

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA/FITOTECNIA**

LEONARDO DANTAS DA SILVA

**SUBSÍDIOS PARA MONITORAMENTO E MANEJO DA RESISTÊNCIA DE
Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) A INSETICIDAS**

**FORTALEZA-CE
2007**

LEONARDO DANTAS DA SILVA

**SUBSÍDIOS PARA MONITORAMENTO E MANEJO DA RESISTÊNCIA DE
Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) A INSETICIDAS**

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Agronomia, área de Concentração Fitotecnia, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Agronomia/Fitotecnia.

Orientador: Prof. Dr. Ervino Bleicher

**FORTALEZA-CE
2007**

LEONARDO DANTAS DA SILVA

**SUBSÍDIOS PARA MONITORAMENTO E MANEJO DA RESISTÊNCIA DE
Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) A INSETICIDAS**

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Agronomia, área de Concentração Fitotecnia, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Agronomia/Fitotecnia.

Aprovada em: 26/ 03/ 2006

BANCA EXAMINADORA

**Prof. Dr. Ervino Bleicher (Orientador)
Universidade Federal do Ceará - UFC**

**Prof. Dr. Celso Omoto (Co - Orientador)
Universidade de São Paulo - USP**

**Prof. Dr. Francisco Valter Vieira (Conselheiro)
Universidade Federal do Ceará - UFC**

**Pesq. Dr. José Emílson Cardoso (Conselheiro)
Embrapa Agroindústria Tropical**

**Prof. Dr. José Djair Vendramim (Conselheiro)
Universidade de São Paulo - USP**

À minha mãe, Geralda Dantas da
Silva, pelo singular e verdadeiro amor.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal do Ceará (UFC), pela oportunidade de realização deste curso.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela bolsa de estudo durante o curso de doutorado.

Ao Prof. Ervino Bleicher, pela amizade, incentivo, atenção e conselhos.

À Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” / Universidade de São Paulo (Esalq/USP), por oferecer disciplinas de seus programas de pós-graduação a pessoas de outras instituições.

Ao prof. Celso Omoto, pela confiança, espaço e material fornecidos no Laboratório de Resistência de Artrópodes a Pesticidas, orientação e amizade que foram essências para a realização deste trabalho.

Ao prof. José Djair Vendramim, por ter cedido espaço e material no laboratório de Resistência de Plantas a Insetos que também foram fundamentais para a realização deste trabalho.

Ao Dr. José E. Cardoso e ao prof. Francisco V. Vieira, pelas boas sugestões que melhoraram o conteúdo deste trabalho.

Às pesquisadoras Geni L. Villas Boas e Maria Esther de N. F. Boiteux da Embrapa Hortaliças, pela determinação do biótipo das populações de *Bemisia tabaci* usadas neste trabalho.

Aos professores do curso de Agronomia/Fitotecnia da UFC, pelos ensinamentos e atenção despendida.

Às amigas com quem dividi os mesmos tetos durante o curso, Analice F. Silva, Elizângela Cabral e Irajane Bezerra, em Fortaleza, e Valérie Maquere, em Piracicaba, pela boa convivência.

Aos meus amigos Cláudio R. Franco, Eloisa Salmeron, Fernando J. Campos, Jean Patrick Bonani, Marcelo Poletti, Nádia F. B. Casarin e Samuel Martinelli, pelas dicas durante a condução dos ensaios e pelo companheirismo.

À Cristiane Nardi, Gerane C. Bezerra, Mônica Silva Santos, Ohana D. Rodrigues, Raquel Arouca e Waleska Elói, pelo carinho e amizade.

Aos estagiários dos laboratórios de Resistência de Artrópodes a Pesticidas e de Resistência de Plantas a Insetos, especialmente a Patrick Marques e Fabiana F. Assis.

À Helen H. Okumura, especialmente, e também aos seus pais, irmão e irmã pela compreensão e pelo carinho que foram fundamentais no meu cotidiano.

Aos demais colegas e amigos aqui não citados.

RESUMO

O uso de inseticidas tem sido a principal estratégia de controle da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius). O uso intensivo desses produtos tem levado ao aparecimento de problemas de resistência da mosca-branca aos mesmos em todo o mundo. Devido à carência de estudos nessa área no Brasil, os objetivos desta pesquisa foram: validar uma técnica de bioensaio para a caracterização de linhas-básicas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas e verificar a variabilidade genética de populações de *B. tabaci* quanto à suscetibilidade a alguns inseticidas no Brasil. A técnica de bioensaio testada foi uma do tipo contato residual mediante o uso de discos foliares de feijão-de-porco como substrato. A influência de plantas de algodão e soja sobre a suscetibilidade da criação de *B. tabaci* foi também avaliada para a definição dos procedimentos de bioensaio. Os inseticidas usados na pesquisa foram acetamiprido, imidacloprido, tiametoxam, clorpirifós, endosulfan e piridabem. Quatro populações de mosca-branca foram testadas em relação a uma população suscetível de referência (SusIAC), sendo duas oriundas do Estado de Goiás (GO-1 e GO-2) e outras duas do Estado da Bahia (BA-1 e BA-2). Os discos foram tratados por imersão em solução inseticida e, posteriormente, foram colocados sobre uma camada de solução ágar-água no fundo de tubo de vidro. Insetos adultos não separados por sexo e nem por idade foram transferidos para o tubo contendo o disco tratado. As avaliações foram realizadas após 24 h da infestação de mosca-branca para o endosulfan e 48 h para os demais produtos. As caracterizações das linhas-básicas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas testados foram mais consistentes quando esse inseto foi criado em plantas de algodão ao invés de soja. Foram detectadas diferenças significativas quanto à suscetibilidade de mosca-branca aos inseticidas. A população GO-2 foi significativamente menos suscetível aos inseticidas testados do que a SusIAC, principalmente em relação aos neonicotinóides (acetamiprido, imidacloprido, tiametoxam). A situação mais crítica de resistência de mosca-branca ocorreu com tiametoxam, seguida pelo imidacloprido.

Palavras-chave: Mosca-branca. Controle químico. Manejo da resistência.

ABSTRACT

The use of pesticides has been the major strategy to control the whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius). The intensive use of these products has resulted in the development of whitefly resistance all around the world. Because of lack of studies in this subject in Brazil, the objectives of this research were: validate a bioassay technique to characterize the baseline susceptibility and evaluate the genetic variability of *B. tabaci* populations to some pesticides in Brazil. A residual contact bioassay by using foliar discs of *Canavalia ensiformis* L.. The effect of cotton and soybean plants on susceptibility of the rearing *B. tabaci* to acetamiprid, imidacloprid, thiamethoxan, chlorpyrifos, endosulfan and pyridaben was evaluated. Four whitefly populations, two from the Goiás state (GO-1 and GO-2) e two from Bahia state (BA-1 and BA-2), were tested against a susceptible reference one (SusIAC). The foliar discs were treated by immersion on the chemical solutions and; then, they were transferred onto an agar-water solution in the bottom of a glass vial. Adult insect of unknown age and sex were transferred to the vials with treated foliar discs. Evaluations were performed after 24 h for endosulfan and 48 h for the other chemicals. The characterization of the baseline susceptibility of *B. tabaci* to the tested pesticides was more consistent when whiteflies were reared on cotton than on soybean plants. Significant differences in the susceptibility to pesticides were detected among *B. tabaci* populations. The population GO-2 was significantly less susceptible to tested pesticides than SusIAC, mainly to neonicotinoids. The most critical whitefly resistance situation was detected to thiamethoxan, followed by imidacloprid.

Keywords: Whitefly. Pesticides. Chemical control. Resistance management.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1.1	Linhas de resposta-mortalidade (em escala Probit) da população suscetível de referência de <i>B. tabaci</i> , criada em algodão, a diferentes inseticidas	49
FIGURA 2.1	Pontos de coleta das populações de <i>B. tabaci</i> biótipo B	61
FIGURA 2.2	Resultado da análise de PCR baseado em “primers” de genes mitocondrial.....	61
FIGURA 2.3	Sobrevivência (em %) de mosca-branca de diferentes populações à concentração dianóstica de inseticidas	68

LISTA DE TABELAS

TABELA 1.1	Característica comerciais dos produtos usados nos bioensios da pesquisa	40
TABELA 1.2	Resposta de uma população suscetível de referência de <i>Bemisia tabaci</i> a inseticidas mediante o bioensaio de contato residual	48
TABELA 1.3	Resultados dos testes de igualdade e paralelismo das linhas de suscetibilidade de <i>B. tabaci</i> a inseticidas em plantas hospedeiras diferentes (algodão e soja)	49
TABELA 2.1	Populações, biótipo, locais de origem, plantas hospedeiras, estágio e época de coleta de <i>Bemisia tabaci</i>	60
TABELA 2.2	Característica comerciais dos produtos usados nos bioensios da pesquisa	64
TABELA 2.3	Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de <i>Bemisia tabaci</i> oriunda de campo e uma população suscetível de referência a acetamiprido	77
TABELA 2.4	Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de <i>Bemisia tabaci</i> oriunda de campo e uma população suscetível de referência a imidacloprido.....	78
TABELA 2.5	Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de <i>Bemisia tabaci</i> oriunda de campo e uma população suscetível de referência a tiametoxam.....	79
TABELA 2.6	Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de <i>Bemisia tabaci</i> oriunda de campo e uma população suscetível de referência a clorpirifós.....	80
TABELA 2.7	Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de <i>Bemisia tabaci</i> oriunda de campo e uma população suscetível de referência a endosulfan.....	81

SUMÁRIO

RESUMO.....	5
ABSTRACT.....	6
LISTA DE FIGURAS.....	7
LISTA DE TABELAS.....	8
CAPÍTULO 1	
1 INTRODUÇÃO GERAL.....	11
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1. Mosca-branca.....	13
2.1.1. Origem e distribuição geográfica	13
2.1.2. Classificação sistemática, plantas hospedeiras e biótipos.....	14
2.1.3. Descrição morfológica e aspectos biológicos	15
2.1.4. Danos e importância econômica	16
2.2. Resistência de mosca-branca a inseticidas	17
2.3. Fatores que influenciam a evolução da resistência.....	19
2.3.1. Fatores genéticos	19
2.3.2. Fatores biológicos e ecológicos	20
2.3.3. Fatores operacionais.....	20
2.4. Técnicas de bioensaios, monitoramento e manejo da resistência de mosca-branca a inseticidas.....	21
2.5. Avaliação e análise de bioensaio com mosca-branca	23
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	24
CAPÍTULO 2: Validação de uma técnica de bioensaio para caracterização de linhas-básicas de suscetibilidade de <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) a inseticidas no Brasil	
RESUMO.....	34
ABSTRACT.....	35
1 INTRODUÇÃO.....	36
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	38
2.1. Insetos - Criações em casa de vegetação	38
2.2. Inseticidas testados.....	39
2.3. Técnica de bioensaio.....	41
2.3.1. Substrato de bioensaio.....	41
2.3.2. Tratamento do substrato e preparo do tubo de bioensaio.....	41
2.3.3. Captura dos insetos.....	42
2.4. Avaliação dos bioensaios e análise dos dados.....	42
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	43
4. CONCLUSÕES.....	47
5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	50

CAPÍTULO 3: Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil

RESUMO.....	54
ABSTRACT.....	55
1. INTRODUÇÃO.....	56
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	57
2.1. Populações de <i>Bemisia tabaci</i>	58
2.2. Determinação de biótipo de <i>B. tabaci</i>	59
2.3. Técnica de bioensaio	59
2.3.1. Substrato de bioensaio	59
2.3.2. Tratamento do substrato e preparo do tubo de bioensaio	62
2.3.3. Captura dos insetos	62
2.4. Inseticidas testados	63
2.5. Testes	63
2.5.1. Testes diagnósticos da resistência	63
2.5.2. Testes para obtenção das linhas de suscetibilidade das populações de campo.....	65
2.6. Avaliação dos bioensaios e análise dos dados.....	65
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	66
3.1. Biótipo de <i>Bemisia tabaci</i>	66
3.1. Diagnósticos da resistência de mosca-branca a inseticidas.....	66
3.2. Linhas de suscetibilidade das populações de campo.....	69
4. CONCLUSÕES.....	76
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	82

CAPÍTULO 1

1. INTRODUÇÃO GERAL

Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) é um complexo de espécies composto por vários biótipos e vem se afirmando em muitos países como uma das principais pragas de muitas plantas cultivadas em campo e em ambiente protegido (PERRING, 2001; DE BARRO, 2005). O biótipo B é o mais amplamente disperso no mundo e tem centenas de plantas hospedeiras (AHMAD et al. 2002; CHEN et al., 2004). Os danos causados por esse inseto podem ser de ordem direta, como debilidade à planta devido à sucção de seiva desta, e/ou de ordem indireta, mediante a transmissão de vírus à planta (JONES, 2003). A mosca-branca apresenta como características um curto ciclo de desenvolvimento, grande capacidade de reprodução, facilidade de dispersão e plasticidade genética (VILLAS BÔAS et al., 1997; DE BARRO, 2005).

Dentre os métodos de controle dessa praga, o controle químico é mais usado pela facilidade de aplicação, ter custo relativamente baixo e apresentar resposta imediata na eliminação ou redução populacional da mosca-branca (ALENCAR et al., 2004). No entanto, o uso excessivo ou o mau emprego de inseticidas pode ocasionar problemas, tais como, a contaminação do meio ambiente, intoxicação ao homem e a outros animais, redução no número de inimigos naturais e até mesmo agravar a situação fitossanitária no campo, devido ao surgimento de outras pragas e/ou evolução de resistência da mosca-branca às principais classes de inseticidas (ALENCAR et al. 2004; ERNST, 1994). A evolução da resistência da mosca-branca à maioria dos inseticidas convencionais tem contribuído para que essa praga seja considerada de enorme potencial para ocasionar prejuízo à agricultura (CASTLE et al., 1996; ELLSWORTH et al. 1999), fato que tem sido constatado em áreas agrícolas de todo o mundo.

As falhas ocorridas com o intento de controlar a mosca-branca com inseticida, devido à resistência da praga a inseticida, levaram à implementação de programas de manejo da resistência a inseticidas (MRI) em países como EUA,

Israel e Espanha (PRABHAKER et al., 1985; ELBERT; NAUEN, 2000; PALUMBO et al., 2001). Para o estabelecimento de um programa de MRI, a disponibilidade de técnicas de bioensaios eficientes e confiáveis é um pré-requisito fundamental (WILLIAMS; DENNHEHY, s.d.). A partir de pesquisas sobre a validação e o uso dessas técnicas, têm-se conseguido avanços no manejo da resistência da *B. tabaci* a inseticidas mediante a detecção e o constante monitoramento da resistência deste inseto naqueles e em outros países (DITTRICH et al. 1985; PRABHAKER et al., 1985; HOROWITZ et al., 1994; ELBERT; NAUEN, 2000; PALUMBO et al., 2001). No Brasil, apesar da mosca-branca também haver provocado enormes perdas na agricultura, ainda são incipientes os estudos relacionados a técnicas para detecção e monitoramento a serem utilizadas em um programa pró-ativo de manejo da resistência de *B. tabaci* a inseticidas.

Baseado nas afirmações expostas até então, os objetivos do presente trabalho foram:

- Adequar uma técnica de bioensaio para o monitoramento da resistência de *B. tabaci* e caracterizar de linhas-básicas de suscetibilidade de mosca-branca a diferentes inseticidas;
- Verificar a variabilidade genética quanto à suscetibilidade a alguns inseticidas em populações de mosca-branca de diferentes áreas agrícolas do Brasil.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Mosca-branca

2.1.1. Origem e distribuição geográfica

A origem geográfica de muitas espécies de aleirodídeos (moscas-brancas) é basicamente especulação e, além disso, saber a exata distribuição de mosca-branca é laborioso e se torna cada vez mais difícil, porque o homem facilita o movimento desse inseto pelo mundo (BYRNE; BELLOWS, 1991). No entanto, Brown et al. (1995b) citam o Oriente como o provável centro de origem da espécie *Bemisia tabaci*. Com um pouco mais de precisão, Jones (2003) acredita que o subcontinente indiano é o centro de origem dessa espécie devido ao número e aos diferentes tipos de inimigos naturais encontrados na região.

A espécie *B. tabaci* é cosmopolita, sendo encontrada em todos os continentes, exceto na Antártida, e distribuída por todos os sistemas de cultivo em campos tropicais e subtropicais, entre as latitudes 30° N e 30° S, de 0 a 1000 m de altitude, bem como em sistemas de cultivo protegido de clima temperado (CABALLERO, 1996; ISAACS et al., 1999; JONES, 2003; DE BARRO, 2005). Segundo Brown et al. (1995a), a distribuição de *B. tabaci* no mundo está supostamente relacionada à sua estreita associação com o sistema agrícola de monocultivo ampliado pelo homem. No Brasil, *B. tabaci* é conhecida desde 1923, no entanto, só foi relatada como praga de algodoeiro cerca de 50 anos depois (COSTA et al., 1973). No início dos anos 90, *B. tabaci* ressurgiu no Brasil, nas regiões Sudeste (São Paulo e Minas Gerais), Centro Oeste (Goiás e Distrito Federal), e Nordeste (Pernambuco, Bahia, Rio Grande do Norte, Ceará, Piauí e Paraíba), causando sérios prejuízos a inúmeras culturas de importância econômica (HAJI et al., 2004).

2.1.2. Classificação sistemática, plantas hospedeiras e biótipos

A mosca-branca, *Bemisia tabaci*, pertence à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Aleyrodidae, com cerca de 126 gêneros e mais de 1.200 espécies (MOUND; HALSEY, 1978; SALGUERO, 1993; GALLO et al., 2002). O gênero *Bemisia* contém 37 espécies reconhecidas e, desse gênero, *B. tabaci* é a espécie mais importante e mais amplamente dispersa no mundo (MOUND; HALSEY, 1978; CABALLERO, 1996).

B. tabaci é extremamente polífaga, e dentre as mais de 600 espécies de plantas que podem ser colonizadas por esse inseto, pelo menos 506 são predominantemente anuais ou herbáceas, pertencentes a 84 famílias botânicas, muitas dessas de importância agrícola como Leguminosae (soja, feijão-comum, feijão-de-corda e ervilha), Asteraceae ou Compositae (crisântemo), Malvaceae (várias espécies de algodão e de hibiscos), Solanaceae (tomate, batata, berinjela, pimenta e fumo), Convolvulaceae (batata inglesa), Cruciferae (couve, repolho, alface), Cucurbitaceae (melão, melancia, abóbora, pepino etc.), Caricaceae (mamão), Rosaceae (roseira) e Euphorbiaceae (poinsetia), dentre outras famílias (MOUND; HALSEY, 1978; SALGUEIRO, 1993; RILEY; TAN, 2003; VIEIRA; CORREA, 2001; JONES, 2003; AHMAD et al., 2002; ANÔNIMO, 2003; CHEN et al., 2004).

