrina, tanto no período de 24 quanto 48 horas, foi o exponencial (Figuras 1 e 3). Na análise da validação cruzada, a média dos erros de predição e o erro padrão de predição para o ensaio do período de 24 horas foi de  $2,25 \times 10^{-4}$  e 0,10, respectivamente. Na avaliação em 48 horas, a média dos erros de predição foi de  $-5,98 \times 10^{-5}$ , e o erro padrão de predição foi de 0,08. Verificou-se que o IDE (índice de dependência espacial) para as mortalidades avaliadas em 24 horas foi de 62,6%, enquanto na avaliação da mortalidade em 48 horas esse índice equivaleu a 31,31%. A dependência do ponto de coleta de *B. tabaci* para as mortalidades desses insetos a lambda-cialotrina em 24 e 48 horas foram, respectivamente, 6,26 e 10,74 km. No mapa com as mortalidades no período de 24 horas interpolado através de krigagem observa-se que existem áreas ao norte e, principalmente a noroeste com prevalência de moderada mortalidade (entre 60 e 70%) (Figura 2). No período de 48 horas, na maior parte no mapa predomina a alta mortalidade de *B. tabaci* (entre 75-85%) (Figura 4).

No teste com o inseticida espiromesifeno no período de 24 horas, o modelo exponencial também foi o que se adaptou melhor a estrutura espacial da mortalidade da mosca-branca (Figura 5). Contudo, no período de 48 horas para o mesmo inseticida, o modelo utilizado foi o gaussiano (Figura 7). A validação cruzada para o semivariograma da avaliação da mortalidade com 24 horas apresentou a média dos erros de predição de  $1,84 \times 10^{-4}$  e o erro padrão de predição de 0,11. Já no período de 48 horas, a média dos erros de predição foi de  $-2,75 \times 10^{-6}$ , ao passo que o erro padrão de predição foi de 0,08.

O índice de dependência espacial para as mortalidades de *B. tabaci* avaliadas em 24 horas de contato com esse inseticida foi de 94,40%, enquanto em 48 horas correspondeu a 63,41%. Na avaliação da dependência do local de coleta dos insetos sobre a mortalidade a espiromesifeno, verificou-se a distância de 5,36 km na avaliação de 24 horas e 7,15 km no de 48 horas. O mapa gerado através da krigagem para as mortalidades a esse inseticida em 24 horas mostra que ao norte e na parte sudeste há manchas com níveis de mortalidades baixas (50-55%). No restante do mapa, a mortalidade é ainda menor (entre 30 e 45%) (Figura 6). Já no mapa da mortalidade com exposição por 48 horas, há uma maior mortalidade de forma geral, mas na área central do mapa ainda existem áreas com baixa mortalidade de mosca-branca (50-55%) (Figura 8).

Pela biotipagem, verificou-se que os insetos avaliados pertenciam ao biótipo B de *B. tabaci*. No bioensaio de frequência de endossimbiontes foi encontrada a bactéria *Candidatus Portiera aleyrodidarum* (simbionte obrigatório) em todos os insetos analisados, mostrando que a extração de DNA foi bem sucedida nas amostras testadas. Em contrapartida, não foi encontrado as bactérias facultativas *Wolbachia* sp., *Cardinium* sp. e *Arsenophonus* sp. em nenhuma das amostras analisadas. Portanto, a frequência destas espécies simbiontes não puderam ser utilizadas nas análises espaciais, ao contrário das espécies de endossimbiontes secundários *Hamiltonella* sp., e *Rickettsia* sp.

O modelo de semivariograma que melhor descreveu a frequência dos endossimbiontes facultativos *Hamiltonella* sp. e *Rickettsia* sp. foi o modelo exponencial (Figuras 9 e 11). No teste de validação cruzada para a frequência de *Hamiltonella* sp., a média dos erros de predição e o erro padrão de predição foram, respectivamente,  $-7,81 \times 10^{-5}$  e 0,21. Para a frequência de *Rickettsia* sp., os valores foram  $-1,96 \times 10^{-4}$  para a

média dos erros de predição e 0,21 para o erro padrão de predição. Verificando-se o índice de dependência espacial (IDE) da frequência de *Hamiltonella* sp. observada foi de 33,22%, enquanto para a *Rickettsia* sp. foi de 100%. As distâncias máximas de interferência do ponto de coleta de *B. tabaci* para as frequências da bactéria *Hamiltonella* sp. encontrada nesses insetos foi de 8,05 km. Já a mesma distância máxima quando verificado a frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. foi de 5,25 km. Com relação ao mapa com as frequências de *Hamiltonella* sp. interpoladas por krigagem, percebe-se uma maior quantidade desse endossimbionte em *B. tabaci* presentes na parte central em direção ao sul (80 a 90%) (Figura 10). Por sua vez, o mapa com frequências de *Rickettsia* sp. se mostrou bastante heterogêneo, com focos de grande frequência (entre 80-100%) dessa bactéria na região central e no extremo norte (entre 80-85%) (Figura 12).

Através das análises de correlação de Pearson constatou-se que houve relação significativa e positiva entre a mortalidade de *B. tabaci* por lambda-cialotrina e a mortalidade desse inseto por espiromesifeno ( $P = 0.002$ ;  $r = 0,35$ ) (Figura 13). Os fatores mortalidade a lambda-cialotrina em 24 horas e a frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. também apresentaram correlação significativa e positiva ( $P = 0,03$ ;  $r = 0,25$ ) (Figura 14), assim como a frequência de *Hamiltonella* sp. em relação à frequência de *Rickettsia* sp. ( $P = 0,05$ ;  $r = 0.22$ ) (Figura 15). Todas as outras correlações entre os fatores em questão não foram significantes ( $P > 0,05$ ).

#### 4 – DISCUSSÃO

A mosca-branca apresenta grande dinamismo em suas populações em campo, seja devido a sua alta demografia, ou devido as suas constantes dispersões (Naranjo et al., 2010). Como *B.tabaci* é um inseto pequeno, a dispersão e colonização de novas áreas são processos controlados em parte ativamente pelo seu batimento de asas (pode durar até duas horas) e parte passivamente, carregadas por correntes de vento (Gatehouse, 1997; Riis and Nachman, 2006). Byrne (1999) encontrou um padrão bimodal de dispersão de *B. tabaci*, ocorrendo picos de captura de indivíduos próximos à área de liberação e a 2,2 km de distância. A maior distância onde foram encontrados insetos foi de sete quilômetros.

No presente estudo foi verificado considerável heterogeneidade nos mapas de mortalidade aos inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno, assim como para a incidência de simbiontes no campo. A heterogeneidade do ambiente é capaz de afetar a dispersão da mosca-branca, através da estruturação da paisagem no que se refere aos hospedeiros, seja para alimentação, oviposição ou abrigo. Apesar de ser um inseto generalista, sabe-se que a mosca-branca apresenta certa preferência por algumas espécies, e mesmo variedades dentro de uma mesma espécie (Fancelli and Vendramim, 2002; Omondi et al., 2005; Villas Bôas, 2009; Oliveira et al., 2010). Como outros insetos herbívoros, possivelmente essa escolha se deve à qualidade nutricional do alimento, menor teor de metabolitos secundários ou mesmo menor quantidade de defesas físicas na planta (Inbar et al., 2001; Inbar and Gerling, 2008). Já no caso da detecção do biótipo B entre os indivíduos coletados, houve uniformidade na área estudada. Esse complexo de espécies ocorre no Brasil, prevalentemente, como espécie

críptica MEAM1 (biótipo B), sendo que apenas recentemente houve a detecção do biótipo Q (espécie críptica MED) na região sul do país (Barbosa et al., 2015).

No bioensaio para verificar a mortalidade de *B. tabaci* ao piretróide lambda-cialotrina, o teste de validação cruzada para o modelo de semivariograma que melhor descreveu a estrutura espacial apresentou erros médios de predição de  $2,25 \times 10^{-4}$  e  $-5,98 \times 10^{-5}$ , nos períodos de 24 e 48 horas, respectivamente. Segundo Isaaks and Srivastava (1989), nesse teste quanto mais próximo de zero, melhor o modelo escolhido. O índice de dependência espacial para o teste em 24 horas foi de 62,6%, enquanto na avaliação da mortalidade em 48 horas esse índice equivaleu a 31,31%. Assim, a dependência espacial para ambos casos é considerada moderada (Morris, 1999; Zimback, 2001). Com relação ao alcance prático dos semivariogramas, foram constatados valores máximos de 6,26 e 10,74 km para os períodos de avaliação a esse inseticida, o que sugere que pontos de amostragem com distâncias maiores a essas em um raio de avaliação não estão relacionados, sendo considerados, portanto, independentes entre si. Por ser um piretróide, a lambda-cialotrina atua se ligando aos canais de sódio, causando um atraso no seu fechamento, o que leva à excessiva neuroexcitação e, conseqüentemente, a morte dos insetos devido à hiperatividade (Casida and Durkin, 2013). Piretróides sintéticos geralmente são efetivos contra várias pragas agrícolas a doses pequenas (Casida and Durkin, 2013). Apesar disso, já foram descritos casos de resistência ao piretróide lambda-cialotrina na China, Egito e Israel (Ahmad et al., 2002; El Kady and Devine, 2003; He et al., 2007). No capítulo 1, observou-se que diversas populações dos estados de Goiás, Distrito Federal, Minas Gerais e São Paulo apresentaram altos níveis de resistência. No presente estudo, as mortalidades da mosca-branca na área variaram de 60 a 85% na área estudada.

O teste de validação cruzada se mostrou satisfatório para a escolha do semivariograma na análise da mortalidade de moscas-brancas ao inseticida espiromesifeno, uma vez que os erros médios de predição tiveram valores próximos de zero, tanto com 24 quanto 48 horas de exposição ( $1,84 \times 10^{-4}$  e  $-2,75 \times 10^{-6}$ ). Houve alta dependência espacial para avaliação em 24 horas, enquanto para 48 horas ela foi considerada moderada (Morris, 1999; Zimback, 2001). Dessa forma, verificou-se que o alcance prático dos semivariogramas de 5,36 km para a avaliação de 24 horas e 7,15 km para 48 horas demonstra que pontos avaliados com raio menores ou iguais a esses estão correlacionados, sendo dependentes entre si. O inseticida espiromesifeno, um derivado do ácido tetrônico, atua inibindo a enzima acetil coenzima A carboxilase, impedindo a síntese de lipídeos no inseto (Bretschneider et al., 2003). Possivelmente, pode haver uma eficácia imediata menor comparada com inseticidas neurotóxicos, pois seria necessário o consumo da reserva lipídica do inseto para causar sua morte. Nesse estudo, foram encontradas mortalidades baixas na área estudada, variando de 30 a 55% nos períodos avaliados. Contudo, Prabhaker et al. (2008) encontraram níveis de resistência moderados em ninfas de *B. tabaci* no Arizona e Califórnia (EUA). No capítulo 1 desse trabalho, as populações de Taquara e Cristalina foram consideradas resistentes.

Na avaliação de incidência de endossimbiontes na mosca-branca, não foram encontrados os endossimbiontes secundários *Wolbachia* sp., *Cardinium* sp. e *Arsenophonus* sp.. Assim, eles foram desconsiderados nos estudos de dependência espacial. Essas bactérias foram encontradas em pequeno número ou mesmo ausentes na espécie críptica MEAM1 em diversos trabalhos (Chu et al., 2011; Bing et al., 2013; Zchori-Fein et al., 2014). Possivelmente, o biótipo ou uma correlação negativa com a presença de *Hamiltonella* sp. e/ou *Rickettsia* sp. possa afetar o número daqueles endossimbiontes ausentes nesse estudo. Os dois testes para os melhores modelos

teóricos que se adaptavam aos modelos experimentais de semivariogramas foram satisfatórios para a incidência dos endossimbiontes, sendo que a validação cruzada apresentou valores de erros médios preditos próximos de zero para *Hamiltonella* sp. e *Rickettsia* sp. e o IDE (índice de dependência espacial) foi de, respectivamente, 33,22%, e 100%. O alcance prático foi de 8,05 km para a incidência de *Hamiltonella* sp. e 5,25 km para *Rickettsia* sp. Cass et al. (2015) encontrou alta frequência de *Rickettsia* sp. em populações da espécie críptica MEAM1 de *B. tabaci* nos EUA. No Japão, Fujiwara et al. (2015) encontrou *Hamiltonella* sp. em todas populações pertencentes ao biótipo B. No presente trabalho foram encontradas focos na área estudada com alta incidência dos endossimbiontes *Hamiltonella* sp. (80 a 90%) e *Rickettsia* sp. (80 a 100%).

Através da avaliação de correlação de Pearson, apurou-se que há correlação positiva entre a incidência dos dois endossimbiontes. Sabe-se que a *Hamiltonella* sp. possui importante papel na nutrição e no desenvolvimento de *B. tabaci*, no auxílio da transmissão do TYLCV (Tomato Yellow Leaf Curl Virus) e na supressão das defesas induzidas em plantas de tomate (Gottlieb et al., 2010; Su et al., 2014; Su et al., 2015). *Rickettsia* sp. está associada ao aumento da taxa de fecundidade, maior sobrevivência da fase adulta e aumento da tolerância ao calor pelo inseto (Brumin et al., 2011; Himler et al., 2011). Dessa forma, a atuação conjunta desses endossimbiontes potencializa a capacidade das moscas-brancas como praga daquela área. Apesar disso, Ghanim and Kotsedalov (2009) observaram que a presença de alta densidade da bactéria *Rickettsia* sp. pode aumentar significativamente a suscetibilidade a inseticidas. Segundo esses autores, isso pode estar relacionado com o custo do fitness associado às altas densidades dos bacteriomas (células que hospedam os endossimbiontes) em *B. tabaci* e a necessidade fisiológica de controlar essas células através do sistema de defesa do inseto. No presente estudo, também houve correlação positiva entre a frequência do

endossimbionte *Rickettsia* sp. com a mortalidade causada pelo inseticida lambda-cialotrina.

Pela análise de correlação de Pearson, verificou-se que há, também, correlação positiva para a mortalidade de mosca-branca entre os inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno. Isso pode ser explicado pela ocorrência de resistência cruzada entre esses inseticidas. A resistência cruzada pode ocorrer através de três mecanismos: aumento da destoxificação metabólica (como no caso da enzima P450 monooxigenase), mutações no sítio de ação do inseticida ou fatores físicos como redução da penetração cuticular (Yu, 2008). Whalon et al. (2008) argumentam que na resistência cruzada, inseticidas novos, como o espiromesifeno utilizado neste trabalho, podem ter problemas com resistência devido a um histórico de utilização prévia de pesticidas sintéticos convencionais.

Estudos anteriores descreveram como ocorre a dinâmica populacional da mosca-branca em diversos cultivos (Naranjo and Flint, 1995; Riis and Nachman, 2006; Rodrigues et al., 2010; Zhao et al., 2011). Sequeira et al. (2009) observaram uma variação espaço-temporal na abundância desse inseto em cultivos de algodão e cucurbitáceas na Austrália. Associações entre a dinâmica populacional da traça-do-tomateiro (*Tuta absoluta*) e a resistência a diversos inseticidas foram observadas em populações no Brasil (Silva et al., 2011; Gontijo et al., 2013). O presente estudo possui o mérito de ser o primeiro a descrever a distribuição espacial da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B relacionada à incidência de seus endossimbiontes e de sua resistência a inseticidas. Além disso, nesse trabalho verificou-se baixa mortalidade de mosca-branca em toda a área estudada associado à exposição da CL90 do inseticida espiromesifeno, o que é preocupante, uma vez que esse inseticida é novo no Brasil. A possível razão disso

é o uso abusivo desse pesticida, ou a existência de resistência cruzada com outro inseticida previamente usado contra estas populações.

Estudos sobre o monitoramento da resistência no campo são pré-requisitos para o desenvolvimento de um efetivo programa de manejo de resistência a inseticidas (Sivasupramaniam et al., 1997). Dessa forma, incentiva-se fortemente futuros trabalhos envolvendo a estrutura espacial de *B. tabaci* em termos de resistência a inseticidas distintos dos utilizados nesse estudo, correlacionando esses fatores com os endossimbiontes presentes nessa praga, além da observação de aspectos bioquímicos e fisiológicos envolvidos.

## 5 – LITERATURA CITADA

- Ahmad, M., Arif, M., Ahmad, Z., Denholm, I., 2002. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. *Pest Management Science* 58, 203-208.
- Barbosa, L., Yuki, V., Marubayashi, J., De Marchi, B., Perini, F., Pavan, M., de Barros, D., Ghanim, M., Moriones, E., Navas-Castillo, J., Krause-Sakate, R., 2015. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. *Pest Management Science* 71, 501–504.
- Basit, M., Saeed, S., Saleem, M., Denholm, I., Shah, M., 2013. Detection of resistance, cross-resistance, and stability of resistance to new chemistry insecticides in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology* 106, 1414–1422.
- Baumann, P., 2005. Biology of bacteriocyte-associated endosymbionts of plant sapsucking insects. *Annual Review of Microbiology* 59, 155–189.
- Bing, X.-L., Ruan, Y.-M., Rao, Q., Wang, X.-W., Liu, S.-S., 2013. Diversity of secondary endosymbionts among different putative species of the whitefly *Bemisia tabaci*. *Insect Science* 20, 194-206.
- Bretschneider, T., Benet-Buchholz, J., Fischer, R., Nauen, R., 2003. Spirodiclofen and Spiromesifen - Novel Acaricidal and Insecticidal Tetrionic Acid Derivatives with a New Mode of Action. *CHIMIA International Journal for Chemistry* 57, 697-701.
- Brumin, M., Kontsedalov, S., Ghanim, M., 2011. *Rickettsia* influences thermotolerance in the whitefly *Bemisia tabaci* B biotype. *Insect Science* 18, 57-66.
- Byrne, D.N., 1999. Migration and dispersal by the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci*. *Agricultural and Forest Meteorology* 97, 309-316.
- Byrne, D.N., Rathman, R.J., Orum, T.V., Palumbo, J.C., 1996. Localized Migration and Dispersal by the Sweet Potato Whitefly, *Bemisia tabaci*. *Oecologia* 105, 320-328.
- Caballero, R., Cyman, S., Schuster, D., 2013. Baseline Susceptibility of *Bemisia tabaci*, Biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) to Chlorantraniliprole in Southern Florida. *Florida Entomologist* 96, 1002-1008.
- Casida, J.E., Durkin, K.A., 2013. Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. *Annual Review of Entomology* 58, 99-117.
- Cass, B.N., Yallouz, R., Bondy, E.C., Mozes-Daube, N., Horowitz, A.R., Kelly, S.E., Zchori-Fein, E., Hunter, M.S., 2015. Dynamics of the Endosymbiont *Rickettsia* in an Insect Pest. *Microbial Ecology* 70, 287-297.

- Castle, S., Palumbo, J., Prabhaker, N., Horowitz, A., Denholm, I., 2010. Ecological determinants of *Bemisia tabaci* resistance to insecticides, In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer, Amsterdam, The Netherlands, pp. 423-465.
- Chu, D., Gao, C.S., De Barro, P., Zhang, Y.J., Wan, F.H., Khan, I.A., 2011. Further insights into the strange role of bacterial endosymbionts in whitefly, *Bemisia tabaci*: Comparison of secondary symbionts from biotypes B and Q in China. *Bulletin of Entomological Research* 101, 477-486.
- De Barro, P., Liu, S., Boykin, L., Dinsdale, A., 2011. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annual Review of Entomology* 56, 1-19.
- Dinsdale, A., Cook, L., Riginos, C., Buckley, Y., De Barro, P., 2010. Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea) mitochondrial CO1 to identify species level genetic boundaries. *Annals of the Entomological Society of America* 103, 196-208.
- Douglas, A., 2015. Multiorganismal insects: diversity and function of resident microorganisms. *Annual Review of Entomology* 60, 17-34.
- El Kady, H., Devine, G., 2003. Insecticide resistance in Egyptian populations of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest Management Science* 59, 865-871.
- ESRI, R., 2011. ArcGIS desktop: release 10, Environmental Systems Research Institute, CA.
- Fancelli, M., Vendramim, J.D., 2002. Development of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biotype B on *Lycopersicon* spp. genotypes. *Scientia Agricola* 59, 665-669.
- Feng, Y., Wu, Q., Wang, S., Chang, X., Xie, W., Xu, B., Zhang, Y., 2010. Cross-resistance study and biochemical mechanisms of thiamethoxam resistance in B-biotype *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest management science* 66, 313-318.
- Fujiwara, A., Maekawa, K., Tsuchida, T., 2015. Genetic groups and endosymbiotic microbiota of the *Bemisia tabaci* species complex in Japanese agricultural sites. *Journal of Applied Entomology* 139, 55-66.
- Gatehouse, A.G., 1997. Behavior and ecological genetics of wind-borne migration by insects. *Annual Review of Entomology* 42, 475-502.
- Ghanim, M., Kontsedalov, S., 2009. Susceptibility to insecticides in the Q biotype of *Bemisia tabaci* is correlated with bacterial symbiont densities. *Pest Management Science* 65, 939-942.