B. tabaci possui uma história sistemática interessante que, quando combinada com variações morfológicas relacionadas à planta hospedeira e à ampla gama de plantas hospedeiras, tem feito com que os seus atuais estudiosos formulassem a hipótese de que se trata de um complexo de espécies, ao invés de uma simples e homogênea entidade taxonômica (PERRING, 2001). Segundo Perring (2001), de 41 diferentes populações estudadas até então, 24 foram determinadas como pertencentes a biótipos específicos. Dentro desse complexo de espécies e apoiado em estudos, nos quais múltiplas técnicas foram utilizadas para determinação de biótipos de *B. tabaci*, o mesmo autor a classificou nos sete seguintes grupos: Grupo 1 – Novo mundo, biótipos A, C, N, R; Grupo 2 – Cosmopolita, biótipos B (= *B. argentifolii*), B2; Grupo 3 – Benin (biótipo E) e

Espanha (biótipo S); Grupo 4 – Índia, biótipo H; Grupo 5 – Sudão (biótipo L), Egito (biótipo ?), Espanha (biótipo Q), Nigéria (biótipo J); Grupo 6 – Turquia (biótipo M), Hainan (biótipo ?), Coréia (biótipo ?); e Grupo 7 – Austrália, biótipo AN

De acordo com Lisha et al. (2003), a existência de biótipos de *B. tabaci* específicos a determinadas plantas hospedeiras, do ponto vista prático, tem importância em relação ao seu papel como vetor de vírus, seu potencial de dano às culturas e seu controle biológico por meio de parasitóides.

2.1.3. Descrição morfológica e aspectos biológicos

A mosca-branca apresenta metamorfose incompleta, passando pelas fases de ovo, quatro estádios de ninfa (sendo o último também chamado de “pupa” ou “pseudo-pupa”) e adulto (VILLAS BÔAS et al., 1997). O aparelho bucal desse inseto é do tipo sugador labial, tanto na fase adulta quanto na de ninfa (VILLAS BÔAS et al., 1997; DE BARRO, 2005). Os adultos medem de 1 a 2 mm de comprimento, sendo a fêmea maior que o macho, têm o dorso de coloração amarelo-pálido e quatro asas brancas, as quais cobrem quase todo o corpo do inseto, tornando o inseto predominantemente branco. Quando em repouso, as asas ficam em formato de teto sobre o abdome, sendo mantidas levemente separadas e com os lados paralelos (CARALLERO, 1996; VILLAS BÔAS et al., 1997).

As ninfas são translúcidas de coloração amarela a amarelo-pálido com a parte dorsal lisa, plana ou levemente convexa e com até seis pares de setas (pêlos) dorsais (CARALLERO, 1996). Entretanto, a morfologia é grandemente influenciada pela planta hospedeira (MOUND; HALSEY, 1978; CARALLERO, 1996; VILLAS BÔAS et al., 1997).

O ovo tem coloração amarela, formato de pêra, mede de 0,2 a 0,3 mm de comprimento e apresenta um pedicelo curto que o prende ao tecido da planta. A duração desta fase é de seis a 15 dias, dependendo da temperatura e do hospedeiro (VILLAS BÔAS et al., 1997).

A mosca-branca é uma espécie de inseto haplo-diplóide, que sob condições de campo em regiões de clima quente, é capaz de completar seu ciclo biológico no período de duas a três semanas (DE BARRO, 2005). A reprodução pode ser sexuada, sendo a prole de machos e de fêmeas, ou partenogenética do tipo arrenótoca, originando apenas machos. A fêmea coloca de 100 a 300 ovos durante sua vida (VILLAS BÔAS et al., 1997). A duração de cada fase do ciclo de vida, bem como a duração do ciclo ovo-adulto da mosca-branca podem ser influenciadas pela planta hospedeira, como observado por Villas Bôas et al. (2002), e também pela temperatura, como foi observado por Araújo et al. (2002). Além disso, a longevidade do inseto adulto também vai depender da alimentação (planta hospedeira) e da temperatura, sendo que a longevidade do macho é mais curta que a da fêmea (VILLAS BÔAS et al., 1997).

2.1.4. Danos e importância econômica

Diretamente, a mosca-branca é capaz de ocasionar significativa redução na produção vegetal, por sugar a seiva das folhas de plantas e também por induzir desordem fisiológica à planta, que é ocasionada pela injeção de fitotoxina da saliva de *B. tabaci* no tecido vegetal durante a alimentação de alguns biótipos de *B. tabaci* (DAVIDSON et al., 1994; JONES, 2003). Indiretamente, a mosca-branca também pode provocar danos às plantas, pois as substâncias açucaradas (“honeydew”) sobre as folhas da planta por esse inseto proporciona o desenvolvimento da fumagina que, por sua vez, inibe a fotossíntese da planta (BYRNE; MILLER, 1990; DAVIDSON et al., 1994) e ocasiona a depreciação de frutos (ALOMAR et al., 2006), tais como melão e tomate. Além disso, a mosca-branca é também problemática porque age como vetor de muitos vírus patogênicos em muitas plantas (BYRNE; MILLER, 1990; AHMAD et al., 2002).

Os aleirodídeos transmitem 114 espécies de vírus, sendo que destas *B. tabaci* é responsável pela transmissão de 111 viroses reconhecidas de plantas (JONES, 2003). Segundo este autor, as espécies de vírus transmitidas por *B. tabaci* pertencem aos gêneros *Begomovirus* (*Geminiviridae*), *Crinivirus*

(*Closteroviridae*), *Carlavirus* ou *Ipomovirus* (*Potyviridae*). As begomoviroses são as mais numerosas das viroses transmitidas por *B. tabaci* e podem causar perdas que variam de 20 a 100% na produção (BROWN; BIRD, 1992). As populações do biótipo B têm uma grande capacidade para transmitir begomoviroses, apesar de outros biótipos os transmitirem eficientemente (JONES, 2003).

Os surtos do biótipo B de *B. tabaci*, principalmente os ocorridos no início dos anos 90 do século passado, ocasionaram enormes prejuízos aos agricultores em todo mundo. Os custos com aplicações de inseticidas em algodão para evitarem problemas relacionados ao ataque de mosca-branca foram de US\$ 153,9 milhões entre os anos de 1994 e 1998, no sudoeste dos Estados Unidos, o que diminuiu a margem de lucro do agricultor (ELLSWORTH et al., 1999). No Estado do Arizona, EUA, em 1995, alguns produtores agrícolas tiveram prejuízos de US\$ 200 a 300 por acre (DENNEHY; WILLIAMS, 1997).

2.2. Resistência de mosca-branca a inseticidas

Dentre os casos mais críticos de resistência de pragas a inseticidas se encontra o de *Bemisia tabaci*, que até os anos 80 se comportava como uma praga de importância secundária (GEORGHIOU, 1990; ARENAS, 1998). A partir do início dos anos 90, esse inseto-praga passou a ser controlado quase que exclusivamente com o intenso uso de inseticidas nos diversos sistemas de cultivos (PRABHAKER et al., 1996; CASTLE et al., 1996; VILLAS BÔAS et al., 1997; HOROWITZ et al., 1999).

Quando esses produtos estão presentes no manejo de praga, a evolução da resistência sempre é um dos potenciais riscos (PRABHAKER et al., 2006). Assim, a resistência de artrópodes a inseticidas tem se tornado um sério problema para a agricultura e a saúde pública nos últimos anos (ARENAS, 1998). Segundo Hilje (1996), o problema fitossanitário criado por *B. tabaci* é muito complexo por estar relacionado a diversos fatores, tais como: à grande plasticidade genética, possuindo muitos biótipos; à ampla variedade de plantas hospedeiras; à capacidade de transmitir vírus pertencentes a vários grupos, principalmente

geminivírus; à presença de enorme variabilidade genética para a evolução de resistência a inseticidas. Sendo assim, não é surpreendente que essa espécie tenha causado uma crise de proporção mundial (HILJE, 1996).

Pesquisas realizadas em diversos países comprovaram a evolução de resistência de *B. tabaci* aos principais grupos químicos de inseticidas. No grupo dos inseticidas organofosforados, foram constatados casos de resistência de *B. tabaci* ao acefato, no Paquistão (AHMAD et al., 2002), ao clorfenvinfós, no Sudão (ABDELDAFFIE et al., 1987), ao monocrotofós e ao clorpirifós, nos EUA (PRABHAKER et al., 1985) e ao dimetoato, também no Sudão (AHMAD et al., 1987). Entre os piretróides, foram comprovados casos de resistência de *B. tabaci* à bifentrina, no Paquistão (AHMAD et al., 2002) e à cipermetrina, nos EUA (PRABHAKER et al., 1992). Quanto a carbamatos, Omer et al. (1993) verificaram resistência de mosca-branca ao metomil, no Havaí, e Dittrich et al. (1990) ao carbofurano, na Nicarágua. Em Israel e no Sudão, Perry (1985) e Ahmad et al. (1987), respectivamente, relataram a resistência de *B. tabaci* ao endosulfan, do grupo ciclodieno. Do grupo dos reguladores de crescimento, Cahill et al. (1996b) constataram a resistência de população de mosca-branca oriunda da Holanda à buprofezina, e, em Israel, Ishaaya e Horowitz (1995) verificaram resistência de mosca-branca ao piriproxifeno. Populações de mosca-branca também apresentaram resistência aos neonicotinóides imidacloprido (CAHILL et al., 1996a) e tiametoxam (ELBERT; NAUEN, 2000), ambos os casos na Espanha e acetamiprido, nos EUA (DENNEHY et al. 2005). Pesquisas têm revelado que a mosca-branca é capaz de desenvolver resistência a combinações de inseticidas. Cahill et al. (1995) constataram a resistência de populações de mosca-branca oriundas do Paquistão à mistura de cipermetrina + profenofós (piretróide + organofosforado). Em estudo conduzido em condições de laboratório, nos EUA, a mosca-branca apresentou resistência à mistura bifentrina + endosulfan (PRABHAKER et al. 1998).

2.3. Fatores que influenciam a evolução da resistência

A evolução da resistência a inseticidas está sob influência de fatores genéticos, biológicos e ecológicos, os quais variam com a espécie, a população e o local (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977a, b).

2.3.1. Fatores genéticos

Dentre os fatores genéticos, Georghiou e Taylor (1977a) mencionam a frequência de alelos R (responsável pela resistência), o número de alelos R, a dominância de R, a seleção prévia a outros químicos e o custo adaptativo associado à resistência.

A evolução da resistência depende da frequência de genes que conferem a resistência, sendo essa geralmente baixa, de 10^{-6} a 10^{-3} (ROUSH; MCKENZIE, 1987). Este valor tenderá a subir tão rapidamente quanto maior for a pressão de seleção, através das intensivas aplicações de inseticidas (ARENAS, 1998). A resistência poderá ocorrer mais lentamente se a frequência de gene for baixa, se houver custo adaptativo associado à resistência e se a pressão de seleção, devido ao uso de inseticidas, não for intensa (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977a; ARENAS, 1998).

Um fator que deve ser levado em consideração no uso de testes de resistência é a confirmação da espécie da praga-alvo, pois os componentes de determinado complexo de espécies podem ter suscetibilidade diferenciada a inseticidas (FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990). Desta forma, sendo *B. tabaci* considerada um complexo de espécies, o biótipo pode influenciar na suscetibilidade de mosca-branca a inseticidas. Costa et al. (1993) confirmaram que o biótipo B da mosca-branca é mais tolerante a inseticida do que o biótipo A. Na pesquisa publicada por Dennehy et al. (2005), o biótipo Q se mostrou significativamente mais tolerante a diversos inseticidas do que o B.

2.3.2. Fatores biológicos e ecológicos

A ecologia e o ciclo biológico podem alterar significativamente a resposta à seleção para a resistência (CAMPANHOLA, 1990). Georghiou e Taylor (1977a) dividiram os fatores bioecológicos em fatores bióticos (número de gerações por ano, número de indivíduos por geração, monogamia/poligamia) e comportamentais (migração, monofagia/polifagia, sobrevivência casual, refúgio).

O número de gerações por ano é um fator importante para a evolução da resistência (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977a). A mosca-branca tem, em média, 11 a 15 gerações por ano e o número de ovos/fêmea pode variar de 100 a 300 (VILLAS BÔAS et al., 1997); assim sendo, em um tempo relativamente curto, poderá ocorrer a evolução da resistência a inseticidas (ARENAS, 1998). Além disso, outros fatores, como a polifagia da mosca-branca, que significa que a mesma tenha maior disponibilidade de alimento e refúgio do que os insetos monófagos, e um ciclo de vida relativamente curto aumentam a probabilidade de sobrevivência desse inseto à pressão de seleção. Taylor et al. (1983) mencionaram que insetos polífagos tendem a evoluir em resistência mais lentamente do que os monófagos.

2.3.3. Fatores operacionais

Os fatores operacionais da resistência são aqueles relacionados com a aplicação de praguicidas e que estão sob o controle do homem, tais como, o intervalo de aplicação, a persistência do resíduo inseticida, a época de aplicação do praguicida, a proporção da população da praga que será tratada, a dose e frequência de aplicação desses produtos (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977a; CAMPANHOLA, 1990; ARENAS, 1998).

Segundo Arenas (1998), o aumento na expressão da resistência na população de praga resulta frequentemente do aumento da dose e do número de aplicações de inseticidas, com a finalidade de se obterem os níveis de controle anteriormente alcançados. O uso de inseticida persistente pode eliminar os insetos

suscetíveis imigrantes e assim evitar a diluição de genes da resistência (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977a; CAMPANHOLA, 1990).

A persistência no uso de produtos já comprometidos pela resistência agrava ainda mais o problema, pois favorece o desenvolvimento de mecanismos de resistência mais eficientes (ARENAS, 1998). No entanto, o uso de praguicidas em doses não elevadas, o uso de tratamentos alternativos e a presença de refúgio para abrigar indivíduos suscetíveis são estratégias potenciais para evitar a rápida seleção (GEORGIU; TAYLOR, 1977b).

2.4. Técnicas de bioensaios, monitoramento e manejo da resistência de mosca-branca a inseticidas

Para se evitar perdas econômicas no campo devido à evolução da resistência de pragas, é fundamental o desenvolvimento de estratégias com a finalidade de retardar ou diminuir a probabilidade da evolução da resistência (ROUSH; MCKENZIE, 1987).

Um programa de monitoramento da resistência a inseticidas é fundamental para a detecção de mudanças na suscetibilidade de populações de pragas e para avaliação de estratégias de manejo da resistência (CAMPANHOLA, 1990). Desta forma, o monitoramento é essencial para todos os programas de manejo da resistência a inseticidas (ROUSH; MILLER, 1986). A constatação de resistência em populações de pragas a praguicidas é normalmente realizada por meio de bioensaios (HALLIDAY; BURNHAM, 1990).

De modo geral, os termos “bioensaio” ou “ensaio biológico” referem-se a procedimentos para determinação da relação entre um agente fisiologicamente ativo e o efeito que o mesmo produz em um organismo vivo (HOSKINS; CRAIG, 1962). Diversos tipos de bioensaios têm sido utilizados para monitoramento e manejo da resistência de mosca-branca a inseticidas nos Estados Unidos, na Europa, Ásia e na África.

Um destes tipos de bioensaio é a técnica de cartão adesivo impregnado com dado inseticida usada por Castle et al. (1996), Castle et al. (2002) e

Prabhaker et al. (1996), em pesquisa com bifentrina, clorpirifós, metomil e endosulfan, e por Prabhaker et al. (1992), em ensaio com cipermetrina e sulprofós. Outro tipo é o bioensaio de absorção sistêmica, no qual o pecíolo de uma folha de algodão é posto em determinada solução inseticida e, posteriormente, adultos de mosca-branca são expostas à folha. Este tipo foi usado por Nauen et al. (2002) e Prabhaker et al. (2005), em pesquisa com inseticidas neonicotinoídes (acetamiprido, dinoteluron, imidacloprido e tiametoxam), e por Kady e Devine (2003) em estudo com carbosulfan e aldicarb. O bioensaio do tipo tubo de vidro impregnado com resíduo de inseticida foi utilizado no monitoramento da resistência de *B. tabaci* à bifentrina, endosulfan, fenpropatrina e à mistura de acefato + fenpropatrina, por Sivasupramaniam et al. (1997).

Outros tipos de bioensaios usados em pesquisa de resistência de *B. tabaci* a inseticidas são os do tipo “imersão”, em que o substrato ou mesmo o inseto é tratado por imersão. A imersão de folhas de planta em solução inseticida e posterior infestação destas com adultos de mosca-branca é um destes tipos de bioensaio e foi usado por Horowitz et al. (2002), em pesquisa com piriproxifeno, e por Horowitz et al. (2004), em estudo com imidacloprido e tiametoxam. A imersão em solução inseticida de folha de planta com ninfas ou ovos de mosca-branca é o tipo que foi usado por Cahill et al. (1996b), em pesquisa com buprofezina, e por Li et al. (2003) e Ishaaya et al. (2005), com piriproxifeno. Um outro bioensaio deste tipo é o de disco foliar tratado (por imersão) e fixado sobre uma camada de solução ágar-água. Este tipo foi utilizado por Dittrich et al. (1985), em bioensaio com cipermetrina e monocrotofós, por Rowland et al. (1991), em pesquisa com cipermetrina e profenofós, por Cahill et al. (1996a), com imidacloprido, e por Elbert e Nauen (2000), em pesquisa com tiametoxam e acetamiprido.

Atualmente, no Brasil, a pesquisa sobre o desenvolvimento e uso de técnicas de bioensaios para o monitoramento da resistência de *B. tabaci* a inseticidas ainda não existe.

2.5. Avaliação e análise de bioensaio com mosca-branca

A maioria das avaliações de bioensaios com adulto de *Bemisia tabaci* tem sido realizada com 48h após a exposição deste inseto a um determinado inseticida, embora em alguns casos esse tempo seja de poucas horas, como por exemplo, 3h (SIVASUPRAMANIAM; WATSON, 2000) ou 6h (SIVASUPRAMANIAM et al. 1997); algumas pesquisas esse tempo é de 24h (CASTLE et al., 1996; AHMAD et al., 2002) ou até mesmo de 72h (CAHILL et al, 1996a). De um modo geral, o tempo de 48h tem sido usado por ser o tempo em que o bioensaio apresenta mais consistência na sua resposta (dados de concentração-mortalidade) para a maioria dos inseticidas (CAHILL et al, 1996a).

Os dados obtidos a partir das avaliações são analisados, de modo geral, pelo modelo Probit. Os seguintes esclarecimentos sobre o modelo de análise de Probit foram baseados na publicação de Robertson e Preisler (1992).

A distribuição normal é assumida na análise de Probit. A análise de Probit pode ser realizada por vários pacotes estatísticos, tais como: SAS (SAS INSTITUTE, 1989), GENSTAR (ALVEY et al. 1977), BLISS (FINNEY, 1971), GLIM (BAKER; NELDER, 1978) e POLO-PC (LEORA SOFTWARE, 1987); porém, apenas o programa POLO produz saída de resultados que são facilmente lidos e interpretados por biólogos, além de ser o único que testa automaticamente as hipóteses de igualdade e de paralelismo (ROBERTSON; PREISLER; 1992).

Para verificar se os dados do bioensaio (concentração-mortalidade) se adequam ao modelo Probit de análise, os programas realizam o teste do qui-quadrado (χ^2) e assim o valor de χ^2 observado (valor calculado) no bioensaio é comparado com o valor pré-determinado (valor tabelado). Se o valor de χ^2 calculado for maior do que o χ^2 tabelado a $P = 0,05$, então os dados do bioensaio não se adequam ao modelo Probit.

A análise de Probit permite a comparação de coeficientes angulares, coeficientes lineares (interceptos) ou de ambos, ou seja, permite a realização de testes de paralelismo e de igualdade. No teste de paralelismo, os coeficientes angulares de duas linhas de suscetibilidade são comparados; se forem iguais, a

hipótese de paralelismo é aceita e as linhas são consideradas paralelas. No teste de Igualdade os coeficientes angulares e os interceptos de linhas de suscetibilidade são comparados; se forem considerados iguais, a hipótese de igualdade é aceita e as linhas são consideradas iguais. As linhas ainda podem ser consideradas nem paralelas e nem iguais, quando os seus coeficientes angulares ou interceptos forem significativamente diferentes.