Gontijo, P.C., Picanço, M.C., Pereira, E.J.G., Martins, J.C., Chediak, M., Guedes, R.N.C., 2013. Spatial and temporal variation in the control failure likelihood of the tomato leaf miner, *Tuta absoluta*. *Annals of Applied Biology* 162, 50-59.

Gorman, K., Slater, R., Blande, J., Clarke, A., Wren, J., McCaffery, A., Denholm, I., 2010. Cross-resistance relationships between neonicotinoids and pymetrozine in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Pest management science*, 66 1186-1190.

Gottlieb, Y., Ghanim, M., Chiel, E., Gerling, D., Portnoy, V., Steinberg, S., Tzuri, G., Horowitz, A., Belausov, E., Mozes-Daube, N., Kontsedalov, S., Gershon, M., Gal, S., Katzir, N., Zchori-Fein, E., 2006. Identification and localization of a *Rickettsia* sp in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Applied and Environmental Microbiology* 72, 3646–3652.

Gottlieb, Y., Zchori-Fein, E., Mozes-Daube, N., Kontsedalov, S., Skaljic, M., Brumin, M., Sobol, I., Czosnek, H., Vavre, F., Fleury, F., Ghanim, M., 2010. The Transmission Efficiency of Tomato Yellow Leaf Curl Virus by the Whitefly *Bemisia tabaci* Is Correlated with the Presence of a Specific Symbiotic Bacterium Species. *Journal of Virology* 84, 9310-9317.

He, Y., Weng, Q., Huang, J., Liang, Z., Lin, G., Wu, D., 2007. Insecticide resistance of *Bemisia tabaci* field populations (in chinese with english abstract). *Chinese Journal of Applied Ecology* 18, 1578–1582.

Heddi, A., Grenier, A., Khatchadourian, C., Charles, H., Nardon, P., 1999. Four intracellular genomes direct weevil biology: Nuclear, mitochondrial, principal endosymbiont, and *Wolbachia*. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 96, 6814–6819.

Himler, A.G., Adachi-Hagimori, T., Bergen, J.E., Kozuch, A., Kelly, S.E., Tabashnik, B.E., Chiel, E., Duckworth, V.E., Dennehy, T.J., Zchori-Fein, E., Hunter, M.S., 2011. Rapid Spread of a Bacterial Symbiont in an Invasive Whitefly Is Driven by Fitness Benefits and Female Bias. *Science* 332, 254-256.

Horowitz, A., Antignus, Y., Gerling, D., 2011. Management of *Bemisia tabaci* whiteflies In: Thompson, W. (Ed.), *The Whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) Interaction with Geminivirus-Infected Host Plants: *Bemisia tabaci*, Host Plants and Geminiviruses. Springer, pp. 293–322.

Horowitz, A., Denholm, I., Morin, S., 2007. Resistance to insecticides in the TYLCV vector, *Bemisia tabaci*. , In: Czosnek, H. (Ed.), *Tomato Yellow Leaf Curl Virus Disease*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 305–325.

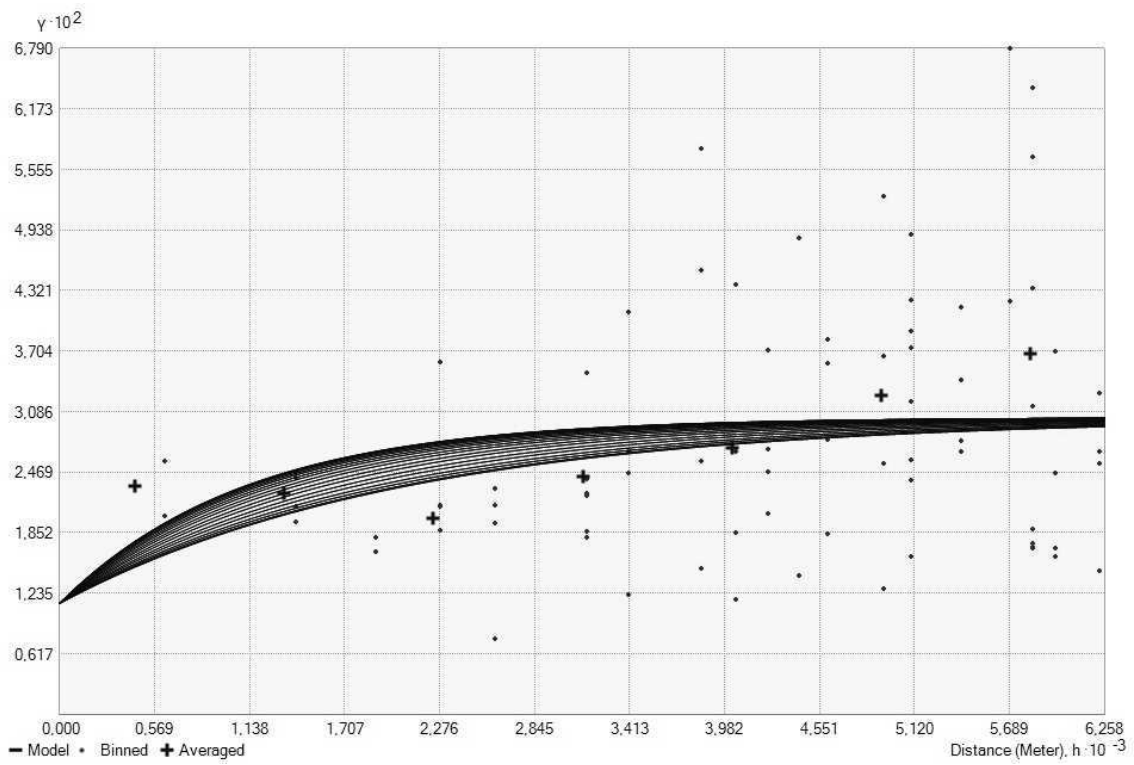
Inbar, M., Doostdar, H., Gerling, D., Mayer, R.T., 2001. Induction of systemic acquired resistance in cotton by BTH has a negligible effect on phytophagous insects. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 99, 65-70.

Inbar, M., Gerling, D., 2008. Plant-Mediated Interactions Between Whiteflies, Herbivores, and Natural Enemies. *Annual Review of Entomology* 53, 431-448.

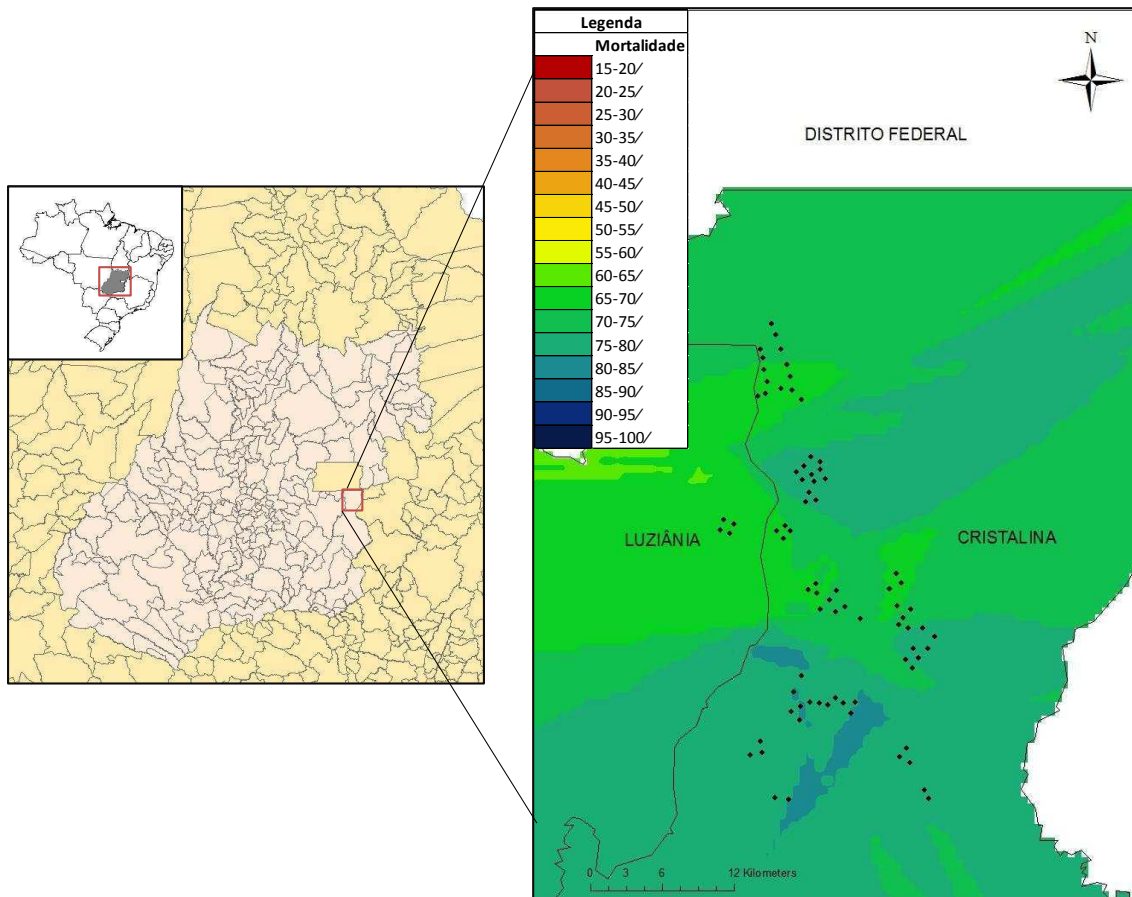
- Isaaks, E.H., Srivastava, R.M., 1989. An introduction to applied geostatistics. Oxford University Press, New York. 592pp.
- Jones, D., 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology* 109, 195-219.
- Khasdan, V., Levin, I., Rosner, A., Morin, S., Kontsedalov, S., Maslenin, L., Horowitz, A., 2005. DNA markers for identifying biotypes B and Q of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and studying population dynamics. *Bulletin of Entomological Research* 95, 605–613.
- Kontsedalov, S., Gottlieb, Y., Ishaaya, I., Nauen, R., Horowitz, A., Ghanim, M., 2009. Toxicity of spiromesifen to the developmental stages of *Bemisia tabaci* biotype B. *Pest Management Science* 65, 5-13.
- Li, X., Degain, B., Harpold, V., Marcon, P., Nichols, R., Fournier, A., Naranjo, S., Palumbo, J., Ellsworth, P., 2012. Baseline susceptibilities of B- and Q-biotype *Bemisia tabaci* to anthranilic diamides in Arizona. *Pest Management Science* 68, 83-91.
- Lima, L., Campos, L., Moretzsohn, M., Návia, D., de Oliveira, M., 2002. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) Populations in Brazil revealed by RAPD markers. *Genetics and Molecular Biology* 25, 217-223
- Morris, S.J., 1999. Spatial distribution of fungal and bacterial biomass in southern Ohio hardwood forest soils: fine scale variability and microscale patterns. *Soil Biology and Biochemistry* 31, 1375-1386.
- Naranjo, S.E., Castle, S.J., De Barro, P.J., Liu, S.-S., 2010. Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*, In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer, Amsterdam, The Netherlands, pp. 185-226.
- Naranjo, S.E., Flint, H.M., 1995. Spatial Distribution of Adult *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Cotton and Development and Validation of Fixed-Precision Sampling Plans for Estimating Population Density. *Environmental Entomology* 24, 261-270.
- Oliveira, M., Henneberry, T., Anderson, P., 2001. Host, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 709-723.
- Oliveira, S.O.D., Martins, H.A.G., Souza, R.E.T.d., Souza, F.A.M.G., Michereff-Filho, M., Boiteux, L.S., 2010. Resistência de diferentes acessos de *Solanum* spp. (seção *Lycopersicon*) à mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B. *Horticultura Brasileira* 28, S744-S750.
- Omondi, B.A., Sseruwagi, P., Obeng-Ofori, D., Danquah, E.Y., Kyerematen, R.A., 2005. Mating interactions between okra and cassava biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on eggplant. *International Journal of Tropical Insect Science* 25, 159-167.

- Palumbo, J., Horowitz, A., Prabhaker, N., 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 739-765.
- Prabhaker, N., Castle, S., Buckelew, L., Toscano, N., 2008. Baseline Susceptibility of *Bemisia tabaci* B Biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) Populations from California and Arizona to Spiromesifen. *Journal of Economic Entomology* 101, 174-181.
- Prabhaker, N., Castle, S., Perring, T., 2014. Baseline Susceptibility of *Bemisia tabaci* B Biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) Populations From California and Arizona to Spirotetramat. *Journal of Economic Entomology* 107, 773-780.
- Riis, L., Nachman, G., 2006. Migration, trapping and local dynamics of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). *Agricultural and Forest Entomology* 8, 233-241.
- Rodrigues, T.R., Fernandes, M.G., Santos, H.R.d., 2010. Distribuição espacial de *Aphis gossypii* (Glover) (Hemiptera, Aphididae) e *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera, Aleyrodidae) em algodoeiro Bt e não-Bt. *Revista Brasileira de Entomologia* 54, 136-143.
- Rosell, R., Blackmer, J., Czosnek, H., Inbar, M., 2010. Mutualistic and dependent relationships with other organisms., In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer Amsterdam, The Netherlands, pp. 161-183.
- SAS Institute Inc., 2000. SAS user's guide, 9.0 ed. SAS Institute Inc., Cary, NC.
- Sequeira, R.V., Shields, A., Moore, A., De Barro, P., 2009. Inter-seasonal population dynamics and pest status of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B in an Australian cropping system. *Bulletin of Entomological Research* 99, 325-335.
- Silva, G.A., Picanço, M.C., Bacci, L., Crespo, A.L.B., Rosado, J.F., Guedes, R.N.C., 2011. Control failure likelihood and spatial dependence of insecticide resistance in the tomato pinworm, *Tuta absoluta*. *Pest Management Science* 67, 913-920.
- Simmons, A., Harrison, H., Ling, K., 2008. Forty-nine new host plant species for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Journal of Entomological Science* 11, 385-390.
- Sivasupramaniam, S., Dennehy, T.J., Williams, L.I., 1997. Management of Pyrethroid-Resistant Whiteflies in Arizona Cotton: Selection, Cross-Resistance, and Dynamics. *Proceedings Beltwide Cotton Production Research Conference*. National Cotton Council, Memphis, TN. pp.1252-1258.
- Su, Q., Oliver, K.M., Xie, W., Wu, Q., Wang, S., Zhang, Y., 2015. The whitefly-associated facultative symbiont *Hamiltonella defensa* suppresses induced plant defences in tomato. *Functional Ecology*, n/a-n/a.

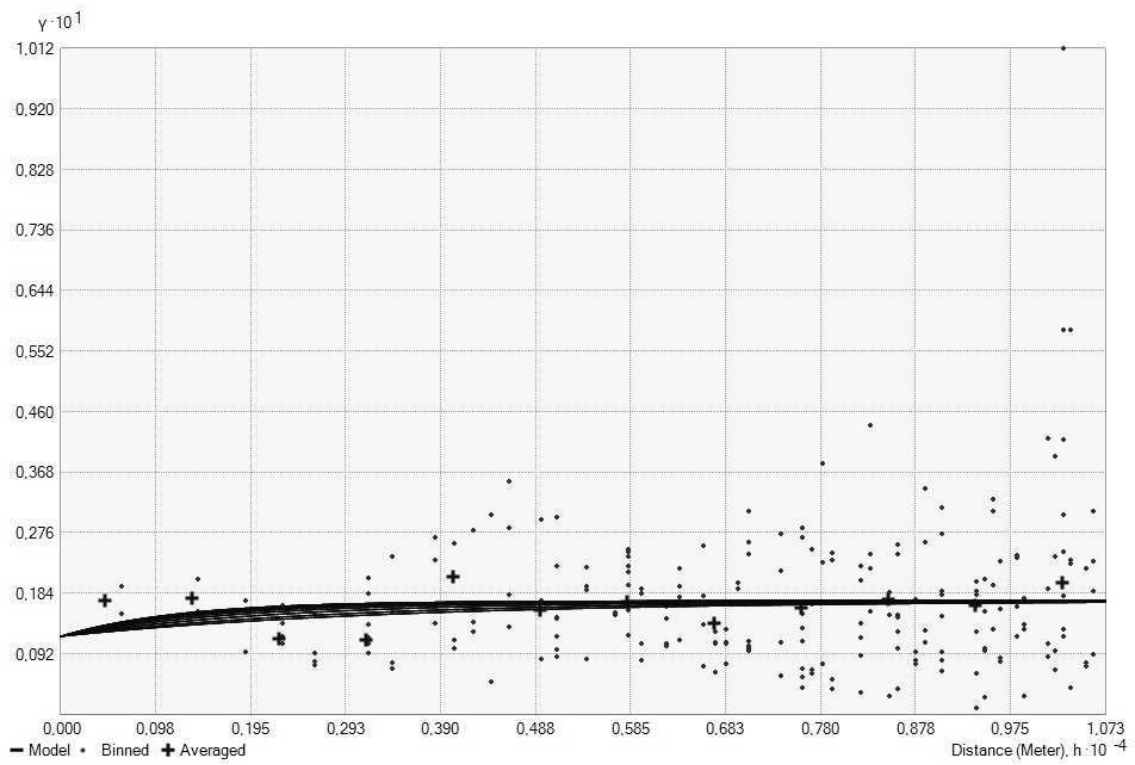
- Su, Q., Pan, H., Liu, B., Chu, D., Xie, W., Wu, Q., Wang, S., Xu, B., Zhang, Y., 2013. Insect symbiont facilitates vector acquisition, retention, and transmission of plant virus. *Scientific Reports* 3.
- Su, Q., Xie, W., Wang, S., Wu, Q., Liu, B., Fang, Y., Xu, B., Zhang, Y., 2014. The Endosymbiont *Hamiltonella* Increases the Growth Rate of Its Host *Bemisia tabaci* during Periods of Nutritional Stress. *PLoS ONE* 9, e89002.
- Thao, M.L., Moran, N.A., Abbot, P., Brennan, E.B., Burckhardt, D.H., Baumann, P., 2000. Cospeciation of Psyllids and Their Primary Prokaryotic Endosymbionts. *Applied and Environmental Microbiology* 66, 2898-2905.
- Villas Bôas, G.L.V., 2009. Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI). Embrapa Hortaliças.
- Weeks, A., Velten, R., Stouthamer, R., 2003. Incidence of a new sex-ratio-distorting endosymbiotic bacterium among arthropods. *Proceedings of the Royal Society Series B* 270, 1857–1865.
- Whalon, M., Mota-Sanchez, D., Hollingworth, R., 2008. *Global Pesticide Resistance in Arthropods*. CABI, Oxfordshire. 169pp.
- Yu, J., 2008. *The toxicology and biochemistry of insecticides*. CRC Press, Taylor and Francis Group, Boca Raton, FL. 380pp.
- Zchori-Fein, E., Brown, J., 2002. Diversity of prokaryotes associated with *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America* 95, 711–718.
- Zchori-Fein, E., Lahav, T., Freilich, S., 2014. Variations in the identity and complexity of endosymbiont combinations in whitefly hosts. *Frontiers in Microbiology* 5, 310.
- Zhao, J., Zheng, F., Wang, Y., Ye, B., Zhao, X., Mu, H., Hao, L., 2011. Geostatistical analysis of spatial patterns of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adults in tobacco field, *Industrial Electronics and Applications (ICIEA), 2011 6th IEEE Conference on*, pp. 2394-2398.
- Zimback, C., 2001. Análise espacial de atributos químicos de solos para fins de mapeamento da fertilidade do solo. Tese (Livre-Docência)–Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, p. 114.