Os valores de respostas de concentrações letais (ou doses letais) específicas, tais como CL_{50} (ou DL_{50}) ou CL_{90} (ou DL_{90}), podem ser usados como parâmetro para estimar a toxicidade de vários químicos em relação a um produto padrão, bem como para determinar a suscetibilidade relativa de populações de insetos a inseticidas. No entanto, em estudos de resistência de praga a praguicida, uma razão de resistência é freqüentemente usada para comparar a suscetibilidade de diferentes populações em relação a uma considerada suscetível. A razão de resistência é calculada dividindo-se o valor da concentração letal (CL_{50}) ou dose letal (DL_{50}) de uma população pela CL_{50} ou DL_{50} da população mais suscetível, ou suscetível de referência.

Além destes pontos, segundo Robertson e Preisler (1992) e Ahmad et al., (2002), o coeficiente angular na análise de Probit é considerado baixo quando o valor é menor do que 2,0; que é indicativo do comportamento típico de populações de campo quanto à heterogeneidade genética destas populações em relação à suscetibilidade a praguicida. Quanto maior o coeficiente angular, maior a proporção de indivíduos homozigotos (resistentes ou suscetíveis) na população.

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDELDAFFIE, E. Y. A.; ELHAG, E. A.; BASHIR, N. H. H. Resistance in the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), to insecticide recently introduced into Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, v. 33, n. 4, p. 283-286. 1987.

AHMAD, A. H. M.; ELHAG, E. A.; BASHIR, N. H. H. Insecticide resistance in the cotton whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) in the Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, v. 33, n. 1, p. 67-72. 1987.

AHMAD, M.; ARIF, M. I.; AHMAD, Z.; DENHOLM, I. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. **Pest Management Science**, v. 58, n. 2, p. 203-208. 2002.

ALENCAR, J. A.; BLEICHER, E.; HAJI, F. N. P.; SILVA, P. H. S.; BARBOSA, F. R.; CARNEIRO, J. S.; ARAÚJO, L. H. A. **Métodos gerais de controle da mosca-branca**, cap. 4, p. 43-49. In: HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. (eds.). Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Embrapa – SPI, Brasília, 2004.

ALVEY, N. G.; BANFIELD, C. F.; BAXTER, R. I.; GOWER, J. C.; KRZANOWSKI, W. J.; LANE, P. W.; LEECH, P. K.; NELDER, J. A.; PAYNE, R. W.; PHELPS, K. M.; ROBERTS, C. E.; ROSS, G. J. S.; SIMPSON, H. R.; TODD, A. D.; WEDDERBURN, R. M. W.; WILKINSON, G. N. **GENSTAT a general statistical program**, Rothemsted Experimental Station, England, 1977.

ANÔNIMO. *Bemisia tabaci*. **EPPO Bulletin**, v. 34, p. 281-288. 2003.

ARAÚJO, L. H. A.; BLEICHER, E.; HAJI, F. N. P.; BARBOSA, F. R.; SILVA, P. H. S.; CARNEIRO, J. S.; ALENCAR, J. A. **Proposta de manejo da mosca-branca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring em algodão**. In: Manejo integrado da mosca-branca: plano emergencial para o controle de mosca-branca. Brasília, 1998. Não paginado. 2002.

ARENAS, L. D. O. Resistencia de *Bemisia argentifoli* a insecticidas: implicaciones y estrategias de manejo en Mexico. **Manejo Integrado de Plagas**, n. 49, p. 10-25. 1998.

BAKER, J. R.; NELDER, J. A. **The GLIM manual: release 3. generalized linear modeling, numerical algorithms group**, Oxford, England, 1978.

BROWN, J. K.; BIRD, J. Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. **Plant Disease**, v. 76, p. 220–225. 1992.

BROWN, J. K.; COATS, S.; BEDFORD, I. D.; MARKHAM, P. G.; BIRD, J.; FROHLICH, D. R. Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). **Biochemical Genetics**, v. 33, p. 205–214. 1995b.

BROWN, J. K.; FROHLICH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweetpotato or silverleaf whitefly: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? **Annual Review Entomology**, v. 40, p. 511-534. 1995a.

BYRNE, D. N.; BELLOWS, T. S. Jr. Whitefly biology. **Annual Review Entomology**, v. 36, p. 431-457. 1991.

BYRNE, D. N.; MILLER, W. B. Carbohydrate and amino acid composition of phloem sap and honeydew produced by *Bemisia tabaci*. **Journal of Insect Physiology**, v. 36, n. 6, p. 433-439. 1990.

CABALLERO, R. **Identificación de moscas blancas**, cap. 1, p. 1-10. In: HILJE, L. 1996. Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 150p. 1996. (CATIE. Materiales de Enseñanza, 37)

CAMPANHOLA, C. **Resistência de insetos a inseticidas**: importância, características e manejo. Jaguariúna: EMBRAPA – CNPDA, 45p. 1990 (Documento, 11).

CAHILL, M.; BYENE, F. J.; GORMAN, K. J.; DENHOLM, I.; DEVOSHIRE, A. L. Pyrethroid and organophosphate resistance in the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 85, p. 181-187. 1995.

CAHILL, M.; GORMAN, K.; DAY, S.; DENHOLM, I.; ELBERT, A.; NAUEN, R. Baseline determination and detection of resistance to imidacloprido in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, n. 4, p.343-349. 1996a.

CAHILL, M.; JARVIS, W.; GORMAN, K.; DENHOLM, I. Resolution of baseline responses and documentation to buprofezin in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, p. 117-122. 1996b.

CASTLE, S. J.; HENNEBERRY, T.; TOSCANO, N.; PRABHAKER, N.; BIRDSALL, S.; WEDDLE, D. Silverleaf whitefly show no increase in insecticide resistance. **California Agriculture**, v. 50, n. 1, p.18-23. 1996.

CASTLE, S. J.; TOSCANO, N.; PRABHAKER, N.; HENNEBERRY, T. J.; PALUMBO, J. C. Field evaluation of different insecticide use strategies as resistance management and control tactics for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 92, p. 449-460. 2002.

CHEN, J.; McAUSLANE, H. J.; CARLE, R. B.; WEBB, S. E. Impact of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Auchenorrhyncha: Aleyrodidae) infestation and squash silverleaf disorder on zucchini yield and quality. **Journal of Economic Entomology**, v. 97. n. 6, p. 2083-2094. 2004.

COSTA, H. S.; BROWN, J. K.; SIVASUPRAMANIAM, S.; BIRD, J. Regional distribution, insecticide resistance and reciprocal crosses between the 'A' and 'B' biotypes of *Bemisia tabaci*. **Insect Science and its Applications**, v. 14, p. 255-266. 1993.

COSTA, A. S.; COSTA, C. L.; SAUER, H. F. G. Surto de mosca-branca em culturas do Paraná e São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 2, n. 1, p. 20-30. 1973.

DAVIDSON, E. W.; SEGURA, B. J.; STEELE, T.; HENDRIX, D. L., Microorganisms influence the composition of honeydew produced by the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Journal of Insect Physiology**, v. 40, n. 12, p. 1069-1076. 1994.

DE BARRO, J. P. Genetic structure of the whitefly *Bemisia tabaci* in the Asia-Pacific region revealed using microsatellite markers. **Molecular Ecology**, v.14, n. 12, p. 3695-3718. 2005.

DENNEHY, T. J.; DEGAIN, B. A.; HARPOLD, V. S.; BROWN, J. K.; MORIN, S.; FABRICK, J. A.; NICHOLS, R. L. New challenges to management of whitefly resistance to insecticides in Arizona. The University of Arizona, Extension Arthropod Resistance Management Laboratory, **Cooperative Extension**, 32p. 2005.

DENNEHY, T. J.; WILLIAMS, L. Management in *Bemisia* in Arizona cotton. **Pesticide Science**, v. 51, n., 3, p. 398-406. 1997.

DITTRICH, V; HASSAN, S. O.; ERNST, G. H. Sudanese cotton and the whitefly: a case study of the emergence of a new primary pest. **Crop Protection**, v. 4, n.2, p. 161-176. 1985.

ELBERT, A.; NAUEN, R. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. **Pest Management Science**, v. 56, p.60-64. 2000.

ELLSWORTH, P.C., TRONSTAD, R., LESER, J., GOODELL, P.B., GODFREY, L.D., HENNEBERRY, T.J., HENDRIX, D., BRUSHWOOD, D., NARANJO, S.E., CASTLE, S.J., NICHOLS, R.L. **Sticky cotton resources and solutions**, IPM Series n. 13. The University of Arizona Cooperative Extension, Publ. AZ1156, Tucson, AZ, 4p. 1999. URL. Disponível em: <<http://ag.arizona.edu/crops/cotton/insects/wf/stickycss.pdf>>. Acesso em 9/7/2006.

ERNST, G. H. Whitefly (*Bemisia tabaci*) in cotton: possible origin of the problem and today's chemical control opportunities. **Pesticide Science**, v. 42, p. 139-141. 1994.

FFRENCH-CONSTANT, R. H.; ROUSH, R. T. **Resistance detection and documentation: the relative roles of pesticidal and biochemical assays**, p. 4-38. In: ROUSH, R.T.; TABASHNIK, B.E. (eds.). Pesticide resistance in arthropods. Chapman & Hall, New York. 1990.

FINNEY, D. J. **BLISS**, Department of Statistic, University of Edinburgh, Edinburgh, Scotland, 1971.

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

GEORGHIOU, G. P.; TAYLOR, C. E. Genetic and biological influences in the evolution of insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 3, p. 653-658. 1977a.

GEORGHIOU, G. P.; TAYLOR, C. E. Operacional influences in the evolution of insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, vol. 70, n. 5, p. 653-658. 1977b.

GEORGHIOU, G. P. **Overview of insecticide resistance**. p. 19-39. IN: GREEN, M. B.; LE BARON, H. M.; MOBERG, W. K. (eds.). Managing resistance to agrochemicals. Washington, D. C. American Chemical Society. 496p. 1990.

HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. A. A.; FERREIRA, R. C. F. **Introdução, origem, distribuição geográfica e classificação sistemática**. Cap. 1, p. 15-30. IN: HAJI, F. N. P. & BLEICHER, E. (eds.). Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Embrapa – SPI, Brasília, 186p. 2004.

HALLIDAY, W. R.; BURNHAM, K. P. Choosing the optimal diagnostic dose for monitoring insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, vol. 83, n. 4, p.1151-1159. 1990.

HILJE, L. **Metodologias para el estudio y manejo de mosca blancas y geminivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 150p. 1996. (CATIE: Materiales de Enseñanza; 37)

HOROWITZ, A. R.; FORER, G.; ISHAAYA, I. Managing resistance in *Bemisia tabaci* in Israel with emphasis on cotton. **Pesticide Science**, v. 42, p. 113-122. 1994.

HOROWITZ, A. R.; KONTSEDALOV, S.; DENHOLM, I.; ISHAAYA, I. Dynamics of insecticide resistance in *Bemisia tabaci*: a case study with the insect growth regulator pyriproxyfen. **Pest Management Science**, v. 58, p. 1096-1100. 2002.

HOROWITZ, A. R.; KONTSEDALOV, S.; ISHAAYA, I. Dynamics of resistance to the neonicotinoids acetamiprid and thiamethoxam in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 97, n. 6, p. 2051-2056. 2004.

HOROWITZ, A. R.; MENDELSON, Z; CAHILL, M.; DENHOLM, I.; ISHAAYA, I. Managing resistance to the insect growth regulator, pyriproxyfen, in *Bemisia tabaci*. **Pesticide Science**, v. 55, p. 272-276. 1999.

HOSKINS, W. M.; CRAIG, R. Uses of bioassay in entomology. **Annual Review of Entomology**, v. 7, p. 437-464. 1962.

ISAACS, R.; CAHILL, M.; BYRNE, D. N. Host plant evaluation behaviour of *Bemisia tabaci* and its modification by external or internal uptake of imidacloprid. **Physiological Entomology**, v. 24, p. 101-108. 1999.

ISHAAYA, I.; KONTSEDALOV, S.; HOROWITZ, A. R. Biorational insecticides: mechanism and cross-resistance. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 58, p. 192-199. 2005.

ISHAAYA, I.; HOROWITZ, A. R. Pyriproxyfen, a novel insect growth regulator for controlling whitefly: mechanisms and resistance management. **Pesticide Science**, v. 43, p. 227-232. 1995.

JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, v. 109, n. 3, p. 195-219. 2003.

KADY, H. E.; DEVINE, G. J. Insecticide resistance in Egyptian populations of cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Pest Management Science**, v. 59, p. 865-871. 2003.

LEORA SOFTWARE. **Polo PC: a user's guide to Probit or Logit Analysis**, 20p. 1987.

LI, A. Y.; DENNEHY, T. J.; NICHOLS, R. L. Baseline susceptibility and development of resistance to pyriproxyfen in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v. 96, n. 4, p. 1307-1314. 2003.

LISHA, V. S.; ANTONY, B.; PALANISWAMI, M. S.; HENNEBERRY, T. J. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) biotypes in India. **Journal of Economic Entomology**, v. 96, n. 2, p. 322-327. 2003.

MOUND, L. A.; HALSEY, S. H. (eds.). **Whitefly of the World: a systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data**, British Museum (Natural History), London, UK. 340p. 1978.

NAUEN, R.; STUMPF, N.; ELBERT, A. Toxicological and mechanistic studies on neonicotinoid cross resistance in Q-type *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Pest Management Science**, v. 58, p. 868-875. 2002.

OMER, A. D.; JOHNSON, M. W.; TABASHNIK, B. E.; COSTA, H. S.; ULLMAN, D. E. Sweetpotato whitefly resistance to insecticides in Hawaii: intra-island variation is related to insecticides use. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 67, p.173-182. 1993.

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

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

PERRY, A. S. The relative susceptibility to several insecticides of adult whiteflies (*Bemisia tabaci*) from various cotton-growing areas in Israel. **Phytoparasitica**, v. 13, n. 1, p. 77-78. 1985.

PRABHAKER, N.; CASTLE, S.; BYRNE, F.; HENNEBERRY, T. J.; TOSCANO, N. C. Establishment of baseline susceptibility data to various insecticides for *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae) by comparative bioassay techniques. **Journal of Economic Entomology**, v. 99 n. 1, p. 141-154. 2006.

PRABHAKER, N.; CASTLE, S.; HENNEBERRY, T. J.; TOSCANO, N. C. Assessment of cross-resistance potential to neonicotinoids insecticides in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 95, n. 6, p.535-543. 2005.

PRABHAKER, N.; COUDRIET, D. L.; MEYERDIRK, D. E. Insecticide resistance in the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 78, p. 748-752. 1985.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; HENNEBERRY, T. J.; CASTLE, S. J.; WEDDLE, D. Assessment of two bioassay techniques for resistance monitoring of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in California. **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 4, p. 805-815. 1996.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; HENNEBERRY, T. J. Evaluation of insecticide rotations and mixtures as resistance management strategies for *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 91, n. 4 p. 820-826. 1998.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; PERRING, T. M.; NUSSLY, G.; KIDO, K.; YOUNGMAN, R. R. Resistance monitoring of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in the Imperial Valley of California. **Journal of Economic Entomology**, v. 85, n. 8, p.1063-1068. 1992.

ROUSH, T. R.; MCKENZIE, J. A. Ecological genetics of insecticides and acaricide resistance. **Annual Review of Entomology**, v. 32, p. 361-380. 1987.

ROUSH, R. T.; MILLER, G. L. Considering for design of insecticide resistance monitoring programs. **Journal of Economic Entomology**, v. 79, p. 293-298. 1986.

ROWLAND, M.; HACKETT, B.; STRIBLEY, M. Evaluation of insecticides in field-control simulators and standard laboratory bioassays against resistance and susceptible *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) from Sudan. **Bulletin of Entomological Research**, v. 81, p 189-199. 1991.

RILEY, D. G.; TAN, W. Host plant effects on resistance to bifenthrin in silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 96, n. 4, p.1315-1321. 2003.

SALGUERO, V. **Perspectivas para el manejo del mosca blanca – virosis**. In: HILJE, J., ARBOLEDA, O. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en America Central y el Caribe. Turrialba: CATIE, p. 20-26, 1993. (CATIE. Série Técnica, Informe Técnico, 205)

SIVASUPRAMANIAM, S.; JOHNSON, S.; WATSON, T. F.; OSMAN, A. A.; JASSIM, R. A glass-vial technique for monitoring tolerance of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to selected insecticides in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v. 90, n.1, p. 66-74. 1997.

SIVASUPRAMANIAM, S.; WATSON, T. F. Selection for fenpropathrin and fenpropathrin + acephate resistance in the silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 93, n.3, p. 949-954. 2000.

VIEIRA, M. R.; CORREA, L. S. Ocorrência de moscas brancas (Hemiptera: Aleyrodidae) e do predador *Delphastus pusillus* (LeConte) (Coleoptera: Coccinellidae) em mamoeiro (*Carica papaya* L.) sob cultivo em ambiente protegido. **Neotropical Entomology**, v. 30, n.1, p. 171-173. 2001.

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. D.; BEZERRA, I. C. **Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii***. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 11p, 1997 (Circular técnica, 9).

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

TAYLOR, C. E.; QUAGLIA, E. F.; GEORGHIOU, G. P. Evolution of resistance to insecticides: a case study on the influence of migration and insecticide decay rates. **Journal of Economic Entomology**, v. 76, p. 704-707. 1983.

WILLIAMS, L.; DENNEHY, T. J. **Whitefly control in Arizona: developing a resistance management program for imidacloprid**. s.d. Disponível em <<http://www.msstate.edu/Entomology/v8n1/art19.html>>. Acesso em agosto de 2006.

CAPÍTULO 2

Validação de uma técnica de bioensaio para caracterização de linhas-básicas de suscetibilidade de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) a inseticidas no Brasil

RESUMO

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius), se estabeleceu como uma das principais pragas de diversos cultivos em muitos países. O uso de inseticidas é uma das principais ferramentas para o controle desta praga, porém, a evolução de resistência da praga a esses produtos tem comprometido essa estratégia de controle de *B. tabaci*. Para o estabelecimento de um programa pró-ativo de manejo da resistência de *B. tabaci* a inseticidas no Brasil, os objetivos desse estudo foram: validar uma técnica de bioensaio para o monitoramento da resistência da mosca-branca a inseticidas; verificar a influência de duas plantas hospedeiras (soja e algodão) sobre a resposta da mosca-branca a esses produtos perante o uso do bioensaio; e caracterizar as linhas-básicas de suscetibilidade de *B. tabaci* aos inseticidas acetamiprido, imidacloprido, tiametoxam, clorpirifós, endosulfan e piridabem. A técnica de bioensaio testada foi uma do tipo contato residual mediante a imersão de discos foliares de feijão-de-porco, *Canavalia ensiformis* L., nas soluções inseticidas com adição de 0,1% de surfactante (Triton®). Foram usadas quatro a seis concentrações, espaçadas logaritmicamente, de cada produto, além da testemunha. Os discos foliares tratados foram individualizados em tubos de vidro de 2,1 cm de diâmetro contendo 1,2 ml de solução ágar-água a 2,8%. Foram utilizados insetos adultos oriundos de cada uma das duas espécies de plantas hospedeiras. Aproximadamente 16 insetos foram utilizados por tubo de bioensaio e três ou quatro tubos por concentração. As avaliações foram realizadas em 24h após a exposição dos insetos ao endosulfan, e em 48h após para os demais produtos. Após análise dos dados conclui-se que a técnica de bioensaio empregado é eficiente para monitoramento da resistência de mosca-branca a inseticidas. A caracterização das linhas básicas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas é mais consistente quando esse inseto é criado em plantas de algodão que de soja.