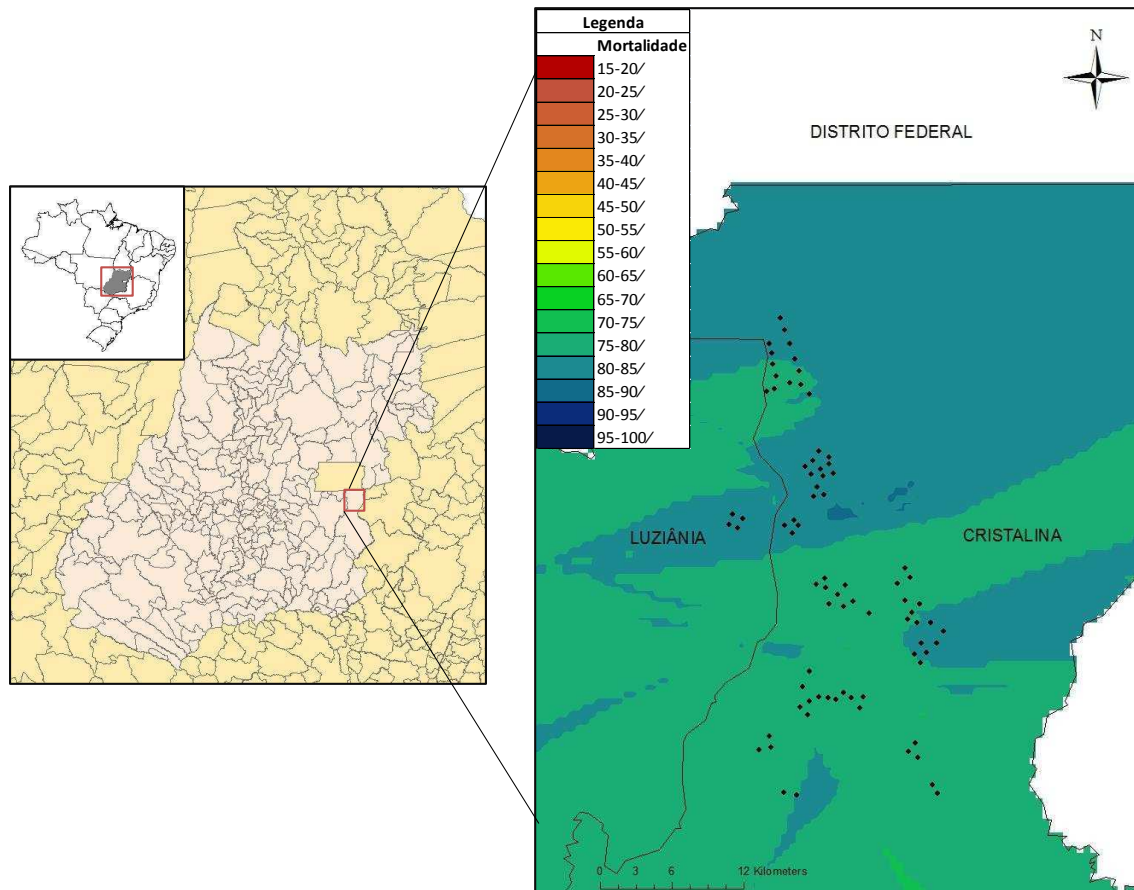
**Figura 1: Semivariograma da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida lambda-cialotrina no período de 24 horas.**



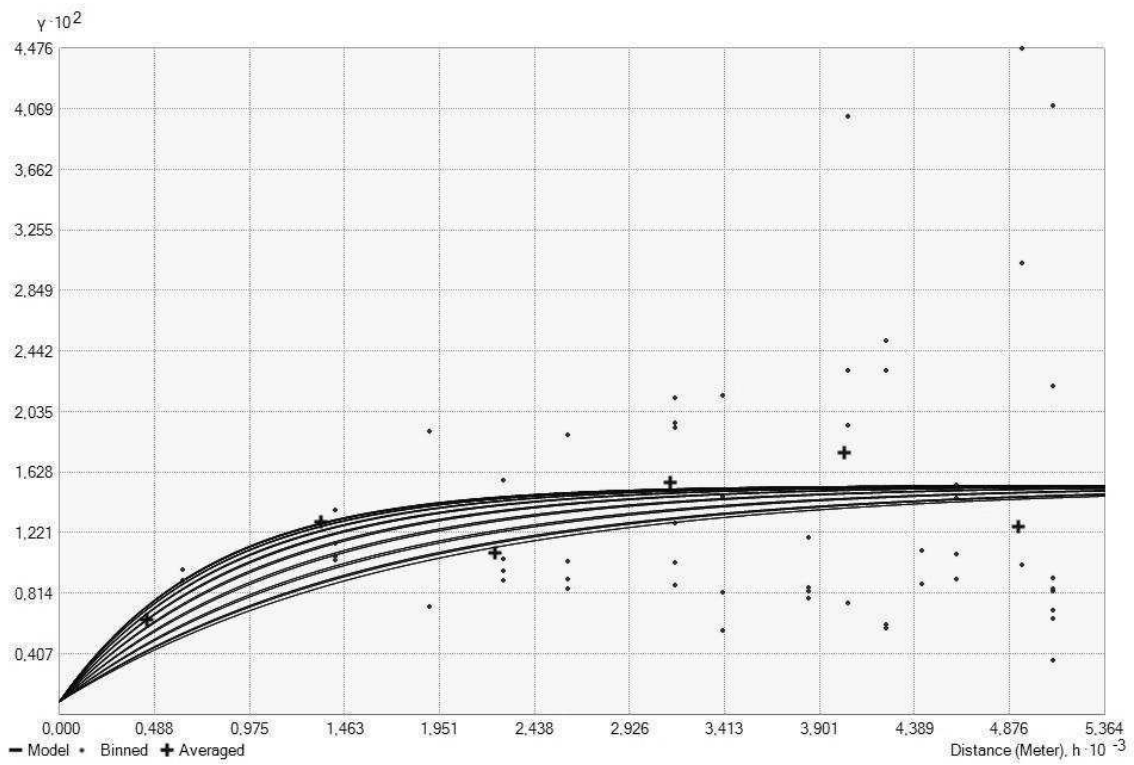
**Figura 2:** Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida lambda-cialotrina no período de 24 horas nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.



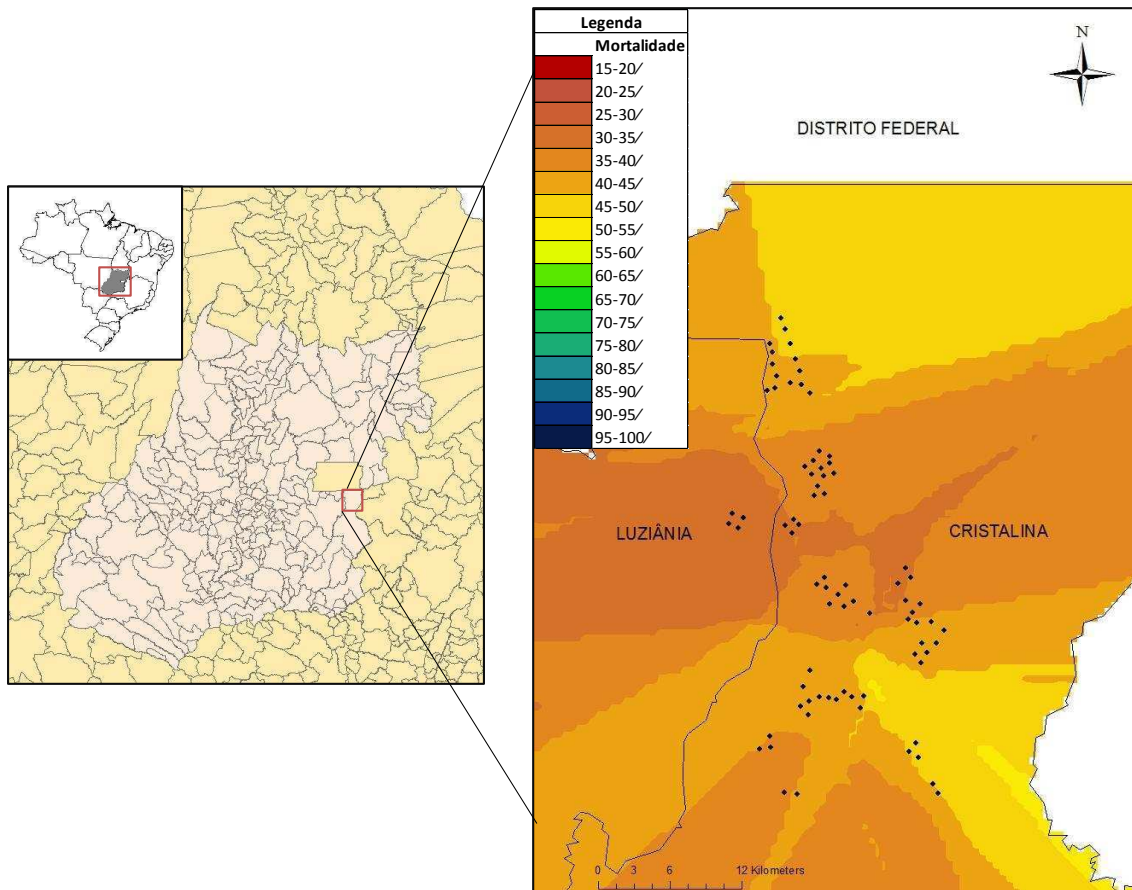
**Figura 3: Semivariograma da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida lambda-cialotrina no período de 48 horas.**



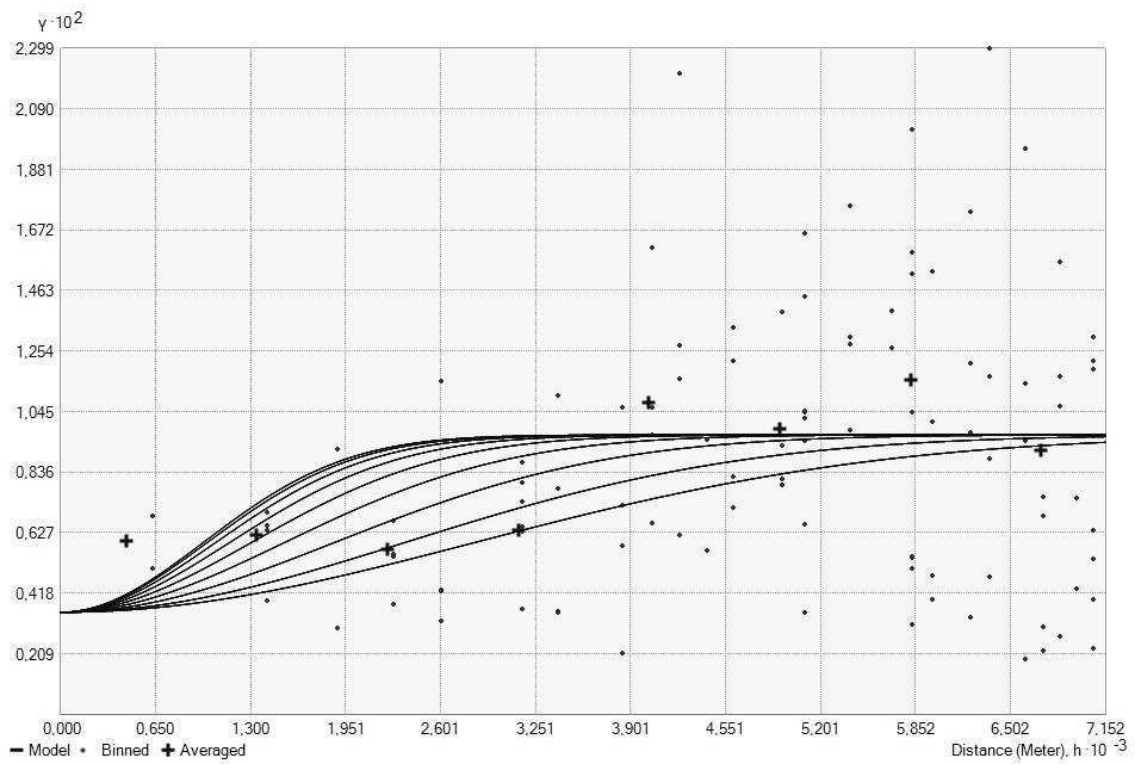
**Figura 4:** Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida lamba-cialotrina no período de 48 horas nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.



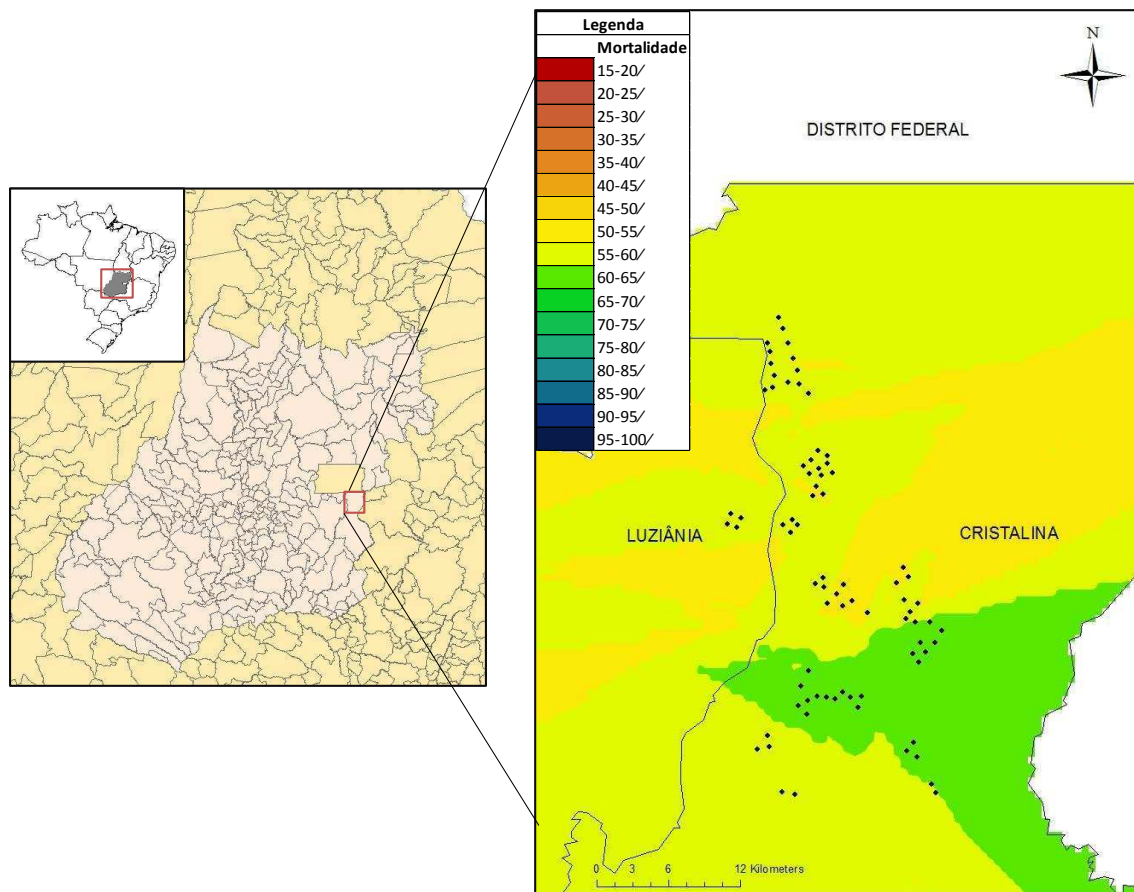
**Figura 5: Semivariograma da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida espiromesifeno no período de 24 horas.**



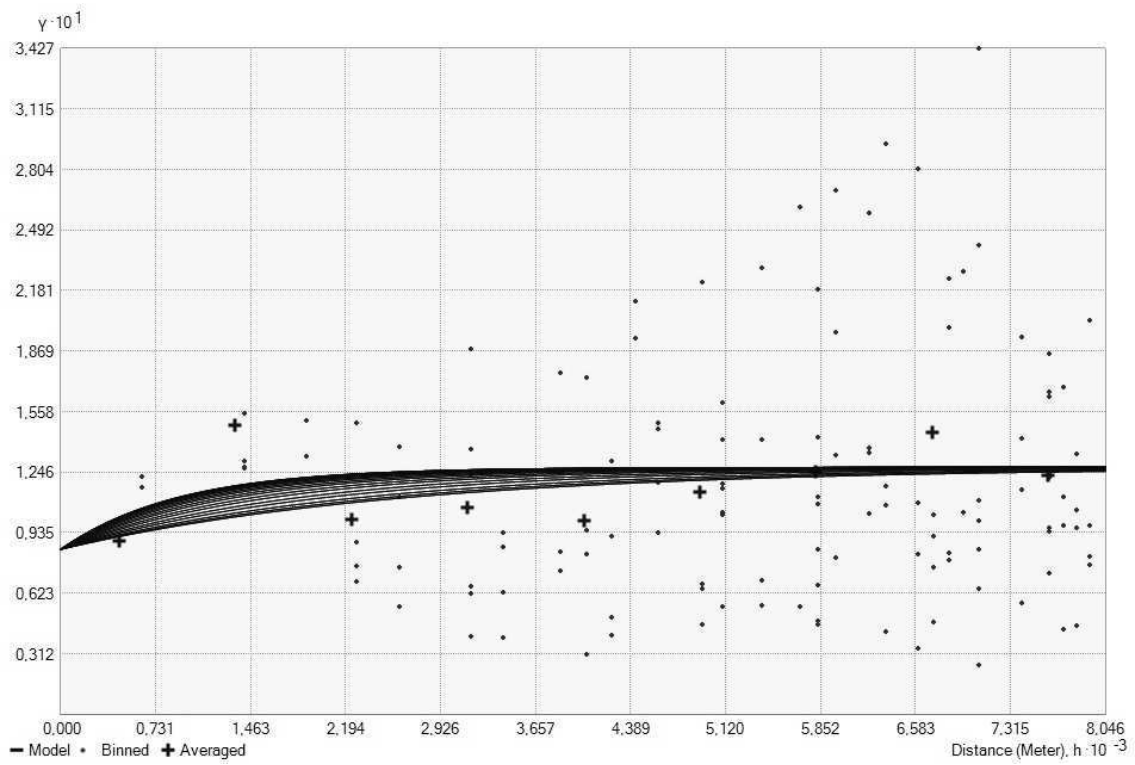
**Figura 6: Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida espiromesifeno no período de 24 horas nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.**



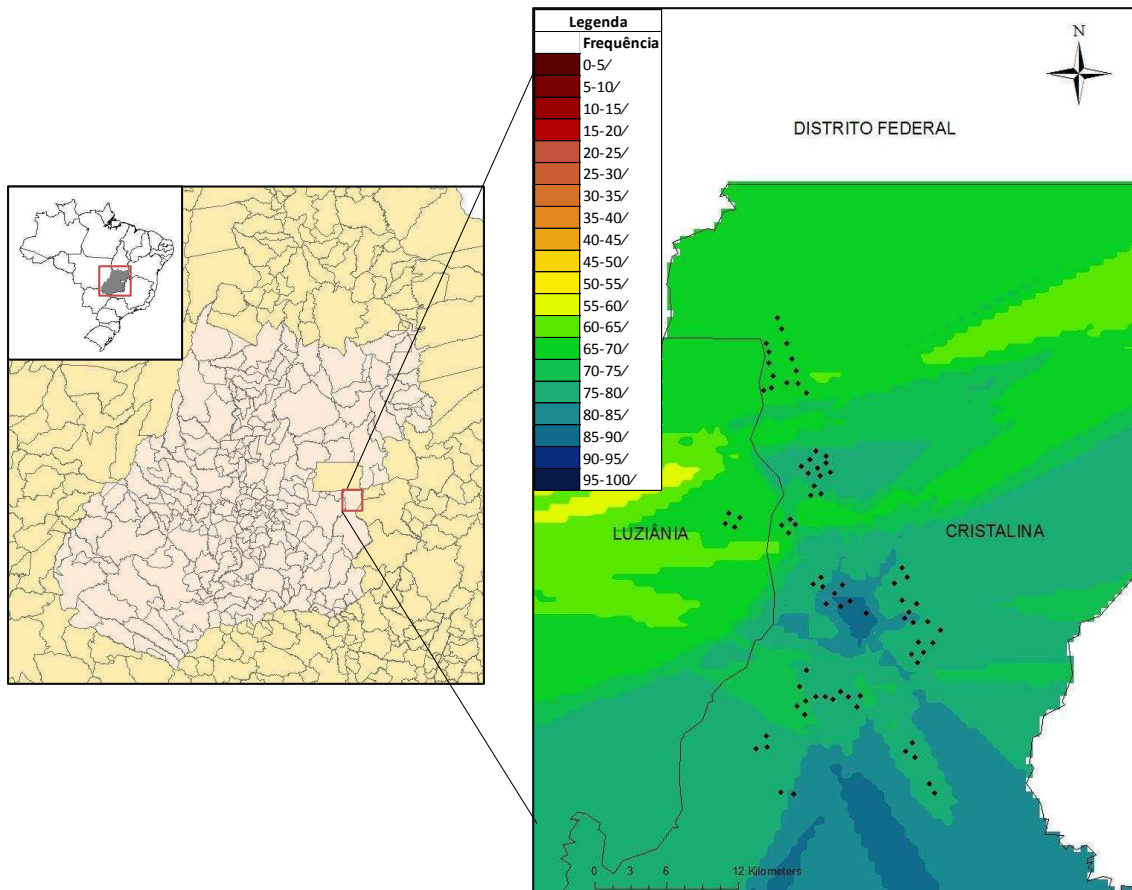
**Figura 7: Semivariograma da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida espiromesifeno no período de 48 horas.**