Palavras-chave: Mosca-branca. Controle químico. Algodão. Soja. Resistência a inseticidas.

Validation of a bioassay technique to characterize the baseline susceptibility of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) to pesticides in Brazil.

ABSTRACT

The whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius), established as a main insect pest in many crops in several countries. The use of pesticides is one of the main tools to control this pest; however, insecticide resistance has impaired this control strategy. To establish a proactive insecticide resistance management program for *B. tabaci* in Brazil, the objective of this work were: to validate a bioassay technique for monitoring the resistance; to verify the influence of two plants (soybean and cotton) on whitefly response to some products in bioassays; to characterize the baseline susceptibility of *B. tabaci* to acetamiprid, imidachloprid, thiametoxam, pyridabem, chlorpyrifos, and endosulfan. A residual contact bioassay technique was tested by dipping leaf discs of *Carnivalia ensiformis* L. on insecticide solution with 0.1% of surfactant (Triton®). Four to six concentrations of each insecticide were used in a logarithmic scale and a control. Treated-leaf discs were individually transferred into glass vials of 2.1 cm in diameter containing 1.2 ml of an agar-water solution at 2.8%. Adult whiteflies reared on cotton and soybean plants were evaluated. Approximately 16 insects were tested in each bioassay vial and three to four vials were used per concentration. Evaluations were done after exposing them during 24h for endosulfan and 48h for other insecticides. After analyzing the data it could be concluded that the bioassay technique is effective for monitoring whitefly resistance to insecticides. The characterization of the baseline susceptibility of *B. tabaci* to the tested pesticides is more easily obtained when whiteflies were reared on cotton than on soybean plants.

Keywords: Whitefly. Chemical control. Cotton. Soybean. Insecticide resistance.

1. INTRODUÇÃO

No início dos anos 90 do século passado, a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) se estabeleceu como a principal praga de muitos cultivos de importância agrônômica em diversos países (BELLOWS et al., 1994). Esse inseto causa danos diretos, mediante a sucção da seiva das folhas da planta e pela injeção de toxinas na planta, e também danos indiretos, servindo como vetor de várias espécies de vírus (AHMAD et al., 2002; JONES, 2003; DE BARRO, 2005). O controle desta praga tem dependido principalmente do uso de inseticidas durante todo o ano (PRABHAKER et al., 1996). Entretanto, falhas no combate à mosca-branca com essa tática de controle têm ocorrido com frequência. Uma das explicações para essas falhas tem sido a evolução da resistência de *B. tabaci* a inseticidas (ABDELDAFFIE et al., 1987; SIVASUPRAMANIAM et al., 1997). O potencial genético de *B. tabaci* para desenvolver altos níveis de resistência a inseticidas reforça a previsão de que alguns produtos se tornarão ineficientes ao controle desta praga se estratégias de manejo da resistência não forem implementadas (PRABHAKER et al., 1998). Estudos já confirmaram a evolução de resistência em condições de campo e de laboratório de *B. tabaci* a inseticidas de diversos grupos químicos, tais como organofosforados, carbamato, piretróides, ciclodieno, reguladores de crescimento de insetos e neonicotinóides (PRABHAKER et al., 1985, 1996; OMER et al., 1993a; CAHILL et al., 1996a; 1996b; SIVASUPRAMANIAM; WATSON, 2000; RILEY; TAN, 2003).

Os pré-requisitos para o desenvolvimento de uma efetiva estratégia de manejo da resistência são: o prévio desenvolvimento e validação de técnicas simples para detecção de resistência; estudos da dinâmica da resistência em populações da praga no campo; e a determinação de mecanismo(s) da resistência aos inseticidas mais comumente usados (SIVASUPRAMANIAM et al., 1997).

Fatores ambientais e biológicos, tais como planta hospedeira, temperatura, idade do inseto testado e prévia exposição a doses subletais de um determinado tóxico podem influenciar no fenótipo da resistência (SIEGFRIED; MULLIN, 1989; OMER et al., 1993b). Se o efeito do ambiente for relativamente

pequeno sobre a suscetibilidade de mosca-branca, testes (bioensaios) com insetos de diferentes locais podem produzir resultados adequados, mas quando este efeito é relativamente grande, os testes podem levar a conclusões errôneas sobre a resistência de inseto a inseticidas (OMER et al., 1993b). Para testar o potencial da influência do ambiente sobre a resistência de mosca-branca, Omer et al. (1993b) estudaram, mediante a realização de bioensaios, o efeito de plantas hospedeiras sobre a suscetibilidade deste inseto a acefato. Robertson et al. (1990) investigaram se plantas hospedeiras poderiam modificar a expressão da resistência de *Epiphyas postvittana* (Walker) (Lepidoptera: Tortricidae) a azinfosmetil. Mais recentemente, Riley e Tan (2003) avaliaram o efeito de três plantas hospedeiras sobre a suscetibilidade de populações de mosca-branca à bifentrina. Tendo em vista que a planta hospedeira pode influenciar na suscetibilidade da mosca-branca a inseticidas, pressupõe-se que para a validação de uma técnica de bioensaio é importante a avaliação da influência que a espécie de planta hospedeira pode exercer sobre a resposta de mosca-branca a inseticidas durante a realização de bioensaios.

As técnicas de bioensaios são importantes em um programa de manejo da resistência, tanto para detecção quanto para o monitoramento da resistência de pragas no campo (FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990; BUSH et al., 1993). Várias técnicas de bioensaio foram validadas e usadas para monitorar possíveis mudanças na suscetibilidade de populações de *B. tabaci* biótipo B a inseticidas em países como Estados Unidos, Israel, Espanha, Itália, Sudão, Alemanha e Reino Unido (DITTRICH et al., 1985; PRABHAKER et al., 1985; MINK; BOETHEL, 1992; CAHILL et al., 1996a; SIVASUPRAMANIAM et al., 1997; HOROWITZ et al., 2004). Entretanto, no Brasil, apesar de a mosca-branca ser considerada uma praga de grande importância agrônômica e da publicação de vários trabalhos a respeito desta praga, tais como Villas Bôas et al. (1997), Bleicher et al. (2000), Villas Bôas et al. (2002), Silva et al. (2003), Haji e Bleicher (2004), nenhuma pesquisa desta se refere ao estudo, validação e uso de técnicas de bioensaios e seu emprego para o monitoramento da resistência de *B. tabaci* a inseticidas.

Com a análise de dados dos bioensaios são obtidos parâmetros como: coeficiente angular da linha de regressão, CL_{50} e CL_{90} que servirão para comparar a suscetibilidade de diferentes populações de praga. Os dados de linhas-básicas de suscetibilidade fornecem um ponto de referência para a suscetibilidade de populações de campo e, assim, qualquer futura ocorrência de resistência poderá ser documentada e quantificada (LEEPER; RAFFA, 1986).

Diante destes fatos, os objetivos deste trabalho foram: viabilizar uma técnica de bioensaio para detecção e monitoramento da resistência de adultos de *B. tabaci* a inseticidas; avaliar a influência de planta hospedeira sobre a resposta de *B. tabaci* a esses inseticidas; e estimar as linhas-básicas de suscetibilidade de adultos de mosca-branca a inseticidas no Brasil.

2. MATERIAL E MÉTODOS

A presente pesquisa foi realizada no Laboratório de Resistência de Artrópodes a Pesticidas do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz Queiroz”, Universidade de São Paulo (Esalq/USP), em Piracicaba-SP, no período de agosto de 2005 a junho de 2006.

2.1. Insetos - Criações em casa de vegetação

Em agosto de 2005, plantas de algodão (*Gossypium hirsutum* ‘Delta Opal’) e de soja (*Glycine max* ‘Primavera’) foram cultivadas separadamente em vasos da marca Nutriplan[®] número 4 (volume = 3,75 L) preenchidos com uma mistura de solo e substrato comercial para produção de mudas de hortaliças (Plantimax HT[®] - Eucatex Ltda., Paulínia-SP) na proporção de 2:3 (solo:substrato comercial). Essas plantas foram mantidas em casa de vegetação livre da infestação de insetos até atingirem a altura de 30 cm, pelo menos um mês após a germinação. Posteriormente, as plantas foram transportadas para outra casa de

vegetação, onde as duas criações de mosca-branca, uma em plantas de algodão e outra em soja, foram separadamente mantidas.

Os insetos usados em ambas as criações foram provenientes de uma população criada em plantas de soja e repolho, no Instituto Agronômico de Campinas (IAC), Campinas-SP, onde não haviam sofrido nenhuma aplicação de inseticidas por pelo menos cinco anos. Durante o tempo de realização desse trabalho, nenhuma aplicação de inseticida foi feita sobre as plantas das criações dos insetos. Sendo assim, essas populações foram denominadas de populações suscetíveis de referência (SusIAC).

2.2. Inseticidas testados

Seis inseticidas foram utilizados, sendo: três do grupo dos neonicotinóides: acetamiprido, imidacloprido e tiametoxam; um piridazinona: piridabem; um organofosforado clorpirifós; e um ciclodieno: endosulfan. (Tabela1.1)

Todos os produtos foram manipulados em uma capela equipada com exaustor. Cada produto foi diluído em água destilada e as concentrações foram espaçadas em escala logarítmica, utilizando-se de 5 a 6 concentrações que proporcionassem mortalidade entre 10 e 95%. Para controle usou se apenas água destilada A todas as concentrações inseticidas mais o controle de cada bioensaio foram adicionadas 0,1% de surfactante (Triton[®]).

Tabela 1.1 Característica comerciais dos produtos usados nos bioensaios da pesquisa.

Nome técnico	Nome comercial	Grupo Químico	Formulação	g de i.a. ¹	Fabricante
Acetamiprido	Mospilan [®]	Neonicotinóide	Pó solúvel	200 / kg	Iharabrás S.A. Indústrias Químicas
Imidacloprido	Provado 200 SC [®]	Neonicotinóide	Suspensão concentrada	200 / L	Bayer CropScience Ltda.
Tiametoxam	Actara 250 WG [®]	Neonicotinóide	Granulado dispersível	250 / kg	Syngenta Proteção de Cultivo Ltda.
Piridabem	Sanmite [®]	Piridazinona	Concentrado emulsionável	200 / L	Iharabrás S.A. Indústrias Químicas
Clorpirifós	Lorsban 480 BR [®]	Organofosforado	Concentrado emulsionável	480 / L	Dow Agrosiences Industrial Ltda.
Endosulfan	Thiodan EC [®]	Ciclodieno	Concentrado emulsionável	350 / L	Bayer CropScience Ltda.

¹ Quantidade de ingrediente ativo (em g) / kg ou L do produto comercial

2.3. Técnica de bioensaio

A técnica de bioensaio avaliada foi uma do tipo contato residual com adultos de mosca-branca (adaptada de Dittrich et al., 1985).

2.3.1. Substrato de bioensaio

Discos de folhas do tipo trifoliada de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) foram usados como substrato do bioensaio. As plantas foram cultivadas em vaso da marca Nutriplan[®] número 2 (volume = 0,9 L) sob condições de casa de vegetação livre de infestação de inseto com a mesma mistura usada para cultivo de plantas de algodão e soja. Folhas provenientes de planta de feijão-de-porco com idade entre quatro e dez semanas após a germinação foram retiradas, lavadas em água corrente e deixadas em imersão em água por dez minutos. Em seguida, as folhas foram enxugadas com papel toalha e cortadas em forma de discos com o auxílio de um vazador de latão de 2,1 cm de diâmetro. Esses discos foram postos sobre uma bandeja com papel toalha umedecido com água destilada de forma que a parte abaxial da folha ficasse em contato com o papel umedecido.

2.3.2. Tratamento do substrato e preparo do tubo de bioensaio

Quatro discos foliares de feijão-de-porco foram tratados por imersão durante cinco segundos para cada concentração de um dos seis inseticidas. O controle constou da imersão de quatro discos em água destilada com surfactante. Posteriormente, os discos foram postos a secar, com a face abaxial do disco virada para cima, sobre uma bandeja forrada com folhas de papel toalha seca. Cada disco tratado foi colocado sobre uma camada de 1,2 ml de solução ágar-água a 2,8% no fundo de um tubo de vidro de fundo chato (Covadis[®], Piracicaba-SP) (diâmetro = 23 mm e comprimento = 83 mm) de forma que a face adaxial do disco ficasse em contato com a solução ágar-água. Para cada concentração,

foram utilizados três ou quatro tubos, dependendo da quantidade de insetos disponíveis para sua realização.

Dois procedimentos metodológicos foram utilizados para evitar a mortalidade de insetos causada pela umidade no interior do tubo de bioensaio. Um destes procedimentos foi a retirada, com o auxílio de uma pinça e papel higiênico, do excesso da solução ágar-água que eventualmente ficava na borda do disco foliar tratado e/ou na parede interna do tubo do bioensaio. O outro foi o uso de um disco de papel toalha para tampar o tubo. Para isto, uma camada de filme de PVC foi colocada sobre o disco de papel toalha para fixá-lo à boca do tubo de bioensaio. Um bioensaio foi considerado consistente quando a mortalidade no controle não excedia 10%, de acordo com as recomendações de Carozo et al. (1996). Para cada produto inseticida, o bioensaio considerado consistente foi repetido de três ou quatro vezes, dependendo da quantidade de insetos disponíveis para sua realização.

2.3.3. Captura dos insetos

Dentro de um período de quatro horas após o preparo dos tubos de bioensaio, procedeu-se a infestação com adultos de *B. tabaci* de cada população. Inicialmente, os insetos foram capturados para dentro de um recipiente de 500 ml com o auxílio de um mini-aspirador adaptado e, posteriormente, apenas os insetos vigorosos foram transferidos para dentro de cada um dos tubos do bioensaio. Posteriormente, cada tubo foi primeiramente tampado com um disco de papel toalha e sobre este uma lâmina de filme de PVC para fixar o disco de papel na boca do tubo. O número médio de insetos por tubo foi de 15.

2.4. Avaliação dos bioensaios e análise dos dados

A mortalidade foi avaliada em 24h, nos bioensaios com o endossulfan, e em 48h, com os demais inseticidas. Como critério de mortalidade se estabeleceu que, no momento da avaliação, o inseto que após ser tocado levemente por um

pincel de cerdas finas não apresentasse sinal de movimento ou apresentasse movimentos lentos e desordenados (moribundo) era considerado morto.

Os dados de concentração-mortalidade foram submetidas à análise de Probit pelo programa Polo-PC (LEORA SOFTWARE, 1987), para estimativa dos valores das concentrações letais 50 (CL₅₀'s) e 95 (CL₉₅'s) e realização dos testes de igualdade e de paralelismo, relativos a cada um dos inseticidas, entre as curvas das duas populações (soja ou algodão). A diferença dos valores de CL₅₀'s ou CL₉₅'s foi considerada significativa ($P < 0,05$) se não houvesse sobreposição dos intervalos de confiança a 95%. A razão de resistência (RR) de cada população de campo foi calculada dividindo-se a respectiva CL₅₀ (ou CL₉₅) pela CL₅₀ (ou CL₉₅) da população SusIAC. O valor do qui-quadrado (χ^2) calculado pelo programa Polo-PC foi comparado ao valor do χ^2 pré-estabelecido em tabela. Quando o valor do χ^2 calculado foi igual ao menor do que χ^2 tabelado, os dados do bioensaio considerados foram adequados ao modelo Probit.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Menos de 10% dos bioensaios precisaram ser repetidos por não serem considerados consistentes, ou seja, foram poucos aqueles bioensaios em que a mortalidade no controle excedeu 10%. Desta forma, o problema de condensação de água no interior do tubo de bioensaio foi sanado com os dois procedimentos metodológicos adotados (retirada do excesso da solução ágar-água do interior do tubo de bioensaio e do uso do disco de papel toalha posto para tampar o tubo de bioensaio).

Na Tabela 1.2 encontram-se os valores de suscetibilidade da população de *B. tabaci* (SusIAC), criada em plantas de algodão e soja, a inseticidas. Devido a problema fitossanitário ocorrido nas plantas de soja da criação de mosca-branca, não foi possível a realização de bioensaios com imidacloprido. Portanto, os valores CL₅₀, CL₉₅ e coeficiente angular da curva de resposta desse inseto a imidacloprido foram estimados apenas para a criação em algodão e,

conseqüentemente, não se realizaram os testes de igualdade e de paralelismo para este produto.

Os valores calculados de qui-quadrado (χ^2) de todas as regressões lineares (= linhas de suscetibilidade de mosca-branca a inseticidas) foram inferiores aos valores pré-estabelecidos em tabela de valores de qui-quadrado, com exceção do valor do χ^2 da regressão linear da criação de mosca-branca em soja ao endosulfan (Tabela 1.2). A adequação da linha de regressão ao modelo de análise de Probit é indicada pelo valor do χ^2 (THRONE et al., 1995). Sendo assim, com o uso desta técnica, todas as linhas de regressão, ou linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas, com exceção da linha de suscetibilidade de *B. tabaci* criada em soja a endosulfan, se adequaram ao modelo de análise de Probit. Não se adequando a este modelo, não se realizaram os testes de igualdade e de paralelismo para endosulfan.

Os valores de CL_{50} 's estimados para quatro dos cinco produtos não diferiram em virtude de a planta hospedeira de mosca-branca ser soja ou algodão, o que pode ser observado através da sobreposição nos intervalos de confiança. A exceção foi com o piridabem, cujo valor de CL_{50} foi significativamente maior para a população de mosca-branca criada em algodão do que a criada em soja (Tabela 1.2). Portanto, a tolerância de *B. tabaci* criada em algodoeiro ao piridabem pode ter sido influenciada por aleloquímico(s) presente(s) desta planta hospedeira. No entanto, em relação aos valores de CL_{95} de piridabem, observou-se que não houve diferença estatística em virtude de a planta hospedeira de mosca-branca ser soja ou algodão, para nenhum dos produtos testados (Tabela 1.2). Apesar disto, os testes de igualdade e de paralelismo mostraram que, dependendo de a planta hospedeira ser algodoeiro ou soja, as linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* aos inseticidas não são as mesmas (Tabela 1.3).

Para acetamiprido, clorpirifós e piridabem as hipóteses dos testes de igualdade e de paralelismo entre as duas linhas de suscetibilidade de mosca-branca criadas em diferentes plantas hospedeiras (algodão ou soja) foram rejeitadas, indicando diferença significativa na resposta da mosca-branca a estes produtos em relação à planta hospedeira. Isto pode, segundo Robertson e Preisler

(1992), significar que enzimas de detoxicação diferem qualitativamente ou que essas enzimas totalmente diferentes ocorram nos organismos estudados. Para tiametoxam, a hipótese de igualdade foi também rejeitada, porém a de paralelismo foi aceita, assim, as linhas de suscetibilidade de adultos de mosca-branca criados nas diferentes plantas hospedeiras apresentaram diferença entre si. O fato de as linhas serem paralelas pode indicar que os organismos tenham enzimas idênticas do ponto de vista qualitativo, mas diferentes quantitativamente (ROBERTSON; PREISLER, 1992). Já para endosulfan, a linha de suscetibilidade de mosca-branca criada em soja apresentou um alto valor de χ^2 (Tabela 1.2), maior que o valor pré-estabelecido em tabela, o que indicou a não adequação dos dados de bioensaio ao modelo de análise Probit. Logo, os testes de paralelismo e de igualdade das linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* a endosulfan não foram realizados neste trabalho.