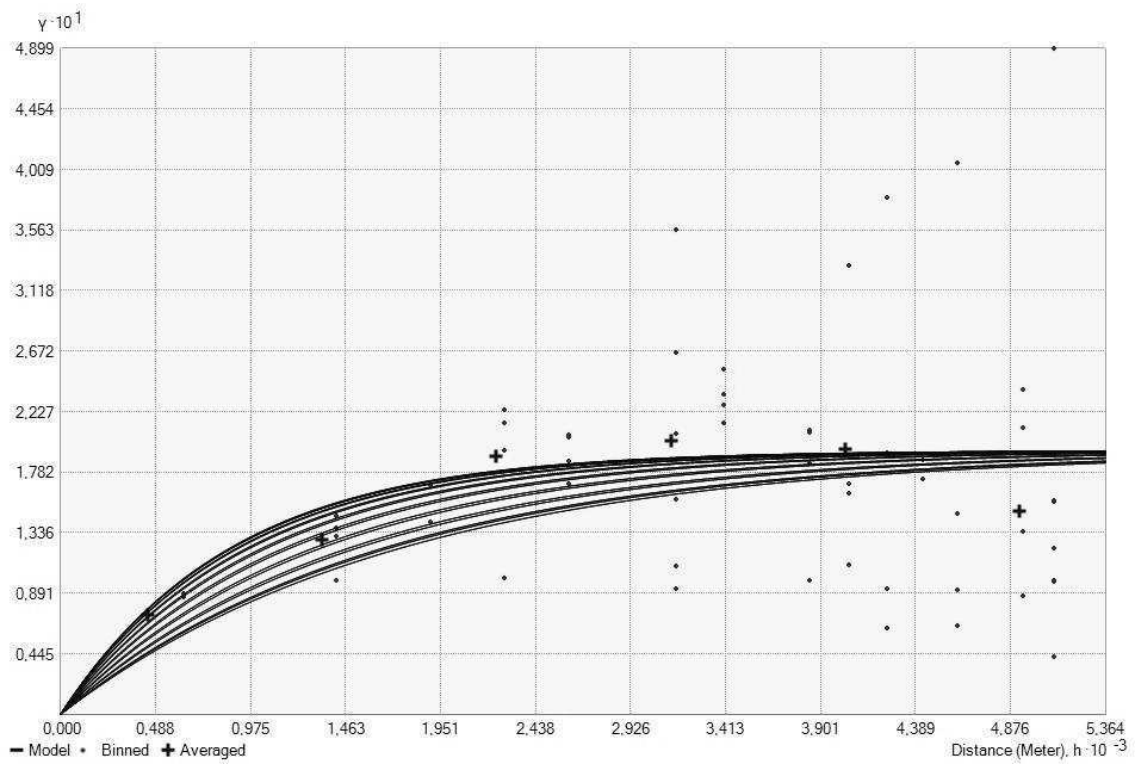
**Figura 8:** Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da mortalidade de adultos de *B. tabaci* expostos ao inseticida espiromesifeno no período de 48 horas nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.



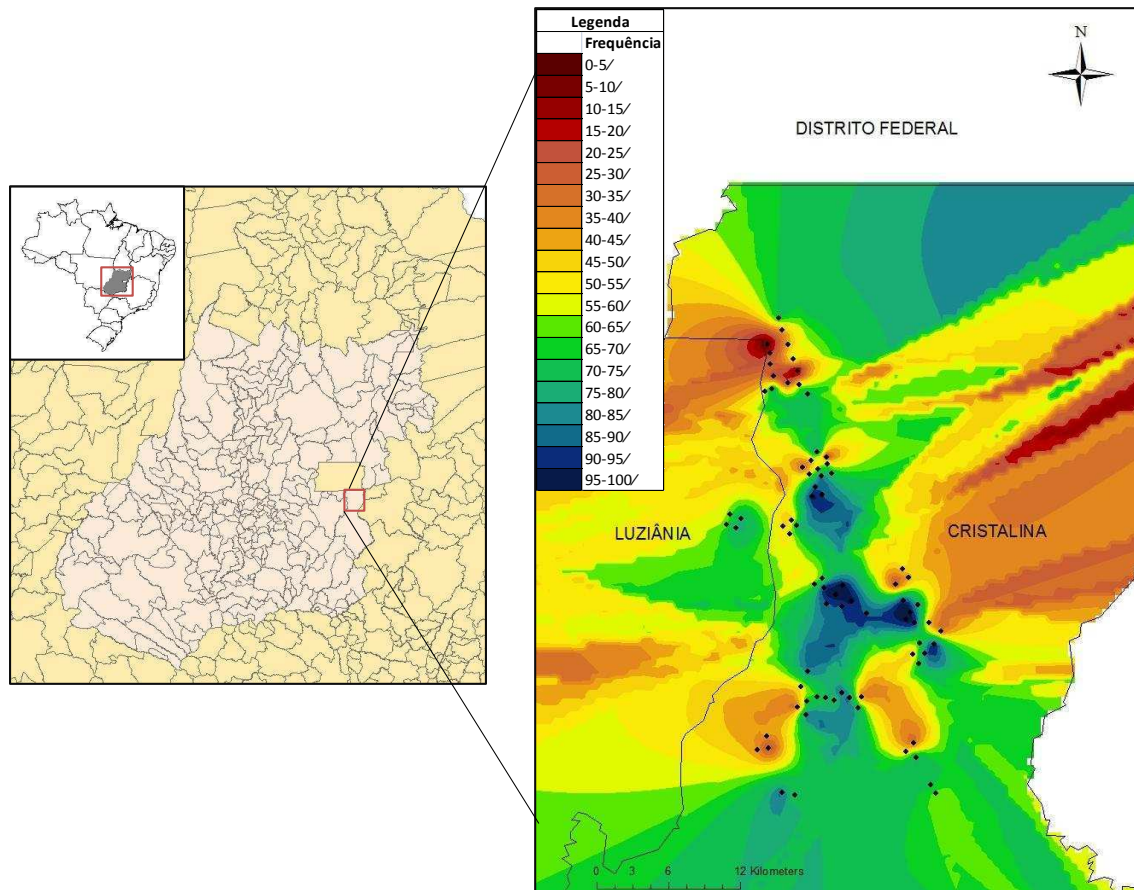
**Figura 9: Semivariograma da frequência do endossimbionte *Hamiltonella* sp. presente em *B. tabaci*.**



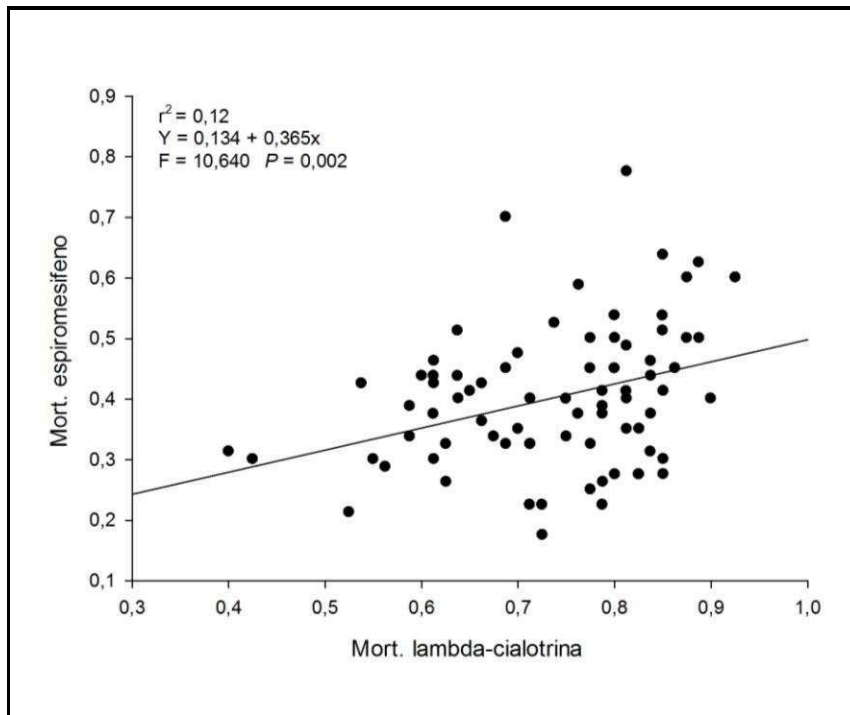
**Figura 10:** Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da frequência do endossimbionte *Hamiltonella* sp. presente em *B. tabaci* nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.



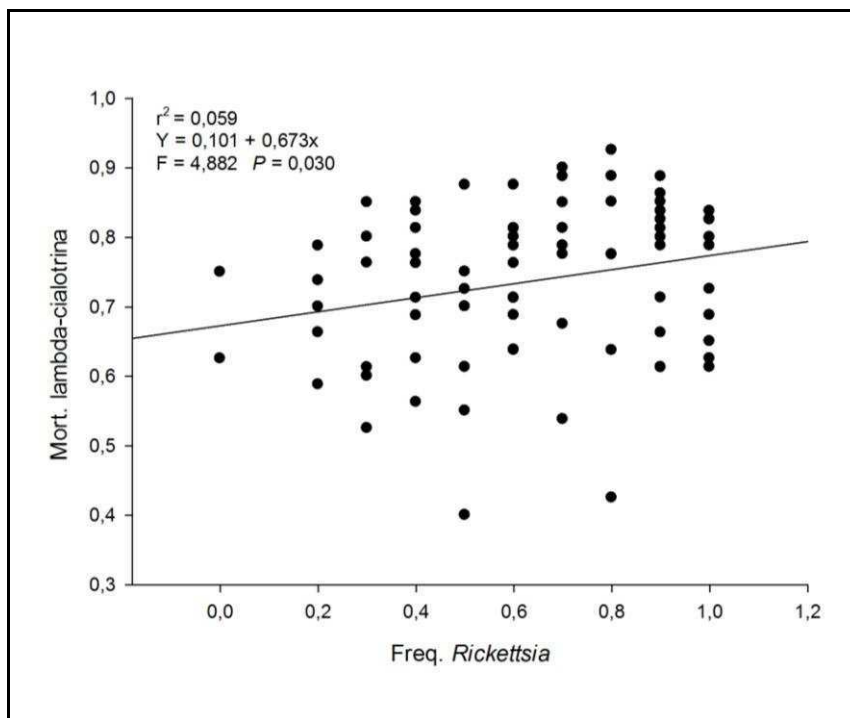
**Figura 11: Semivariograma da frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. presente em *B. tabaci*.**



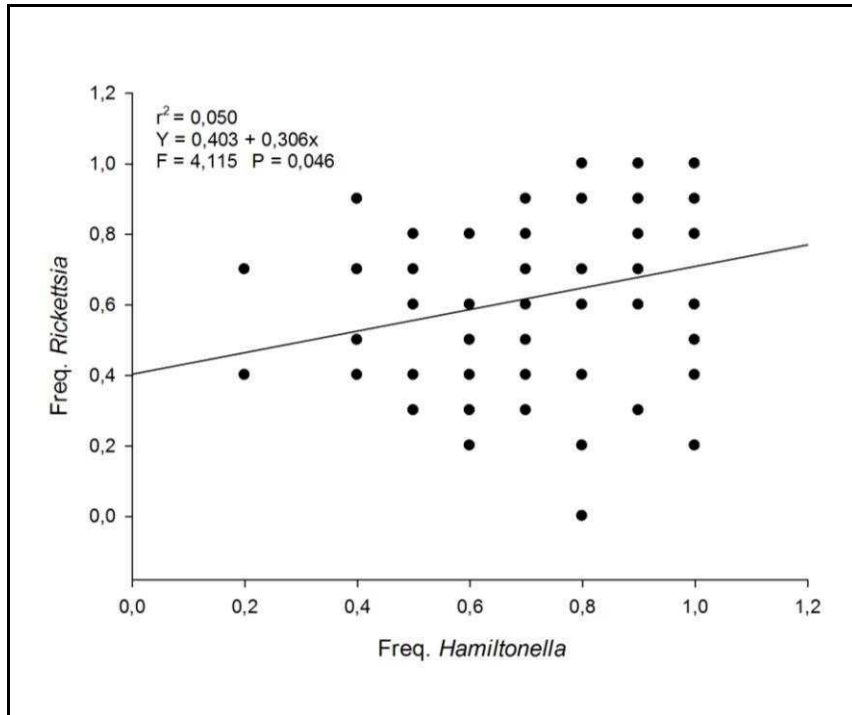
**Figura 12:** Mapa (à direita) evidenciando a distribuição espacial da frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. presente em *B. tabaci* nos municípios de Cristalina e Luziânia – Goiás – Brasil. Os pontos pretos no mapa indicam os pontos de coleta.



**Figura 13:** Correlação entre a mortalidade de *B. tabaci* exposta ao inseticida lambda-cialotrina e a mortalidade ao inseticida espiromesifeno no período de 24 horas.



**Figura 14:** Correlação entre a mortalidade de *B. tabaci* exposta ao inseticida lambda-cialotrina no período de 24 horas e a frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. .



**Figura 15: Correlação entre a frequência do endossimbionte *Hamiltonella* sp. encontrado em *B. tabaci* e a frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp..**

## CONCLUSÃO GERAL

Neste trabalho observou-se que:

- Existem níveis distintos de resistência entre diferentes populações, refletindo em falhas potenciais de controle de mosca-branca dentre as localidades estudadas.
- As populações de *B. tabaci* de Cristalina e Taquara foram as mais afetadas pela resistência, indicando alta pressão de seleção para todos os inseticidas estudados.
- As populações de Goiânia e Jaíba foram suscetíveis somente para espiromesifeno, porém houve falha de controle para esse inseticida em ambas as populações.
- A população de Viçosa foi suscetível ao inseticida espiromesifeno, mas apresentou falha de controle a esse inseticida. Essa população não exibiu resistência nem falha de controle para clorantraniliprole.
- As duas populações que se mostraram mais suscetíveis aos inseticidas testados foram Domingos Martins e Patos de Minas.
- No presente estudo, as moscas brancas tiveram de moderada a alta mortalidade na área estudada na exposição ao inseticida lambda-cialotrina com 24 e 48 horas de avaliação.
- A área estudada apresentou, de forma geral, baixas a moderadas mortalidades de mosca-branca na exposição ao inseticida espiromesifeno com de 24 e 48 horas de avaliação.
- Não foram encontrados os endossimbiontes do gênero *Wolbachia*, *Cardinium* e *Arsenophonus* nas amostras de *B. tabaci* analisadas.
- De forma geral, a área estudada apresentou heterogeneidade com relação à frequência dos endossimbiontes *Hamiltonella* sp. e *Rickettsia* sp., contudo, foram encontrados focos com alta incidência dessas bactérias.

- Há correlação positiva para a mortalidade da mosca-branca entre os inseticidas lambda-cialotrina e espiromesifeno.
- Houve correlação positiva entre a frequência do endossimbionte *Rickettsia* sp. e a mortalidade causada pelo inseticida lambda-cialotrina.
- Existe correlação positiva entre a incidência dos endossimbiontes *Rickettsia* sp. e *Hamiltonella* sp.
- Os dois trabalhos levam em consideração o levantamento e monitoramento em campo da resistência de *Bemisia tabaci*, além da verificação da presença de falha de controle dos inseticidas mais utilizados. Assim, em conjunto são ferramentas relevantes para evitar aplicações excessivas de pesticidas no campo, evitando perdas econômicas na lavoura devido à evolução da resistência.

## LITERATURA CITADA

Barbosa, L., Yuki, V., Marubayashi, J., De Marchi, B., Perini, F., Pavan, M., de Barros, D., Ghanim, M., Moriones, E., Navas-Castillo, J., Krause-Sakateá, R., 2015. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. *Pest Management Science* 71, 501–504.

Baumann, P., 2005. Biology of bacteriocyte-associated endosymbionts of plant sap-sucking insects. *Annual Review of Microbiology* 59, 155–189.

Bourtzis, K., Miller, T.A., 2006. *Insect symbiosis: Vol. 2*. CRC Press, Boca Raton, FL. 304pp.

Bourtzis, K., Miller, T.A., 2009. *Insect symbiosis: Vol. 3*. CRC Press, Boca Raton, FL. 384pp.

Brown, J.K., 2010. Phylogenetic Biology of the *Bemisia tabaci* Sibling Species Group, In: Stansly, P.A., Naranjo, S.E. (Eds.), *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer The Netherlands, pp. 31-67.

Brown, J.K., Frohlich, D.R., Rosell, R.C., 1995. The Sweetpotato or Silverleaf Whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* or a Species Complex? *Annual Review of Entomology* 40, 511-534.

Byrne, D.N., Bellows, T.S., 1991. Whitefly Biology. *Annual Review of Entomology* 36, 431-457.

Castle, S., Palumbo, J., Prabhaker, N., Horowitz, A., Denholm, I., 2010. Ecological determinants of *Bemisia tabaci* resistance to insecticides, In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer, Amsterdam, The Netherlands, pp. 423-465.

Cohen, S., Lapidot, M., 2007. Appearance and Expansion of TYLCV: a Historical Point of View, In: Czosnek, H. (Ed.), *Tomato Yellow Leaf Curl Virus Disease*. Springer The Netherlands, pp. 3-12.

Costa, A., 1976. Whitefly-Transmitted Plant Diseases. *Annual Review of Phytopathology* 14, 429-449.

De Barro, P., Liu, S., Boykin, L., Dinsdale, A., 2011. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annual Review of Entomology* 56, 1-19.

Dennehy, T.J., Williams, L., 1997. Management of resistance in *Bemisia* in Arizona cotton. *Pesticide Science* 51, 398-406.

Dinsdale, A., Cook, L., Riginos, C., Buckley, Y., De Barro, P., 2010. Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea) mitochondrial CO1 to identify species level genetic boundaries. *Annals of the Entomological Society of America* 103, 196-208.

- Dittrich, V., Hassan, S.O., Ernst, G.H., 1985. Sudanese cotton and the whitefly: a case study of the emergence of a new primary pest. *Crop Protection* 4, 161-176.
- Ghanim, M., Kontsedalov, S., 2009. Susceptibility to insecticides in the Q biotype of *Bemisia tabaci* is correlated with bacterial symbiont densities. *Pest Management Science* 65, 939-942.
- Gill, R., 1990. The morphology of whiteflies, In: Gerling, D. (Ed.), *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercept, Andover, UK pp. 13-46.
- Gottlieb, Y., Ghanim, M., Chiel, E., Gerling, D., Portnoy, V., Steinberg, S., Tzuri, G., Horowitz, A., Belausov, E., Mozes-Daube, N., Kontsedalov, S., Gershon, M., Gal, S., Katzir, N., Zchori-Fein, E., 2006. Identification and localization of a *Rickettsia* sp in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Applied and Environmental Microbiology* 72, 3646–3652.
- Haji, F., Bleicher, E., 2004. Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Homiptera: Aleyrodidae). Embrapa Semi-Árido, Brasília.
- Horowitz, A., 1986. Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): with special emphasis on cotton fields. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 17, 37-47.
- Horowitz, A., Denholm, I., Morin, S., 2007. Resistance to insecticides in the TYLCV vector, *Bemisia tabaci*. , In: Czosnek, H. (Ed.), *Tomato Yellow Leaf Curl Virus Disease*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, pp. 305–325.
- Jones, D., 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology* 109, 195-219.
- Lima, L., Campos, L., Moretzsohn, M., Návia, D., de Oliveira, M., 2002. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) Populations in Brazil revealed by RAPD markers. *Genetics and Molecular Biology* 25, 217-223.
- Lourenção, A.L., Nagai, H., 1994. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. *Bragantia* 53, 53-59.
- 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., 2013. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. *Journal of Applied Entomology* 137, 113-121.
- Moriones, E., Navas-Castillo, J., 2010. Tomato Yellow Leaf Curl Disease epidemics, In: Stansly, P.A., Naranjo, S.E. (Eds.), *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer The Netherlands, pp. 259-282.
- Oliveira, M., Henneberry, T., Anderson, P., 2001. Host, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 709-723.

- Palumbo, J., Horowitz, A., Prabhaker, N., 2001. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection* 20, 739-765.
- Pan, H.P., Chu, D., Liu, B.M., Xie, W., Wang, S.L., Wu, Q.J., Xu, B.Y., Zhang, Y.J., 2013. Relative Amount of Symbionts in Insect Hosts Changes with Host-Plant Adaptation and Insecticide Resistance. *Environmental Entomology* 42, 74-78.
- Perring, T.M., 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Protection* 20, 725-737.
- Rosell, R., Blackmer, J., Czosnek, H., Inbar, M., 2010. Mutualistic and dependent relationships with other organisms., In: Stansly, P., Naranjo, S. (Eds.), *Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest*. Springer Amsterdam, The Netherlands, pp. 161-183.
- Sharaf, N., 1986. Chemical control of *Bemisia tabaci*. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 17, 111-127.
- Silva, L., Omoto, C., Bleicher, E., Dourado, P., 2009. Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (*Gennadius*) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil. *Neotropical Entomology* 38, 116-125.
- Simmons, A., Harrison, H., Ling, K., 2008. Forty-nine new host plant species for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Journal of Entomological Science* 11, 385–390.
- Su, Q., Pan, H., Liu, B., Chu, D., Xie, W., Wu, Q., Wang, S., Xu, B., Zhang, Y., 2013. Insect symbiont facilitates vector acquisition, retention, and transmission of plant virus. *Scientific Reports* 3.
- Whalon, M., Mota-Sanchez, R., Hollingworth, R., Duynslager, L., 2011. *Arthropods resistant to pesticides database (ARPD)*. 169pp.