Apesar de os valores de CL_{50} 's e CL_{95} 's de cada inseticida não mostrarem diferença significativa entre a suscetibilidade de moscas-brancas criadas nas duas diferentes plantas hospedeiras, a diferença entre as linhas de suscetibilidade, mostrada pelos testes de igualdade e paralelismo, pode indicar a influência que a planta hospedeira pode exercer sobre a sensibilidade desse inseto, após várias gerações, aos produtos testados. Os valores de concentrações/doses letais, principalmente os de DL_{50} 's ou CL_{50} 's têm sido mais tradicionalmente utilizados para comparar a suscetibilidade de artrópodes a praguicidas. Através dos testes de igualdade e paralelismo não é possível fazer esse tipo de comparação, pois de acordo com Robertson e Preisler (1992), os mesmos apenas comparam o padrão de resposta do organismo a determinado estímulo.

Na pesquisa conduzida por Omer et al. (1993b), as plantas hospedeiras (tomate, feijão e pepino) não tiveram efeito significativo na suscetibilidade de *B. tabaci* a acefato. No entanto, o trabalho realizado por Riley e Tan (2003) comprovou que a suscetibilidade de mosca-branca à bifentrina é influenciada, após várias gerações, pela planta hospedeira, seja esta o algodoeiro, repolho ou abóbora. Uma possível explicação para esse fenômeno, a exemplo do que explicam Brattsten et al. (1977) e Bush et al. (1993), é que os aleloquímicos, ou

metabólitos secundários, presentes na planta hospedeira induzem mudanças metabólicas em mosca-branca, tais como a ativação ou inibição da capacidade metabólica ou um aumento geral na atividade enzimática. A evidência de que enzimas detoxicantes podem ser induzidas por substâncias secundárias de plantas ingeridas na dieta de inseto foi constatada por Brattsten et al. (1977). Yu et al. (1979) comprovaram que as espécies de plantas hospedeiras diferem em grau de estímulo de defesa bioquímica do inseto. Robertson et al. (1990) concluíram que as respostas de diferentes linhagens de *Epiphyas postvittana* (Walker) a azinfosmetil variaram significativamente, dependendo do tipo de alimento consumido. Assim, há a possibilidade de que as diferenças entre as linhas de suscetibilidade de mosca-branca criada em diferentes plantas hospedeiras sejam explicadas pela indução de estímulo de enzima(s) detoxicante(s) por substância secundária da planta hospedeira.

Devido à obtenção de linha de suscetibilidade a imidacloprido apenas em população de mosca-branca criada em plantas de algodão, optou-se pela adoção das linhas de suscetibilidade de mosca-branca criada nesta planta hospedeira (Figura 1.1) para serem usadas como referência em futuros estudos relacionados à resistência de mosca-branca. Sendo assim, os valores de CL_{50} e CL_{95} estimados (Tabela 1.2) poderão servir de referência para futuros trabalhos de monitoramento da suscetibilidade em populações de *B. tabaci* com a técnica de bioensaio descrito no presente trabalho.

Os ensaios mostraram repetibilidade e reprodutibilidade, ou seja, relação concentração-mortalidade bem definida durante a realização dos mesmos. Assim, parâmetros, tais como CL_{50} e CL_{95} destas linhas poderão servir de referência de suscetibilidade de *B. tabaci* em futuros estudos e monitoramento de resistência de populações de campo. Entretanto, deve ser ressaltado que mesmo havendo diferença nas linhas de resposta de mosca-branca a inseticidas devido à planta hospedeira, isto não significa que a suscetibilidade de mosca-branca seja comprometida no campo em função de sua hospedeira, até mesmo porque este inseto é extremamente polífago. Sendo polífago, bem como de fácil dispersão, a suscetibilidade de uma população de *B. tabaci* no campo dificilmente será

comprometida pela influência de substância secundária de uma única planta hospedeira.

4. CONCLUSÕES

De acordo com os resultados apresentados, nas condições estudadas, pode-se concluir que:

- A técnica de bioensaio com uso disco foliar de *Canavalia ensiformis* L. tratado com inseticida por imersão é adequada para caracterizar linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas de ação de contato residual;

- As linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas são mais facilmente caracterizadas quando esse inseto é criado em plantas de algodão que de soja.

Tabela 1.2 Resposta de uma população suscetível de referência de *Bemisia tabaci* a inseticidas mediante o bioensaio de contato residual a 25±2°C e fotoperíodo de 14h.

Inseticida	Planta hospedeira	n ¹	CL ₅₀ (IC 95%) ²	CL ₉₅ (IC 95%) ³	Coefficiente Angular (± EPM ⁴)	χ ² g.l. ⁵
Acetamiprido	Algodão	1086	23,10 (16,56 - 31,91)	330,73 (192,12 - 734,61)	1,423 (± 0,074)	5,247 (3)
	Soja	1157	19,98 (14,317 - 26,658)	152,66 (101,77 - 275,71)	1,862 (± 0,104)	5,050 (3)
Imidacloprido	Algodão	1089	4,55 (3,44 - 5,81)	138,14 (97,66 - 212,84)	1,110 (± 0,075)	3,1322 (4)
	Soja	-	-	-	-	-
Tiametoxam	Algodão	1073	2,905 (1,651 - 4,662)	79,23 (41,73 - 201,47)	1,146 (± 0,067)	4,787 (3)
	Soja	923	3,72 (2,95 - 4,66)	187,40 (124,28 - 310,92)	1,029 (± 0,067)	2,118 (3)
Clorpirifós	Algodão	1145	246,59 (215,26 - 278,95)	604,42 (504,66 - 784,20)	4,225 (± 0,239)	4,559 (3)
	Soja	1127	278,08 (259,44 - 297,12)	813,92 (729,43 - 927,73)	3,527 (± 0,191)	0,755 (3)
Endosulfan	Algodão	820	103,79 (62,43 - 157,02)	337,70 (205,51 - 1.484,71)	3,210 (± 0,255)	5,374 (2)
	Soja	809	97,71 (57,44 - 172,71)	301,21 (171,09 - 2.5797,94)	3,364(± 0,230)	9,425 (2)
Piridabem	Algodão	971	19,80 (17,84 - 21,87)	67,42 (56,40 - 85,20)	3,090 (± 0,244)	2,010 (4)
	Soja	731	14,30 (12,18 - 16,51)	74,00 (58,85 - 100,12)	2,304 (± 0,192)	2,064 (4)

¹ número de insetos testados; ² concentração letal 50 e intervalo de confiança a 95%; ³ concentração letal 95 intervalo de confiança a 95%; ^d grau de liberdade; ⁴ Erro padrão da média; ⁵ valor do qui-quadrado calculado e grau de liberdade (g.l.).

Tabela – 1.3 Resultados dos testes de igualdade e paralelismo das linhas de suscetibilidade de *B. tabaci* a inseticidas em plantas hospedeiras diferentes (algodão e soja).

Produto	Teste			
	Igualdade		Paralelismo	
	χ^2 (g.l.) ¹	Probabilidade ²	χ^2 (g.l.)	Probabilidade
Acetamiprido	17,07 (2)	< 0,000	13,46 (1)	< 0,000
Tiametoxam	13,43 (2)	< 0,001	1,72 (1)	= 0,189
Clorpirifós	15,18 (2)	< 0,000	5,73 (1)	< 0,017
Piridabem	24,60 (2)	< 0,000	8,00 (1)	< 0,005

¹ Valor de qui-quadrado calculado e grau de liberdade (g.l.); ² A hipótese do teste (igualdade ou paralelismo) foi aceita quando a probabilidade foi maior do que 0,050

Erro! Vínculo não válido. Figura 1.1 Linhas de resposta-mortalidade (em escala Probit) da população suscetível de referência de *B. tabaci*, criada em algodão, a diferentes inseticidas.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDELDAFFIE, E. Y. A.; ELHAG, E. A.; BASHIR, N. H. H. Resistance in the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), to insecticide recently introduced into Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, v. 33, n. 4, p. 283-286. 1987.

AHMAD, M.; ARIF, M. I.; AHMAD, Z.; DENHOLM, I. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. **Pest Management Science**, v. 58, n. 2, p. 203-208. 2002.

BELLOWS, T. S.; Jr., PERRING, T. M.; GILL, R. J.; HEADRICK, D. H. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annual of the Entomological Society of America**, v. 87, n. 2, p. 195-206. 1994.

BLEICHER, E.; MELO, Q. M. S.; SOBRAL, A. R. A. Uso de inseticidas seletivos no controle de mosca-branca no meloeiro. **Horticultura Brasileira**, v. 18, Suplemento, p. 359-360. 2000.

BRATTSTEN, L. B.; WILKINSON, C. F.; EISNER, T. Herbivore-plant interactions: mixed-function oxidases and secondary plant substances. **Science** (Washington, DC). v. 196, p. 1349-1352, 1977.

BUSH, M. R.; ABDEL-AAL, Y. A. I.; SAITO, K.; ROCK, G. C. Azinphosmethyl resistance in the tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae): reversion, diagnostic concentrations, associated esterases, and glutathione transferases. **Journal of Economic Entomology**, v. 86, p. 213-225. 1993.

CAHILL, M.; GORMAN, K.; DAY, S.; DENHOLM, I.; ELBERT, A.; NAUEN, R. Baseline determination and detection of resistance to imidacloprid in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, n. 4, p. 343-349. 1996a.

CAHILL, M.; JARVIS, W.; GORMAN, K.; DENHOLM, I. Resolution of baseline responses and documentation to buprofezin in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, p.117-122. 1996b.

CAROZO, E.; MARTÍNEZ, J. L.; BUSTARMANTE, M. **Insecticidas y resistencia**, cap.10, pp.84-96. In: HILJE, L. 1996. Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 150p. (CATIE. Materiales de Enseñanza, 37). 1996.

DE BARRO, J. P. Genetic structure of the whitefly *Bemisia tabaci* in the Asia-Pacific region revealed using microsatellite markers. **Molecular Ecology**, v.14, n. 12, p. 3695-3718. 2005.

DITTRICH, V; HASSAN S. O.; ERNST, G. H. Sudanese cotton and the whitefly: a case study of the emergence of a new primary pest. **Crop Protection**, v. 4, n.2, p. 161-176. 1985.

FFRENCH-CONSTANT, R. H.; ROUSH, R. T. **Resistance detection and documentation: the relative roles of pesticidal and biochemical assays**, p. 4-38. In: ROUSH, R.T.; TABASHNIK, B.E. (eds.). Pesticide resistance in arthropods. Chapman & Hall, New York. 1990.

HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. (eds). **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Homoptera: Aleyrodidae)**. Embrapa – SPI, Brasília, 186p. 2004.

HOROWITZ, A. R.; KONTSEDALOV, S.; ISHAAYA, I. Dynamics of resistance to the neonicotinoids acetamiprid and thiamethoxam in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 97, n. 6, p. 2051-2056. 2004.

JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, v. 109, n.3, p. 195-219. 2003.

LEEPER, J. R.; RAFFA, K. F. Baseline data for evaluating resistance development: dosage / mortality studies using with chlorpyrifos, methomyl and permethrin in *Heliothis zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae). **Tropical Pest Management**, v. 32, n. 2, p. 137-145. 1986.

LEORA SOFTWARE. **Polo PC: a user's guide to Probit or Logit Analysis**, 20p. 1987.

MINK, J. S.; BOETHEL, D. J. Development of a diagnostic technique for monitoring permethrin resistance in soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. **Journal of Economic Entomology**, v. 85, n. 4, p. 1056-1062. 1992.

OMER, A. D.; JOHNSON, M. W.; TABASHNIK, B. E.; COSTA, H. S.; ULLMAN, D. E. Sweetpotato whitefly resistance to insecticides in Hawaii: intra-island variation is related to insecticides use. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 67, p.173-182. 1993a.

OMER, A. D.; TABASHNIK, B. E.; JOHNSON, M. W.; COSTA, H. S.; ULLMAN, D. E. Genetic and environmental influences on susceptibility to acephate in sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 86, n. 3 p. 652-659. 1993b.

PRABHAKER, N.; COUDRIET, D. L.; MEYERDIRK, D. E. Insecticide resistance in the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 78, p. 748-752. 1985.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; HENNEBERRY, T. J.; CASTLE, S. J.; WEDDLE, D. Assessment of two bioassay techniques for resistance monitoring of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in California. **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 4, p. 805-815. 1996.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; HENNEBERRY, T. J. Evaluation of insecticide rotations and mixtures as resistance management strategies for *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 91, n. 4, p. 820-826. 1998.

RILEY, D. G.; TAN, W. Host plant effects on resistance to bifenthrin in silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, vol. 96, n. 4, p.1315-1321. 2003.

ROBERTSON, J. L.; ARMSTRONG, K. F.; SUCKLING, D. M.; PREISLER, H. K. Effects of host plants on the toxicity of azinphosmethyl to susceptibility and resistance light brown apple moth (Lepidoptera: Tortricidae). **Journal of Economic Entomology**, vol. 83, n. 6, p. 2124-2129. 1990.

ROBERTSON, J. L.; PREISLER, H. K. **Pesticide bioassays with arthropods**. CRC: Boca Raton, Florida. 127 p. 1992.

SAS INSTITUTE. **SAS/STAT User's guide**, version 6, 4th ed. SAS institute Inc., Cary, NC. 1989.

SIEGFRIED, B. D.; MULLIN, C. A. Influence of alternative host plant feeding on aldrin susceptibility and detoxication enzymes in western and northern corn rootworms. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 35, p. 155-164. 1989.

SILVA, L. D.; BLEICHER, E.; ARAÚJO, A. C. Eficiência de azadiractina no controle de mosca-branca em meloeiro sob condições de casa de vegetação e campo. **Horticultura Brasileira**, v. 21, n. 2, p. 198-201. 2003.

SIVASUPRAMANIAM, S.; JOHNSON, S.; WATSON, T. F.; OSMAN, A. A.; JASSIM, R. A glass-vial technique for monitoring tolerance of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to selected insecticides in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v. 90, n. 1, p. 66-74. 1997.

SIVASUPRAMANIAM, S.; WATSON, T. F. Selection for fenpropathrin and fenpropathrin + acephate resistance in the silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) **Journal of Economic Entomology**, v. 93, n. 3, p. 949-954. 2000.

THRONE, J. E.; WEAVER, D. K.; BAKER, J. E. Probit analysis: assessing goodness-of-fit based on backtransformation and residual. **Journal of Economic Entomology**, v. 88, n. 5, p. 1513-1516. 1995.

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

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. D.; BEZERRA, I. C. **Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii***. Brasília: EMBRAPA-CNPq, 11p, 1997 (Circular técnica, 9).

YU, S. J.; BERRY, R. E.; TERRIERE, L. C. Host plant stimulation of detoxifying enzymes in a polyphagous insect. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 12, p. 380-384. 1979.

Capítulo 3

Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil

RESUMO

O monitoramento da suscetibilidade de pragas a praguicidas é essencial para programas de manejo da resistência. Devido à falta de conhecimento com relação à suscetibilidade de *Bemisia tabaci* (Gennadius) a inseticidas no Brasil, os objetivos deste trabalho foi verificar variabilidade genética de populações de *B. tabaci* oriundas de diferentes áreas agrícolas quanto à suscetibilidade a inseticidas no Brasil mediante o uso de dois diferentes testes. Quatro populações de mosca-branca foram testadas em relação a uma população suscetível de referência (SusIAC); duas oriundas do Estado de Goiás (GO-1 e GO-2) e outras duas do Estado da Bahia (BA-1 e BA-2). Uma técnica de bioensaio do tipo contato residual foi empregada para realização dos testes: 1) teste diagnóstico da resistência; e 2) teste para obtenção das linhas de suscetibilidade das populações. Os produtos utilizados foram acetamiprido, imidacloprido, tiametoxam, clorpirifós e endosulfan. Utilizaram-se insetos adultos não separados por sexo e nem por idade nos testes. As avaliações foram realizadas em 24 h, para o teste com endosulfan, e em 48h, para os demais produtos. Ambos os testes revelaram variabilidade genética quanto à suscetibilidade de mosca-branca aos inseticidas. No entanto, esta variabilidade foi mais perceptível com o uso de testes diagnósticos. A população GO-2 foi significativamente menos suscetível aos produtos testados que a SusIAC, principalmente em relação aos neonicotinóides. A situação mais crítica de resistência de mosca-branca foi com tiametoxam, seguida pelo imidacloprido.

Palavras chave: Mosca-branca. Linha básica de referência. Controle químico. Manejo da resistência.

Monitoring the susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Brazil

ABSTRACT

Monitoring the susceptibility of pest population to pesticides is essential for resistance management programs. Due to lack of studies on pesticide susceptibility of *Bemisia tabaci* (Gennadius) in Brazil, the objectives of this research was to evaluate the genetic variability in pesticide susceptibility in populations of *B. tabaci* collected from different Brazilian agricultural regions, through two different tests. Four whitefly populations, two from the Goiás state (GO-1 and GO-2) e two from Bahia state (BA-1 and BA-2), were tested against a susceptible reference one (SusIAC). A residual contact bioassay was used to evaluate the pesticide susceptibility of each population by using diagnostic concentration bioassays and by estimating the baseline susceptibility data to each insecticide. Adult insect of unknown age and sex were tested. Evaluations were performed after 24 h for endosulfan and 48 h for the other chemicals. Both procedures showed significant differences in the susceptibility to pesticides were detected among *B. tabaci* populations. However, this variability was more reliable with the use of diagnostic test. The population GO-2 was significantly less susceptible to tested pesticides than SusIAC, mainly to neonicotinoids. The most critical resistance situation of *B. tabaci* was detected to thiamethoxan, followed by imidacloprid.

Keywords: Whitefly. Reference susceptibility. Chemical control. Monitoring resistance.

1. INTRODUÇÃO

Desde 1991, grandes surtos de mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), ocorreram em áreas agrícolas de todo o mundo (PRABHAKER et al., 2005). A partir de então, esse inseto tem se destacado como uma das principais pragas em vários cultivos de regiões tropicais e subtropicais da África, Ásia, Europa e Américas (AHMAD et al., 2002; NAUEN; DEHOLM, 2005).

Esse inseto é capaz de provocar tanto danos diretos quanto indiretos a várias culturas de importância econômica. Diretamente, a mosca-branca causa danos devido à sucção da seiva da planta, deixando-a debilitada; devido à injeção na planta de toxinas contida em sua saliva durante a alimentação, o que pode provocar, por exemplo, o amadurecimento irregular de tomate; e também devido à excreção de substância açucarada ou “honeydew”, que reduz a qualidade de produto como a fibra de algodão (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994; ELLSWORTH et al., 1999). Indiretamente, os principais danos são ocasionados porque a mosca-branca é vetor de muitas espécies de vírus; além disso, a mosca-branca causa dano devido à fumagina, fungo que se desenvolve sobre o “honeydew” e que pode depreciar o valor comercial de frutos, como melão e tomate (MORALES, 2001; AHMAD et al., 2002; JONES, 2003; DE BARRO, 2005).

O controle dessa praga em várias culturas tem dependido principalmente de inseticidas, que são aplicados praticamente durante todo o ano (PRABHAKER et al., 1996; TOSCANO et al. 2001). Entretanto, estudos já confirmaram a evolução da resistência, em condições de campo ou de laboratório, de *B. tabaci* a inseticidas de diversos grupos químicos, tais como organofosforados (AHMAD et al., 1987; 2002; OMER et al., 1993a; 1993b; CAHILL et al., 1994; 1995), carbamato (OMER et al., 1993a), piretróides (OMER et al., 1993a; CAHILL et al., 1994; 1995; AHMAD et al., 2002), ciclodieno (PERRY, 1985; AHMAD et al., 1987), reguladores de crescimento (CAHILL et al., 1994; 1996b; DENNEHY; WILLIAMS, 1997; DENNEHY et al. 2005) e neonicotinóides (CAHILL et al., 1996a; ELBERT; NAUEN, 2000; DENNEHY et al., 2005).

B. tabaci é considerada um complexo de espécies com 24 biótipos já determinados (PERRING, 2000). De acordo com French-Constant e Roush (1990), a suscetibilidade a inseticidas pode variar dentro de um complexo de espécies. Estudos já confirmaram a suscetibilidade diferenciada a inseticidas em função do biótipo de *B. tabaci* ser A, B ou Q (COSTA et al., 1993; DENNEHY et al., 2005). Desta maneira, em um programa de monitoramento e manejo de resistência de *B. tabaci* há a necessidade de se confirmar o biótipo desse inseto usado nos testes.

O manejo da resistência tem como finalidade retardar ou reverter a evolução da resistência em pragas (OMER et al., 1993a). O sucesso de qualquer programa de manejo da resistência está relacionado a meios rápidos e eficientes para detectar e monitorar a resistência em populações de praga no campo (BUSH et al., 1993).

Estudos sobre a determinação de linhas básicas de suscetibilidade e detecção de resistência de populações de mosca-branca a inseticidas já foram realizados em países, tais como EUA, Israel, Sudão, Espanha, Reino Unido e Paquistão (DITTRICH et al., 1985; ABDELDAFFIE et al., 1987; HOROWITZ; ISHAAYA, 1994; CAHILL et al., 1996a; HOROWITZ et al., 2004; PRABHAKER et al., 1985; 2005). No Brasil a pesquisa ainda é incipiente em relação a estudos relacionados à detecção, monitoramento e manejo da resistência de *B. tabaci* a inseticidas, apesar de essa praga ser considerada de grande importância econômica em muitos cultivos. Assim sendo, os objetivos deste trabalho foi: verificar a variabilidade genética de populações de *B. tabaci* de diferentes áreas agrícolas do Brasil quanto à suscetibilidade a inseticidas mediante o uso de dois tipos de teste, para fins de monitoramento da resistência *B. tabaci* a esses produtos.

2. MATERIAL E MÉTODOS

A presente pesquisa foi realizada no Laboratório de Resistência de Artrópodes a Pesticidas do Departamento de Entomologia, Fitopatologia e

Zoologia Agrícola da Escola Superior de Agricultura “Luiz Queiroz”, Universidade de São Paulo (Esalq/USP), em Piracicaba-SP, no período de março de 2006 a dezembro de 2006.

2.1. Populações de *Bemisia tabaci*

Foram realizados bioensaios com uma população de *B. tabaci* suscetível de referência (SusIAC) e quatro diferentes populações de plantios comerciais (Tabela 2.1).

Os insetos da população SusIAC foram provenientes de uma população criada em plantas de soja e repolho do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), Campinas-SP, onde não haviam sofrido nenhuma aplicação de inseticidas há pelo menos cinco anos. A população SusIAC foi mantida em plantas de algodão (*Gossypium hirsutum* ‘Delta Opal’) cultivadas em vasos da marca Nutriplan® número 4 (volume = 3,75 L) preenchidos com uma mistura de solo e substrato comercial para produção de mudas de hortaliças (Plantimax HT® - Eucatex Ltda., Paulínia-SP) na proporção de 2:3 (solo:substrato comercial) em condições de casa de vegetação. Durante o tempo de realização deste trabalho, nenhuma aplicação de inseticida foi feita sobre as plantas de criação de *B. tabaci*.

As populações de moscas-brancas de plantios comerciais foram coletadas nos Estados de Goiás e Bahia (Tabela 2.1 e Figura 2.1), sendo uma delas coletada em tomateiro de cultivo protegido (GO-2) e as demais em campos abertos de cultivo, sendo BA-1 e GO-1 coletadas em feijoeiro e BA-2 em algodoeiro.

A coleta dessas populações foi feita através da retirada de folhas infestadas da cultura por este inseto. Estas folhas foram postas em sacos plásticos, acondicionadas em caixa de isopor e em seguida transportadas ao Laboratório de Resistência de Artrópodes a Pesticidas da Esalq/USP.

Após o recebimento, as folhas infestadas com os insetos foram transferidas para gaiolas de tela antiáfídica e acrílico (40 x 40 x 50 cm) contendo quatro vasos com plantas de algodão ‘Delta Opal’. Foram cultivadas duas ou três

plantas de algodão por vaso, conforme o mesmo modo de cultivo daquelas plantas da criação da população SusIAC.

2.2. Determinação do biótipo de *B. tabaci*

Para determinação do biótipo de *B. tabaci*, 20 a 50 insetos adultos de cada população foram enviados à Embrapa Hortaliças, Brasília-DF. A técnica empregada para a determinação foi a de amplificação de DNA via PCR (SSERUWAGI et al., 2005). O resultado desta determinação se encontra na Tabela 2.1 e Figura 2.2.

2.3 Técnica de bioensaio

A técnica de bioensaio utilizada para avaliação dos tratamentos foi uma do tipo contato residual baseada na utilizada por Dittrich et al. (1985) com adultos de mosca-branca.

2.3.1. Substrato de bioensaio

Discos de folhas do tipo trifoliada de plantas de feijão-de-porco foram usados como substrato do bioensaio. Para isso, plantas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) foram cultivadas em vaso da marca Nutriplan[®] número 2 (volume = 0,9 L) sob condições de casa de vegetação livre de infestação de inseto com a mesma mistura usada para o cultivo de plantas de algodão. Folhas provenientes de plantas de feijão-de-porco com idade entre quatro e dez semanas após a germinação foram retiradas, lavadas em água corrente e deixadas em imersão em água por dez minutos. Em seguida, as folhas foram enxugadas com papel toalha e depois cortadas em forma de discos com o auxílio de um vazador de latão de 2,1 cm de diâmetro. Esses discos foram postos sobre uma bandeja com papel toalha umedecido com água destilada, deixando-se a parte abaxial da folha em contato com o papel umedecido.

Tabela 2.1. Populações, biótipo, locais de origem, plantas hospedeiras, estágio e época de coleta de *Bemisia tabaci*.

População	Biótipo ¹	Município de origem	Cultura hospedeira	Estágio do inseto recebido	Data de coleta
SusIAC ²	B	Campinas-SP	Soja e repolho	Adulto, ninfa e ovo	Ago./2005
BA-1	B	São Desidério-BA	Feijão	Adulto e ninfa	Jan./2006
BA-2	B	Roda Velha-BA	Algodão	Adulto	Abr./2006
GO-1	B	Cristalina-GO	Feijão	Adulto e ninfa	Mai./2006
GO-2	B	Hidrolândia-GO	Tomate (Estufa)	Adulto e ninfa	Set./2006

¹ Determinado mediante amplificação de DNA via PCR; ² População suscetível de referência



Figura 2.1. Pontos de coleta das populações de *B. tabaci* biótipo B. Campinas-SP (SusIAC, triângulo azul); São Desidério-BA; (BA-1, círculo azul claro) Roda Velha (BA-2, círculo azul); Cristalina-GO (GO-1, círculo lilás); Hidrolândia-GO (GO-2, quadrado azul).

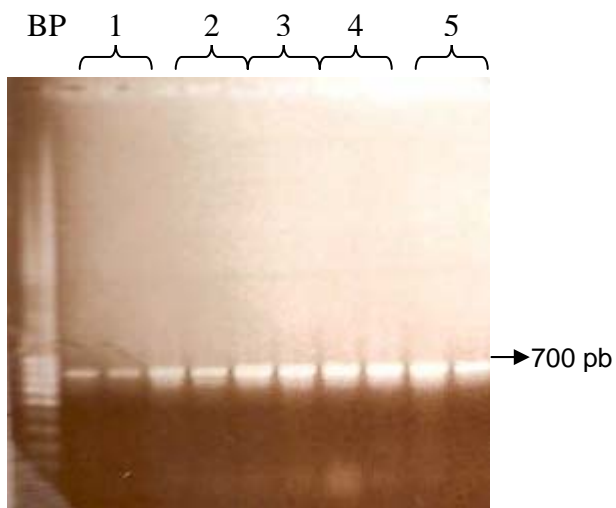


Figura 2.2. Resultado da análise de PCR baseado em “primers” de genes mitocondrial. Coluna BP, banda padrão Faixa 1, população SusIAC, ; Faixa 2, população BA-1, Faixa 3, população BA-2, Faixa 4, população GO-1, Faixa 5, População GO-2. Todas as populações de *B. tabaci* são do biótipo B.

2.3.2. Tratamento do substrato e preparo do tubo de bioensaio

Quatro discos foliares de feijão-de-porco foram tratados por imersão durante cinco segundos para cada concentração de um dos seis inseticidas. O controle constou da imersão de quatro discos em água com surfactante. Posteriormente, os discos foram postos a secar, com a face abaxial do disco virada para cima, sobre uma bandeja forrada com folhas de papel toalha seca. Cada disco tratado foi colocado sobre uma camada de 1,2 ml de solução ágar-água a 2,8% no fundo de um tubo de vidro de fundo chato (Covadis[®], Piracicaba-SP) (diâmetro = 23 mm e comprimento = 83 mm) de forma que a face adaxial do disco ficasse em contato com a solução ágar-água. Para cada concentração, foram utilizados três ou quatro tubos, dependendo da quantidade de insetos disponíveis para sua realização.

O excesso da solução ágar-água que eventualmente ficava na borda do disco foliar tratado e/ou na parede interna do tubo do bioensaio foi retirado, com auxílio de uma pinça e papel higiênico, para evitar que os insetos ficassem aderidos ao mesmo e, conseqüentemente, evitar a mortalidade causada pela umidade no interior do tubo. Para cada inseticida, o bioensaio foi repetido três ou quatro vezes, dependendo da quantidade de insetos disponíveis para sua realização.

2.3.3. Captura dos insetos

Dentro de um período de quatro horas após o preparo dos tubos de bioensaio, procedeu-se a infestação com adultos de *B. tabaci*. Inicialmente, os insetos foram capturados para dentro de um recipiente de 500 ml com o auxílio de um mini-aspirador adaptado e, posteriormente, apenas os insetos vigorosos foram transferidos para dentro de cada um dos tubos do bioensaio. Depois disso, cada tubo foi primeiramente tampado com um disco de papel toalha e sobre este uma lâmina de filme de PVC para fixar o disco de papel na boca do tubo. Os tubos do

bioensaio com os insetos foram mantidos em BOD, com temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ e fotoperíodo de 14:10 (horas de luz:escuro), até o momento da avaliação.

2.4. Inseticidas testados

Cinco inseticidas foram utilizados, sendo: três do grupo dos neonicotinóides: acetamiprido, imidacloprido e tiametoxam; um organofosforado clorpirifós; e um ciclodieno: endosulfan. (Tabela 2.2)

Todos os produtos foram manipulados em uma capela equipada com exaustor. Cada produto foi diluído em água destilada, usando béquer de 250 ml como recipiente. Para os testes diagnósticos da resistência apenas uma única concentração (concentração diagnóstica) de cada produto mais um controle foram preparadas. Para os testes com o objetivo de caracterizar as linhas de suscetibilidade, preparam-se de cinco a sete concentrações logaritmicamente espaçadas, de modo que estas proporcionassem mortalidade entre 10 e 95%, mais um controle (água destilada). Para todas as concentrações inseticidas mais o controle de cada bioensaio foram adicionadas 0,1% de surfactante (Triton[®]).

2.5. Testes

A metodologia de bioensaio descrita por Dittrich et al. (1985) foi usada para a realização de duas seqüências de testes:

2.5.1. Testes diagnósticos da resistência

As concentrações letais para 95% da SusIAC (CL_{95} 's) dos diferentes produtos, estimadas em estudos prévios, foram usadas como concentrações diagnósticas com o objetivo de comprovar a variabilidade genética quanto à suscetibilidade das diferentes populações de *B. tabaci* provenientes de campo aos diferentes inseticidas em relação à população suscetível de referência (SusIAC).

Tabela 2.2 Característica comerciais dos produtos usados nos bioensaios da pesquisa.

Nome técnico	Nome comercial	Grupo Químico	Formulação	g de i.a. ¹	Fabricante
Acetamiprido	Mospilan [®]	Neonicotinóide	Pó solúvel	200 / kg	Iharabrás S.A. Indústrias Químicas
Imidacloprido	Provado SC [®]	200 Neonicotinóide	Suspensão concentrada	200 / L	Bayer CropScience Ltda.
Tiametoxam	Actara 250 WG [®]	Neonicotinóide	Granulado dispersível	250 / kg	Syngenta Proteção de Cultivo Ltda.
Clorpirifós	Lorsban BR [®]	480 Organofosforado	Concentrado emulsionável	480 / L	Dow Agrosiences Industrial Ltda.
Endosulfan	Thiodan EC [®]	Ciclodieno	Concentrado emulsionável	350 / L	Bayer CropScience Ltda.

¹ Quantidade de ingrediente ativo (em g) / kg ou L do produto comercial

As concentrações diagnósticas usadas foram: 320 ppm para acetamiprido, 140 ppm para imidacloprido; 80 ppm para tiametoxam; 600 ppm para clopirifós; e 320 ppm para endosufan. Assim, para cada um dos inseticidas foram utilizados três tubos de bioensaio tratados com concentração diagnóstica mais três tubos controle para cada uma das populações. Cada bioensaio foi repetido três ou quatro vezes. O número de insetos adultos por tubo variou de 7 a 21, sendo a média de 13 insetos adultos por tubo.

2.5.2. Testes para obtenção das linhas de suscetibilidade das populações de campo

Foi utilizado o mesmo método de bioensaio descrito anteriormente, avaliando-se de cinco a sete concentrações de cada inseticida mais controle,. Em cada bioensaio foram utilizados três ou quatro tubos de bioensaio. O número de insetos adultos por tubo variou de 6 a 25, sendo a média de 11 insetos adultos por tubo.

2.6. Avaliação dos bioensaios e análise dos dados

A mortalidade foi avaliada em 24h, nos bioensaios com o endosulfan, e em 48h, nos bioensaios com os demais produtos. Como critério de mortalidade se estabeleceu que, no momento da avaliação, o inseto que não apresentasse sinal de movimento ou apresentasse movimentos lentos e desordenados (moribundo), após ser tocado levemente por um pincel de cerdas finas, era considerado morto.

Os dados obtidos nos testes de diagnósticos da suscetibilidade foram submetidos à análise de variância (SAS INSTITUTE, 1989), sendo as médias comparadas de acordo com o teste de Tukey ($P < 0,05$). Os dados de mortalidade foram submetidos à análise de Probit, mediante o uso do programa Polo-PC (LEORA SOFTWARE, 1987), a partir do qual foram estimadas as concentrações letais 50 (CL_{50}) e 95 (CL_{95}), o coeficiente angular e χ^2 (valor do qui-quadrado). O valor do qui-quadrado (χ^2) calculado pelo programa Polo-PC foi comparado ao

valor do χ^2 pré-estabelecido em tabela. Quando o valor do χ^2 calculado foi igual ao menor do que χ^2 tabelado, os dados do bioensaio foram considerados adequados ao modelo probit. A diferença dos valores de CL_{50} 's ou CL_{95} 's seria considerada significativa ($P < 0,05$) se não houvesse sobreposição dos intervalos de confiança a 95%. A razão de resistência (RR) de cada população de campo foi calculada dividindo-se a respectiva CL_{50} (ou CL_{95}) pelo valor da CL_{50} (ou CL_{95}) da população SusIAC.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1. Biótipo de *Bemisia tabaci*

O resultado da amplificação de DNA via PCR revelou que todas as amostras de *B. tabaci* eram compostas pelo biótipo B (Tabela 2.1 e Figura 2.2). O biótipo de *B. tabaci* afeta a tolerância deste inseto a inseticida, pois segundo Guirão et al. (1997), o biótipo B é mais tolerante a inseticidas do que o biótipo A, e, de acordo com Dennehy et al. (2005) e Horowitz et al. (2005), o biótipo Q mais tolerante do que o B. Desta forma, a informação de que todas as populações de *B. tabaci* estudadas eram compostas pelo mesmo biótipo (B) tem importância para se afirmar que a diferença na suscetibilidade destas populações aos inseticidas não foi influenciada pelo fator biótipo.

3.2. Diagnósticos da resistência de mosca-branca a inseticidas

Observou-se que em relação a concentração diagnóstica de acetamiprido apenas a população de *B. tabaci* oriunda de cultivo de tomate em estufa (GO-2) diferiu significativamente da população suscetível de referência (SusIAC), com 35,58% de sobrevivência de adultos mosca-branca, enquanto que a sobrevivência foi de 7,81 na SusIAC. Nas demais populações ocorreram 9,01% (para a população BA-1), 17,86% (para a população BA-2) e 4,24% (para a população

GO-1) de sobrevivência de mosca-branca na concentração diagnóstica de acetamiprido (Figura 2.3).

Para o imidacloprido, apenas a população BA-1, com sobrevivência de 18,63% na concentração diagnóstica, foi semelhante à população SusIAC, cuja sobrevivência de insetos adultos atingiu 9,57%. As demais populações testadas com a concentração diagnóstica de imidacloprido apresentaram sobrevivência de 46,35% para a população BA-2, 42,93%, para a população GO-1, e de 52,71%, para a população GO-2.

No teste com tiametoxam observou-se que a única população com sobrevivência semelhante a SusIAC (12,97% de sobrevivência) foi também a BA-1, com 13,18% de sobrevivência. Dentre as outras populações testadas com o tiametoxam, a BA-2 e GO-1 apresentaram 52,94 e 61,04% de sobrevivência, respectivamente e sem diferença significativa entre si. A GO-2 se destacou como a mais resistente a tiametoxam, com 82,86% de sobrevivência, sendo este valor significativamente maior do que o da população BA-2.

No teste com endossulfan, a população GO-1 foi a única que, com sobrevivência de apenas 0,99%, se mostrou semelhante à SusIAC (3,34% de sobrevivência). A população GO-2 (20,21% de sobrevivência) se revelou mais resistente à concentração diagnóstica de endossulfan do que SusIAC e GO-1, porém mais sensível do que as populações BA-1 (50,75% de sobrevivência) e BA-2 (43,96% de sobrevivência). As populações BA-1 e BA-2 não diferiram estatisticamente entre si com relação à suscetibilidade a endossulfan.

No teste diagnóstico com clorpirifós, todas as populações tiveram sobrevivência estatisticamente igual à da SusIAC (3,08%), exceto a população GO-2 que apresentou sobrevivência de 26,18%. Nas outras populações de *B. tabaci*, as sobrevivências foram de 10,85% (na população BA-1), 1,00% (na BA-2) e 3,28% (na GO-2), respectivamente.

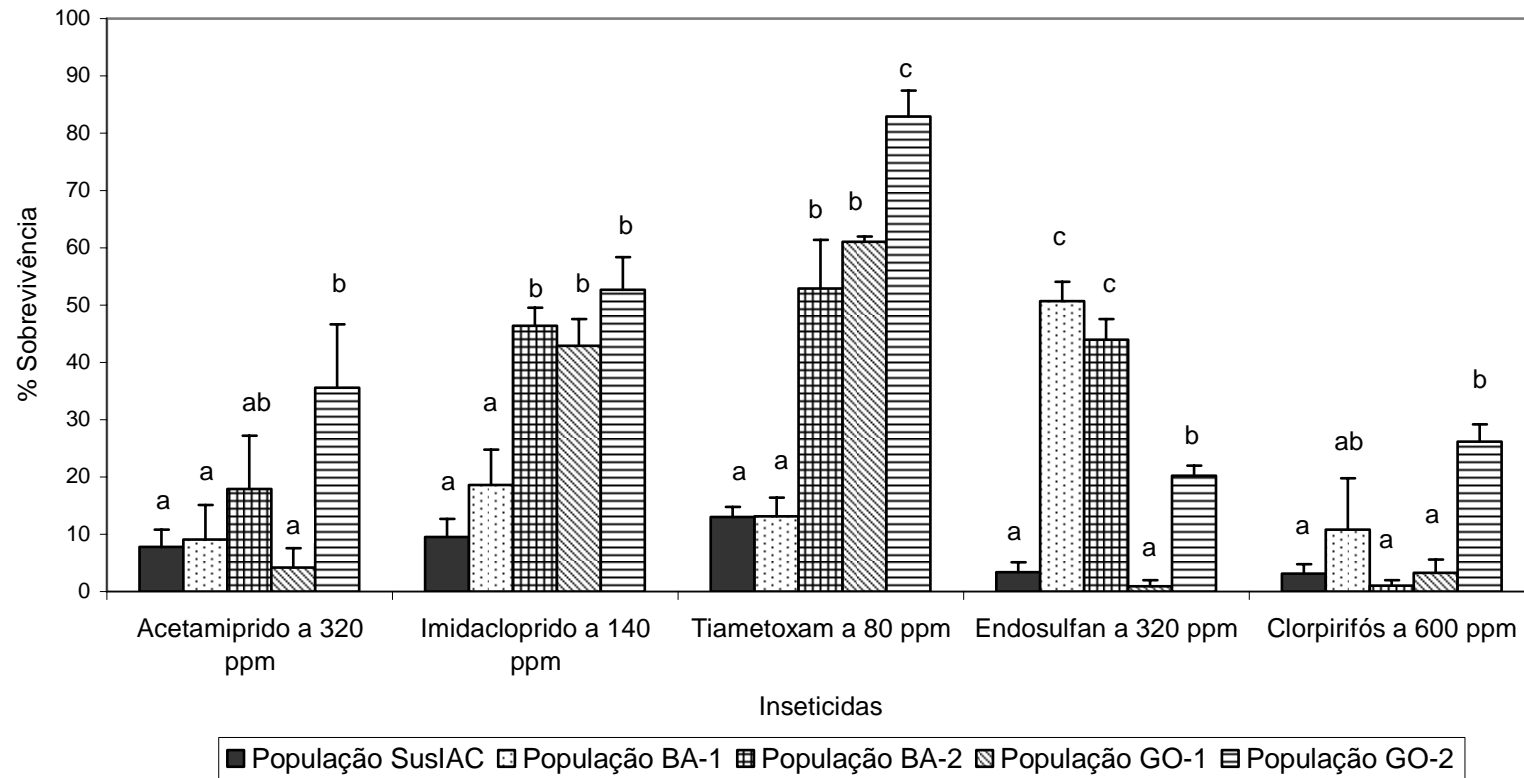


Figura 2.3. Sobrevivência (em %) de mosca-branca de diferentes populações à concentração dianóptica de inseticidas. Para cada inseticida, colunas seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si ($P < 0,05$).

De modo geral, a população BA-1 foi a que mais se assemelhou com a SusIAC, em relação à suscetibilidade às concentrações diagnósticas dos inseticidas testados. A sobrevivência da BA-1 diferiu da SusIAC somente no teste com endosulfan. A população BA-2 se mostrou mais tolerante a dois neonicotinóides (imidacloprido e tiametoxam) e endosulfan. Já a população GO-1 apresentou maior tolerância a esses dois neonicotinóides e suscetibilidade semelhante a SusIAC nos testes com os demais inseticidas. Entretanto, a população GO-2 se destacou como a população com maior resistência aos inseticidas testados. Nos testes com todos os produtos, a GO-2 apresentou sobrevivência significativamente superior à SusIAC, o que foi mais claramente evidenciado no teste diagnóstico com tiametoxam. As maiores sobrevivências de adultos de mosca-branca foram obtidas com tiametoxam.

3.3. Linhas de suscetibilidade das populações de campo

Todos os valores de χ^2 calculados estiveram dentro dos limites pré-estabelecidos, ou seja, foram inferiores aos valores de χ^2 tabelados. Sendo assim, os dados analisados se adequaram ao modelo Probit (ROBERTSON; PREISLER, 1992).

Os valores das CL_{50} 's de acetamiprido para as populações BA-2 e GO-2 foram 46,32 e 128,53 ppm, respectivamente, e estatisticamente diferentes da CL_{50} para a SusIAC, não havendo sobreposição entre seus intervalos de confiança (IC 95%) (Tabela 2.3). Apesar de significativamente diferente da SusIAC, a razão de resistência à CL_{50} da população BA-2 (RR a CL_{50}) foi de apenas 2,01 enquanto a RR à CL_{50} da população GO-2 foi de 5,56. Entretanto, apenas a população BA-2 apresentou valor de CL_{95} com significativa diferença da CL_{95} da SusIAC, com RR a CL_{95} de 3,61. Todas as populações de *B. tabaci* de campo e a SusIAC tiveram coeficientes angulares da regressão linear inferiores a 2,0, o que, de acordo com Robertson e Preisler (1992), seria a resposta de uma população geneticamente heterogênea quanto à sua suscetibilidade ao inseticida, no caso ao acetamiprido. A obtenção de valores de coeficiente angular da regressão baixo (<2,0) é o

comportamento típico de uma população de campo e indica uma heterogeneidade genética de resposta para o desenvolvimento de resistência (AHMAD et al., 2002). Quando o valor de coeficiente angular é alto significa que a população responde mais rapidamente ao aumento de determinado estímulo (ROBERTSON; PREISLER, 1992), no caso, ao aumento na concentração de inseticida.

As CL_{50} 's de imidacloprido para as populações de campo foram diferentes da CL_{50} deste inseticida para SusIAC (Tabela 2.4). O imidacloprido foi menos tóxico para as populações GO-2 ($CL_{50} = 135,34$ ppm e $RR = 29,72$) e GO-1 ($CL_{50} = 81,91$ ppm e $RR = 17,99$), seguidas por BA-2 ($CL_{50} = 28,91$ ppm e $RR = 6,27$) e por BA-1 ($CL_{50} = 9,52$ ppm e $RR = 2,09$). Apesar de significativamente diferente da SusIAC, a RR da BA-1 foi relativamente baixa. As CL_{95} 's de imidacloprido para todas as populações de campo também diferiram da CL_{95} deste produto para SusIAC, exceto para a população BA-1. Em relação à CL_{95} , as populações GO-2 e GO-1 foram as que apresentaram a maior razão de resistência a imidacloprido, com RR's de 10,82 e 4,58, respectivamente. Todas as linhas de suscetibilidade das populações de *B. tabaci* de campo e da SusIAC também apresentaram coeficientes angulares inferiores a 2,0.

Em relação à CL_{50} de tiametoxam, todas as populações diferiram da SusIAC e, com exceção da população BA-1, todas apresentaram elevados valores de RR (Tabela 2.5). A população GO-2 foi a que mais se destacou em relação à resistência a tiametoxam, com $CL_{50} = 135,65$ ppm e $RR = 46,62$. As CL_{50} das populações GO-1 e BA-2 foram de 66,95 ppm ($RR = 23,01$) e 64,12 ppm ($RR = 22,03$), respectivamente. Com relação à CL_{95} , as maiores intensidades de resistência foram obtidas com as populações GO-2, com $CL_{95} = 498,33$ ppm e $RR = 6,29$, e BA-2, com 312,29 ppm e $RR = 3,94$. Para esse produto, os coeficientes angulares foram também inferiores a 2,0 nas populações SusIAC e BA-1, porém, as demais populações apresentam valores de coeficiente angular maior que 2,0 (Tabela 2.5), o que indica mais homogeneidade genética nas populações BA-2, GO-1 e GO-2 quanto à resposta dessas populações ao aumento na concentração do tiametoxam.

Tomando-se a CL_{50} de clorpirifós como parâmetro de resistência de *B. tabaci*, todas as populações de campo foram tão suscetíveis quanto a população SusIAC ($CL_{50} = 246,59$ ppm), apresentando baixos valores de RR ($< 1,1$) (Tabela 2.6). Com relação à CL_{50} , foi constatado que as populações BA-2 (195,59 ppm) e GO-1 (209,01 ppm) foram significativamente mais suscetíveis ao produto do que a GO-2 (268,61 ppm). As CL_{95} 's de clorpirifós para as populações BA-2 (1.193,23 ppm) e GO-2 (976,25 ppm) foram significativamente diferentes da CL_{95} da SusIAC (604,42 ppm). As RR à CL_{95} das populações de *B. tabaci* de campo apresentaram baixos valores de coeficientes angulares ($< 2,0$). Os coeficientes angulares de todas as populações, inclusive a SusIAC, foi superior a 2,0, o que reflete a homogeneidade dessas populações em relação à resposta das mesmas ao clorpirifós.

A CL_{50} de endosulfan para a população BA-2 foi de 295,22 ppm (RR = 2,84), sendo este o único valor a apresentar diferença estatística em relação ao valor de CL_{50} da SusIAC, que foi de 103,79 ppm (Tabela 2.7). Porém, verificaram-se diferenças entre as populações de campo, sendo a população BA-2 (com $CL_{50} = 295,22$ ppm) com maior tolerância e a GO-1 (com $CL_{50} = 9,90$ ppm) com menor tolerância a endosulfan. Em termos de CL_{95} de endosulfan, nenhuma das populações de campo diferiu significativamente da SusIAC. Entretanto, as populações de campo apresentaram diferença entre si, sendo as populações BA-1 (com $CL_{95} = 1.413,53$ ppm) e BA-2 (com $CL_{95} = 1.276,30$ ppm) significativamente menos suscetíveis do que as populações GO-1 e GO-2 (Tabela 2.7). Os coeficientes angulares de todas as populações foi superior a 2,0, com exceção da população BA-1.

Adotando um fator mínimo de resistência (RR $\geq 5,0$), além da sobreposição nos intervalos de confiança das CL_{50} 's dos inseticidas das populações de campo em relação à CL_{50} da SusIAC, foram observadas similaridades entre os resultados das linhas de suscetibilidade e os obtidos nos testes diagnósticos para os três inseticidas neonicotinóides; a população BA-1 mostrou-se igualmente suscetível à SusIAC a todos os inseticidas testados; as populações BA-2 e GO-1 apresentaram indícios de problema para serem

controladas com imidacloprido e tiametoxam; e a população GO-2 revelou indício de problema de resistência para ser controlada com os três inseticidas neonicotinóides; o endossulfan e o clorpirifós se mostraram igualmente eficientes no controle a todas as populações, o que não foi verdadeiro nos testes diagnósticos. Entretanto, mediante os testes diagnósticos foram verificadas diferenças entre as populações para estes dois produtos (Figura 2.3).

Tradicionalmente, o monitoramento da resistência de pragas a inseticidas tem envolvido a comparação de concentrações letais (por exemplo, CL_{50} e CL_{95} , medidas padrões muito usadas no monitoramento da resistência) e coeficientes angulares entre populações suscetíveis de laboratório e de campo (FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990). Entretanto, em alguns casos, para a distinção precisa de populações suscetíveis das supostamente resistentes, o uso de CL 's e coeficientes angulares têm sido ineficientes quando comparado com o uso de testes diagnósticos por serem, tanto as CL 's quanto os coeficientes angulares, insensíveis a pequenas mudanças na frequência de indivíduos resistentes, particularmente quando no início da evolução da resistência, ou seja, quando a frequência de resistência ainda é baixa (ROUSH; MILLER, 1986). Outras desvantagens do uso de CL_{50} 's são o tempo e o número de indivíduos usados para obtenção destes valores (HALLIDAY; BURNHAM, 1990). O tempo para a obtenção dos resultados de testes diagnósticos é mais curto do que para obtenção dos valores de CL 's e coeficientes angulares. Nos testes diagnósticos todos os indivíduos são testados numa determinada concentração, não sendo desperdiçados indivíduos com outras concentrações, cujas percentagens de mortalidade não seriam de interesse (FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990). Nesse sentido, em termos práticos, o teste diagnóstico poderia ser usado para indicar a suscetibilidade de populações de *B. tabaci*, principalmente numa situação em que há restrição de tempo e de insetos disponíveis para realização de outros tipos de testes.

A mais provável causa de as populações de campo terem apresentado diferença em relação à SusIAC é que as populações de campo sofreram, de maneiras diferentes, pressão de seleção com o intenso uso de inseticidas,

principalmente de neonicotinóides. A região de Barreiras, na Bahia, é caracterizada pelo cultivo em larga escala de diversas espécies de grandes culturas, tais como, algodão, soja, milho e feijão. Nesta região, em 2006, grandes surtos de mosca-branca ocorreram em plantios de algodão, feijão e soja. O uso de neonicotinóides, tais como acetamiprido e tiametoxam, além de carbosulfano, diafentiuron, endosulfan, lambda-cialotrina e zeta-cipermetrina foram amplamente utilizados no combate a pragas (*B. tabaci*, *Aphis gossypii* e *Anthonomus grandis*) na safra 2005/06 de algodão dessa região. Apesar de pertencerem à mesma região, as populações BA-1 e BA-2 apresentaram suscetibilidade diferente aos inseticidas, de modo geral. Isto poderia ser devido ao fato de que a BA-1 foi coletada em cultivo de feijão e dois meses antes da BA-2, que foi coletada em algodoeiro. O fato de haver sido coletada mais cedo no ano agrícola é um indicativo de que a BA-1 tenha sofrido menos pressão de seleção pelos inseticidas. Como mostra o trabalho de Sivasupramaniam et al. (1997), há uma tendência no aumento da resistência de mosca-branca a inseticidas do início para o fim da safra se não houver um manejo adequado de inseticidas. O outro fato é que, geralmente, na região de Barreiras, em razão de uma maior gama de pragas e do maior valor agrícola, o cultivo de algodoeiro recebe mais aplicações de inseticidas que o feijoeiro.

As áreas de coleta da mosca-branca no Estado de Goiás eram caracterizadas também pelo uso intensivo de inseticidas para o controle de pragas, principalmente a de Hidrolândia (cultivo de tomate em estufa). A população de mosca-branca que caracterizou a situação mais crítica de resistência foi a GO-2, coletada em tomateiro sob sistema de cultivo protegido (estufa) na região de Hidrolândia. No cultivo de tomate em estufa, o tiametoxam e o imidacloprido eram os dois principais produtos utilizados para o controle de mosca-branca, sendo que outros produtos, como o clorpirifós, não eram usados por não serem mais tão eficientes contra esta praga em Hidrolândia. Georghiou e Taylor (1977a) argumentam que o refúgio da praga pode ser um fato especialmente importante no retardamento da evolução da resistência. Sob intensa pressão de seleção, a evolução da resistência ocorrerá mais rapidamente

em populações isoladas (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977b). Sob condições de cultivo protegido, a população de mosca-branca pode ser considerada isolada, uma vez que é menor a imigração de indivíduos suscetíveis, em relação a cultivos em condições de campo. Além disso, é menos provável que a mosca-branca encontre refúgio durante as aplicações de inseticidas. Nos EUA, segundo Sivasupramaniam et al. (1997), populações de mosca-branca de cultivo de poinsettia em condições de casa de vegetação (estufa) se mostraram com altos níveis de resistência a inseticidas. Isto pode explicar a razão de a população GO-2, que era oriunda de cultivo de tomate em estufa, ter se destacado como a menos suscetível aos neonicotinóides, principalmente nos testes com concentrações diagnósticas.

Deve ser enfatizado que a população oriunda do cultivo de tomate em estufa foi significativamente mais resistente até mesmo a acetamiprido, inseticida que não tinha sido usado para o controle de mosca-branca naquele local. A ocorrência de resistência cruzada poderia explicar isso, uma vez que outros dois neonicotinóides (tiameoxam e imidacloprido) foram muito usados para o controle desta praga na área onde a GO-2 foi coletada. Problemas de resistência cruzada de populações de mosca-branca a inseticidas neonicotinóides já foram registrados por Prabhaker et al. (2005). Estes autores verificaram que, dentre quatro inseticidas neonicotinóides, algumas populações de *B. tabaci* apresentavam níveis elevados de resistência a tiameoxam e, principalmente, a imidacloprido nos EUA. Diversas outras pesquisas, nas quais bioensaios foram utilizados, também revelaram diferenças entre populações de mosca-branca a neonicotinóides em vários lugares, tais como Paquistão (AHMAD et al., 2002), Reino Unido (ROWLAND et al., 1991; CAHILL et al., 1996a; 1996b), Sudão (AHMAD et al., 1987) e Israel (HOROWITZ; ISHAAYA, 1994; HOROWITZ et al., 2004) e, também, nos EUA (DENNEHY; WILLIAMS, 1997; DENNEHY et al., 2005).

Deve ser ressaltado também que os bioensaios foram realizados de dois a cinco meses após a data de captura do inseto. Assim, há possibilidade de ocorrência de diminuição da frequência da resistência durante este período, pois, segundo Ranasighe e Georghiou (1979), na ausência de pressão de seleção,

pode ocorrer uma redução na tolerância a inseticida numa criação de insetos em laboratório após várias gerações. Havendo instabilidade da resistência da mosca-branca a um determinado inseticida, os resultados aqui apresentados poderiam não condizer com a realidade em campo. Isto porque as populações criadas em laboratório poderiam ter se tornado mais suscetíveis a inseticidas, uma vez que as mesmas são mantidas na ausência da pressão de seleção exercida por esses produtos. Entretanto, de acordo com Riley e Tan (2003), a remoção da pressão de seleção e o contínuo isolamento de populações de mosca-branca em gaiola resultou em nível de resposta estável dessa população à bifentrina. Bush et al. (1993) também verificaram estabilidade da resistência de mosca-branca a azinfosmetil por 16 gerações.

Por isso, o desenvolvimento e uso de técnicas de bioensaios que melhor reflitam a realidade no campo é fundamental para o monitoramento e manejo da resistência de mosca-branca a inseticidas, no tempo e no espaço, num país de importância agrícola como o Brasil. Tem sido justamente mediante o emprego dessas técnicas que, há mais de uma década, pesquisas em vários países têm conseguido monitorar e manejar a resistência de mosca-branca a inseticidas em diversos cultivos. Por consequência, pode se afirmar que essas pesquisas norteiam produtores agrícolas ao uso mais racional dos inseticidas, prolongando sua vida útil e evitando prejuízos que a má utilização desses produtos podem ocasionar.

Baseado nos resultados aqui obtidos, poderia se recomendar o uso de qualquer um dos três neonicotinóides e do clorpirifós para controle de mosca-branca na área de cultivo de feijão do município de São Desidério, onde a população BA-1 foi coletada; o uso de apenas acetamiprido e de clorpirifós para controle de mosca-branca na área de algodão do município de Roda Velha, na qual onde a população BA-2 foi coletada; a utilização de apenas acetamiprido e de clorpirifós para controle de mosca-branca na área de feijão do município de Cristalina, uma vez que o uso de endosulfan não é recomendado para uso nesta cultura; e o uso de apenas clorpirifós e endosulfan para controle de mosca-branca na área de cultivo de tomate em estufa no município de Hidrolândia, local de

coleta da população GO-2. Além disso, outros produtos, com modo de ação diferentes, e outras táticas de controle, tais como a de controle biológico e a de cultural, devem ser testadas e incluídas no manejo da mosca-branca.

4. CONCLUSÕES

Com base neste estudo pôde-se concluir que:

- Há variabilidade genética entre as populações de *B. tabaci* provenientes de diferentes regiões agrícolas do Brasil, quanto à suscetibilidade aos inseticidas acetamiprido, imidacloprido, tiametoxam, clorpirifós e endosulfan;

- Esta variabilidade genética é mostrada tanto pelo teste diagnóstico quanto pelo teste para obtenção das linhas de suscetibilidade, porém é mais perceptível no primeiro teste;

- Entre os inseticidas testados, o problema de resistência de *B. tabaci* é maior para tiametoxam, seguido por imidacloprido;

Tabela 2.3. Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de *Bemisia tabaci* oriunda de campo e uma população suscetível de referência a acetamiprido (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e fotoperíodo de 14h).

População	n ¹	Coeficiente Angular (\pm EPM ²)	χ^2 (g.l.) ³	CL ₅₀ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₅₀	CL ₉₅ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₉₅
SusIAC ⁶	1086	1,423 (\pm 0,074)	5,25 (3)	23,10 (16,56 - 31,91)	----	330,73 (192,12-734,61)	----
BA-1	742	1,775 (\pm 0,131)	4,87 (3)	34,54 (22,28 - 49,67)	1,50	291,62 (173,52-693,52)	0,88
BA-2	1259	1,165 (\pm 0,065)	3,18 (4)	46,32 (38,18 - 55,73)	2,01	1.196,80 (853,63-1.801,94)	3,61
GO-1	533	1,994 (\pm 0,168)	7,27 (4)	30,42 (21,24 - 44,60)	1,32	203,31 (114,78-560,69)	0,61
GO-2	455	1,998 (\pm 0,225)	5,43 (4)	128,52 (71,77 – 187,02)	5,56	855,78 (543,42 – 1958,10)	2,59

¹ n = número de insetos submetidos ao teste; ² EPM = Erro padrão da média; ³ Valor do qui-quadrado calculado (χ^2) e número e graus de liberdade (g.l.); ⁴ Concentração letal (CL) 50 ou 95 e seu intervalo de confiança (IC) a 95%; ⁵ RR = Razão de resistência, obtida pela divisão do valor da CL de cada população pelo valor da CL da SusIAC, a CL 50 ou 95; ⁶ Os valores de suscetibilidade da população suscetível de referência (SusIAC) são os mesmos que foram obtidos com insetos da criação em algodão apresentados no Capítulo 2.

Tabela 2.4. Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de *Bemisia tabaci* oriunda de campo e a uma população suscetível de referência a imidacloprido (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e fotoperíodo de 14h).

População	n ¹	Coeficiente Angular (\pm EPM ²)	χ^2 (g.l.) ³	CL ₅₀ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₅₀	CL ₉₅ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₉₅
SusIAC ⁶	1089	1,038 (\pm 0,066)	3,12 (4)	4,554 (3,439 - 5,809)	----	138,15 (97,66-212,84)	----
BA-1	561	1,294 (\pm 0,138)	0,57 (4)	9,52 (6,30 – 13,10)	2,09	177,084 (166,42 – 323,93)	1,28
BA-2	825	1,453 (\pm 0,109)	5,61 (4)	28,57 (19,75 – 38,84)	6,27	387,45 (234,56 – 842,03)	2,80
GO-1	677	1,852 (\pm 0,183)	5,62 (4)	81,91 (54,75 – 111,73)	17,99	632,90 (387,87 – 1528,92)	4,58
GO-2	541	1,577 (\pm 0,136)	8,22 (4)	135,34 (77,83 – 208,64)	29,72	1494,20 (796,39 – 4747,50)	10,82

¹ n = número de insetos submetidos ao teste; ² EPM = Erro padrão da média; ³ Valor do qui-quadrado calculado (χ^2) e número e graus de liberdade (g.l.); ⁴ Concentração letal (CL) 50 ou 95 e seu intervalo de confiança (IC) a 95%; ⁵ RR = Razão de resistência, obtida pela divisão do valor da CL de cada população pelo valor da CL da SusIAC, a CL 50 ou 95; ⁶ Os valores de suscetibilidade da população suscetível de referência (SusIAC) são os mesmos que foram obtidos com insetos da criação em algodão apresentados no Capítulo 2.

Tabela 2.5. Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de *Bemisia tabaci* oriunda de campo e a uma população suscetível de referência a tiametoxam (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e fotoperíodo de 14h).

População	n ¹	Coeficiente Angular (\pm EPM ²)	χ^2 (g.l.) ³	CL ₅₀ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₅₀	CL ₉₅ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₉₅
SusIAC ⁶	1073	1,146 (\pm 0,067)	4,79 (3)	2,91 (1,65 - 4,66)	----	79,23 (41,73-212,47)	----
BA-1	508	1,842 (\pm 0,156)	4,51 (4)	10,07 (7,22 - 13,33)	3,46	78,69 (51,82-149,20)	0,99
BA-2	720	2,392 (\pm 0,165)	2,53 (4)	64,12 (56,74 - 71,94)	22,03	312,29 (256,52-400,18)	3,94
GO-1	615	2,847 (\pm 0,221)	8,87 (4)	66,95 (49,35 - 86,45)	23,01	253,22 (177,85-465,66)	3,20
GO-2	498	2,911 (\pm 0,242)	2,45 (3)	135,65 (116,22 – 156,63)	46,62	498,33 (405,93 – 649,80)	6,29

¹ n = número de insetos submetidos ao teste; ² EPM = Erro padrão da média; ³ Valor do qui-quadrado calculado (χ^2) e número e graus de liberdade (g.l.); ⁴ Concentração letal (CL) 50 ou 95 e seu intervalo de confiança (IC) a 95%; ⁵ RR = Razão de resistência, obtida pela divisão do valor da CL de cada população pelo valor da CL da SusIAC, a CL 50 ou 95; ⁶ Os valores de suscetibilidade da população suscetível de referência (SusIAC) são os mesmos que foram obtidos com insetos da criação em algodão apresentados no Capítulo 2.

Tabela 2.6. Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de *Bemisia tabaci* oriunda de campo e a uma população suscetível de referência a clorpirifós (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e fotoperíodo de 14h).

População	n ¹	Coeficiente Angular (\pm EPM ²)	χ^2 (g.l.) ³	CL ₅₀ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₅₀	CL ₉₅ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₉₅
SusIAC ⁶	1086	4,225 (\pm 0,239)	4,56 (3)	246,59 (215,26-278,95)	----	604,42 (504,66–784,20)	----
BA-1	644	2,485 (\pm 0,273)	9,44 (4)	238,11 (141,77 – 321,52)	0,97	1093,23 (703,75 – 3207,83)	1,81
BA-2	774	3,331 (\pm 0,296)	6,20 (5)	195,59 (160,47-228,18)	0,79	1.196,80 (853,63-1.801,94)	1,98
GO-1	752	3,871 (\pm 0,348)	3,81 (5)	209,01 (186,58-230,65)	0,85	555,998 (482,04-672,60)	0,92
GO-2	593	2,935 (\pm 0,292)	3,01 (4)	268,61 (230,38 – 305,87)	1,09	976,25 (800,08 – 1288,10)	1,62

¹ n = número de insetos submetidos ao teste; ² EPM = Erro padrão da média; ³ Valor do qui-quadrado calculado (χ^2) e número e graus de liberdade (g.l.); ⁴ Concentração letal (CL) 50 ou 95 e seu intervalo de confiança (IC) a 95%; ⁵ RR = Razão de resistência, obtida pela divisão do valor da CL de cada população pelo valor da CL da SusIAC, a CL 50 ou 95; ⁶ Os valores de suscetibilidade da população suscetível de referência (SusIAC) são os mesmos que foram obtidos com insetos da criação em algodão apresentados no Capítulo 2.

Tabela 2.7. Resposta de concentração-mortalidade de quatro populações de *Bemisia tabaci* oriunda de campo e a uma população suscetível de referência a endossulfan (temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$ e fotoperíodo de 14h).

População	n ¹	Coeficiente Angular (\pm EPM ²)	χ^2 (g.l.) ³	CL ₅₀ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₅₀	CL ₉₅ ⁴ (IC 95%)	RR ⁵ a CL ₉₅
SusIAC ⁶	820	3,210 (\pm 0,255)	5,37 (2)	103,79 (62,43-157,02)	----	337,70 (205,51-1.484,71)	----
BA-1	607	1,939 (\pm 0,167)	6,05 (3)	200,55 (120,12 – 291,93)	1,93	1413,53 (818,44 – 4266,42)	4,19
BA-2	1143	2,587 (\pm 0,132)	6,70 (4)	295,22 (250,47-344,84)	2,84	1,276,30 (991,56-1.803,70)	3,78
GO-1	448	3,045 (\pm 0,275)	1,52 (3)	90,90 (79,12 – 103,00)	0,88	315,28 (259,95 – 408,74)	0,93
GO-2	617	3,328 (\pm 0,330)	3,96 (4)	162,70 (141,20 – 183,33)	1,57	507,72 (426,40 – 646,24)	1,50

¹ n = número de insetos submetidos ao teste; ² EPM = Erro padrão da média; ³ Valor do qui-quadrado calculado (χ^2) e número e graus de liberdade (g.l.); ⁴ Concentração letal (CL) 50 ou 95 e seu intervalo de confiança (IC) a 95%; ⁵ RR = Razão de resistência, obtida pela divisão do valor da CL de cada população pelo valor da CL da SusIAC, a CL 50 ou 95; ⁶ Os valores de suscetibilidade da população suscetível de referência (SusIAC) são os mesmos que foram obtidos com insetos da criação em algodão apresentados no Capítulo 2.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDELDAFFIE, E. Y. A.; ELHAG, E. A.; BASHIR, N. H. H. Resistance in the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), to insecticide recently introduced into Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, v. 33, n. 4, p. 283-286. 1987.

AHMAD, A. H. M.; ELHAG, E. A.; BASHIR, N. H. H. Insecticide resistance in the cotton whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) in the Sudan Gezira. **Tropical Pest Management**, v. 33, n. 1, p. 67-72. 1987.

AHMAD, M.; ARIF, M. I.; AHMAD, Z.; DENHOLM, I. Cotton whitefly (*Bemisia tabaci*) resistance to organophosphate and pyrethroid insecticides in Pakistan. **Pest Management Science**, v. 58, n. 2, p. 203-208. 2002.

BUSH, M. R.; ABDEL-AAL; Y. A. I.; SAITO, K.; ROCK. G. C. Azinphosmethyl resistance in the tufted apple bud moth (Lepidoptera: Tortricidae): reversion, diagnostic concentrations, associated esterases, and glutathione transferases. **Journal of Economic Entomology**, v. 86, p. 213-225. 1993.

CAHILL, M.; BYENE, F. J.; DENHOLM, I.; DEVOSHIRE, A. L.; GORMAN, K. J. Insecticide resistance in *Bemisia tabaci*. **Pesticide Science**, v. 42, p. 137-139. 1994.

CAHILL, M.; BYENE, F. J.; GORMAN, K. J.; DENHOLM, I.; DEVOSHIRE, A. L. Pyrethroid and organophosphate resistance in the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 85, p. 181-187. 1995.

CAHILL, M.; GORMAN, K. J.; DAY, S.; DENHOLM, I.; ELBERT, A.; NAUEN, R. Baseline determination and detection of resistance to imidacloprid in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, n. 4, p. 343-349. 1996a.

CAHILL, M.; JARVIS, W.; GORMAN, K.; DENHOLM, I. Resolution of baseline responses and documentation to buprofezin in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 86, p. 117-122. 1996b.

COSTA, H. S.; BROWN, J. K.; SIVASUPRAMANIAM, S.; BIRD, J. Regional distribution, insecticide resistance and reciprocal crosses between the 'A' and 'B' biotypes of *Bemisia tabaci*. **Insect Science and its Applications**, v. 14, p. 255-266. 1993.

DE BARRO, J. P. Genetic structure of the whitefly *Bemisia tabaci* in the Asia-Pacific region revealed using microsatellite markers. **Molecular Ecology**, v. 14, n. 12, p. 3695-3718. 2005.

DENNEHY, T. J.; DEGAIN, B. A.; HARPOLD, V. S.; BROWN, J. K.; MORIN, S.; FABRICK, J. A.; NICHOLS, R. L. New challenges to management of whitefly resistance to insecticides in Arizona. **Cooperative Extension**, The University of Arizona. 32p. 2005.

DENNEHY, T. J.; WILLIAMS, L. Management in *Bemisia* in Arizona cotton. **Pesticide Science**, v. 51, n., 3, p. 398-406. 1997.

DITTRICH, V.; HASSAN S. O.; ERNST, G. H. Sudanese cotton and the whitefly: a case study of the emergence of a new primary pest. **Crop Protection**, v. 4, n. 2, p. 161-176. 1985.

ELBERT, A.; NAUEN, R. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. **Pest Management Science**, v. 56, p. 60-64. 2000.

ELLSWORTH, P. C.; TRONSTA, R.; LESER, J.; GOODELL, P. B.; GODFREY, L. D.; HENNEBERRY, T. J.; HENDRIX, D., BRUSHWOOD, D., NARANJO, S. E. CASTLE, S., NICHOLS, R. L. **Sticky cotton sources & solution**. The University of Arizona, Cooperative Extension, IMP Series n. 13, 4p. 1999.

FFRENCH-CONSTANT, R. H.; ROUSH, R. T. **Resistance detection and documentation: the relative roles of pesticidal and biochemical assays**, p. 4-38. In: ROUSH, R. T.; TABASHNIK, B. E. (eds.), *Pesticide resistance in arthropods*. Chapman & Hall, New York. 1990.

GEORGHIOU, G. P.; TAYLOR, C. E. Genetic and biological influences in the evolution of insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 3, p. 319-323. 1977a.

GEORGHIOU, G. P.; TAYLOR, C. E. Operational influences in the evolution of insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, v. 70, n. 5, p. 653-658. 1977b.

GUIRÃO, P.; BEITIA, F.; CENIS, J. L. Biotype determination of Spanish population of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 87, p. 587-593. 1997.

HALLIDAY, W. R.; BURNHAM, K. P. Choosing the optimal diagnostic dose for monitoring insecticide resistance. **Journal of Economic Entomology**, v. 83, n. 4, p. 1151-1159. 1990.

HOROWITZ, A. R.; ISHAAYA, I. Management resistance to insect growth regulators in the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 87, n. 4, p. 866-871. 1994.

HOROWITZ, A. R.; KONTSEDALOV, S.; ISHAAYA, I. Dynamics of resistance to the neonicotinoids acetamiprid and thiamethoxam in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 97, n. 6, p. 2051-2056. 2004.

JONES, D. R. Plant viruses transmitted by whiteflies. **European Journal of Plant Pathology**, v. 109, n. 3, p. 195-219. 2003.

LEORA SOFTWARE. **Polo PC: a user's guide to Probit or Logit Analysis**, 20p. 1987.

LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. **Bragantia**, v. 53, p. 53-59. 1994.

MINK, J. S.; BOETHEL, D. J. Development of a diagnostic technique for monitoring permethrin resistance in soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. **Journal of Economic Entomology**, v. 85, n. 4, p. 1056-1062. 1992.

MORALES, F. J. Conventional breeding for resistance to *Bemisia tabaci*-transmitted geminiviruses. **Crop Protection**, v. 20, p. 825-834. 2001.

NAUEN, R.; DENHOLM, I. Resistance of insect pests to neonicotinoid insecticides: current status and future prospects. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 58, p. 200-215. 2005.

OMER, A. D.; JOHNSON, M. W.; TABASHNIK, B. E.; COSTA, H. S.; ULLMAN, D. E. Sweetpotato whitefly resistance to insecticides in Hawaii: intra-island variation is related to insecticides use. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 67, p. 173-182. 1993a.

OMER, A. D.; TABASHNIK, B. E.; JOHNSON, M. W.; COSTA, H. S.; ULLMAN, D. E. Genetic and environmental influences on susceptibility to acephate in sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 86, n. 3, p. 652-659. 1993b.

PERRY, A. S. The relative susceptibility to several insecticides of adult whiteflies (*Bemisia tabaci*) from various cotton-growing areas in Israel. **Phytoparasitica**, v. 13, n. 1, p. 77-78. 1985.

PRABHAKER N.; CASTLE, S.; HENNEBERRY, T. J.; TOSCANO, N. C. Assessment of cross-resistance potential to neonicotinoid insecticides in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 95, n. 6, p. 535-543. 2005.

PRABHAKER, N.; COUDRIET, D. L.; MEYERDIRK, D. E. Insecticide resistance in the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 78, p. 748-752. 1985.

PRABHAKER, N.; TOSCANO, N. C.; HENNEBERRY, T. J.; CASTLE, S. J.; WEDDLE, D. Assessment of two bioassay techniques for resistance monitoring of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) in California. **Journal of Economic Entomology**, vol. 89, n. 4, p. 805-815. 1996.

RANASINGHE, L. E.; GEORGHIOU, G. P. Comparative modification of insecticide-resistance spectrum of *Culex pipiens fatigans* Wied. by selection with temephos and temephos / synergist combination. **Pesticide Science**, v. 10, p. 502-508. 1979.

RILEY, D. G.; TAN, W. Host plant effects on resistance to bifenthrin in silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 96, n. 4, p. 1315-1321. 2003.

ROBERTSON, J. L.; PREISLER, H. K. **Pesticide bioassays with arthropods**. CRC: Boca Raton, Florida. 127p. 1992.

ROUSH, R. T.; MILLER, G. L. Considering for design of insecticide resistance monitoring programs. **Journal of Economic Entomology**, v. 79, p. 293-298. 1986.

ROWLAND, M.; HACKETT, B.; STRIBLEY, M. Evaluation of insecticides in field-control simulators and standard laboratory bioassays against resistance and susceptible *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) from Sudan. **Bulletin of Entomological Research**, v. 81, p. 189-199. 1991.

SAS INSTITUTE. **SAS/STAT User's guide**, version 6 4th ed. SAS institute Inc., Cary, NC. 1989.

SIVASUPRAMANIAM, S.; JOHNSON, S.; WATSON, T. F.; OSMAN, A. A.; JASSIM, R. A glass-vial technique for monitoring tolerance of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to selected insecticides in Arizona. **Journal of Economic Entomology**, v. 90, n. 1, p. 66-74. 1997.

SSERUWAGI, P.; LEGG, J. P.; MARUTHI, M. N.; COLVIN, J.; REY, M. E. C.; BROWN, J. K. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) population and presence of the B biotype and a non-B biotype that can induce silverleaf symptoms in squash, in Uganda. **Annals of Applied Biology**, v. 147, p. 253-265. 2005.

TOSCANO, N. C.; PRABHAKER, N.; CASTLE, S.; HENNEBERRY, T. J. Inter-regional differences in baseline toxicity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to the two insect growth regulator, buprofezin and pyriproxyfen. **Journal of Economic Entomology**, v. 94, n. 6, p. 1538-1546. 2001.