

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**AVALIAÇÃO DA RESISTÊNCIA DE ALGODOEIROS (*Gossypium
hirsutum* L.) A *Bemisia tabaci* (GENN.) BIÓTIPO B (HEMIPTERA:
ALEYRODIDAE)**

**Zeneide Ribeiro Campos
Engenheira Agrônoma**

**JABOTICABAL – SÃO PAULO – BRASIL
Janeiro de 2005**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**AVALIAÇÃO DA RESISTÊNCIA DE ALGODOEIROS (*Gossypium
hirsutum* L.) A *Bemisia tabaci* (GENN.) BIÓTIPO B (HEMIPTERA:
ALEYRODIDAE)**

Zeneide Ribeiro Campos

Orientador: Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior

Co-orientador: Prof. Dr. André Luiz Lourenção

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia (Produção Vegetal).

JABOTICABAL – SÃO PAULO – BRASIL

Fevereiro de 2005

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

ZENEIDE RIBEIRO CAMPOS – nascida em 10 de julho de 1962 na cidade de Mirador – Ma é filha de Antonio de Paula Ribeiro e Neuza Ribeiro Campos. É Auxiliar Acadêmico no Departamento de Biologia e Zootecnia da Faculdade de Engenharia – Unesp, Câmpus de Ilha Solteira desde março de 1994. Ingressou no Curso de Agronomia da Faculdade de Engenharia – Unesp, Câmpus de Ilha Solteira em março de 1997, graduando-se em dezembro de 2002. Iniciou o mestrado em Agronomia (Produção Vegetal) na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal em agosto de 2003, obtendo o título em fevereiro de 2005.

“Só aprende aquele que se apropria do aprendido, com o qual pode, por isso mesmo, reinventá-lo; sendo capaz de utilizar o aprendido-apreendido em situações concretas.”

Paulo Freire

Aos meus pais,
Antonio de Paula Ribeiro “*in memorian*”
e Neuza Ribeiro Campos.
À minha irmã, Maria, “*in memorian*”.
Aos meus irmãos,

Dedico

Aos meus familiares, Alcebíades,
Sônia, Ostenildo, Guilherme, Mariana,
Raquel, Luzineide, José Benaeldo,
Lílian e Fábio, presentes em todos os
momentos,

Ofereço

Aos Professores Doutores Arlindo Leal
Boiça Júnior e André Luiz Lourenção;
aos docentes e colegas do
Departamento de Fitossanidade,

Agradeço

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior, por sua orientação, pelo incentivo e apoio durante o mestrado.

Ao Prof. Dr. André Luiz Lourenção, pelas sugestões, incentivo e colaboração durante a condução do experimento.

À CAPES, pela concessão da bolsa de estudos.

Ao Prof. Dr. José Carlos Barbosa, pelas sugestões nas análises estatísticas.

Ao Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos, pelas sugestões e amizade.

Ao Prof. Dr. Alcebíades Ribeiro Campos, Profa. Dra. Sônia Cassinelli Baldini Campos e Prof. Dr. Ostenildo Ribeiro Campos, pelos ensinamentos, apoio e paciência.

Ao técnico Zulene Antonio Ribeiro, pela colaboração durante todo o mestrado e principalmente pela amizade.

À Luciana Hermanson e Rosângela Santos de Souza, pelo companheirismo e amizade.

A todos os docentes do Departamento de Fitossanidade, pela atenção e ensinamentos, e aos funcionários Márcia M. Ferreira, Lígia D. T. Fiorezzi, Lúcia Helena P. Tarina, Roseli Pessoa, Jairo G. Figueiredo e José Altamiro, pela paciência, colaboração e eterna alegria.

À bibliotecária Tieko T. Sugahara, pela correção das referências.

Aos colegas: Marina Robles Angelini, Norton Rodrigues Chagas Filho, Carolina Natali de Oliveira, Fernando Damascena Baptistella, Flávio Gonçalves de Jesus e David Hudson Lopes Júnior, pela convivência, colaboração e amizade.

A todos que em algum momento ou de alguma forma participaram de minha formação.

À força maior que me guia.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE FIGURAS.....	xi
RESUMO.....	xii
SUMMARY	xiii
1. INTRODUÇÃO	01
2. REVISÃO DE LITERATURA	03
2.1 Complexo <i>Bemisia tabaci</i>	04
2.2 Comportamento e biologia de <i>B. tabaci</i>	06
2.3 Sintomas e danos causados por <i>B. tabaci</i>	13
2.4 Controle de <i>B. tabaci</i>	16
2.5 Resistência de algodoeiro a <i>B. tabaci</i> biótipo B	17
3. MATERIAL E MÉTODOS	22
3.1 Local e procedimentos gerais	22
3.2 Criação de manutenção de <i>B. tabaci</i> biótipo B.....	23
3.3 Distribuição de ovos de <i>B. tabaci</i> biótipo B na folha e na planta de algodoeiro	24
3.4 Efeito da idade da planta de algodoeiro na oviposição de <i>B. tabaci</i> biótipo B em teste com chance de escolha.....	25
3.5 Efeito da densidade de adultos de <i>B. tabaci</i> biótipo B na oviposição em plantas de algodoeiro, em teste sem chance de escolha.....	25
3.6 Preferência de adultos de <i>B. tabaci</i> biótipo B por genótipos de algodoeiro	26
3.6.1 Atratividade de <i>B. tabaci</i> biótipo B	26
3.6.2 Oviposição de <i>B. tabaci</i> biótipo B	27
3.6.2.1 Teste com chance de escolha.....	27
3.6.2.2 Teste sem chance de escolha.....	27

3.7 Evolução da colonização de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro	28
3.8 Desenvolvimento de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro	30
3.9 Análise estatística.....	31
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	32
4.1 Distribuição de ovos de <i>B. tabaci</i> biótipo B folha e na planta de algodoeiro	32
4.2 Efeito da idade da planta de algodoeiro na oviposição de <i>B. tabaci</i> biótipo B em teste com chance de escolha.....	34
4.3 Efeito da densidade de adultos de <i>B. tabaci</i> biótipo B, na oviposição em plantas de algodoeiro em teste sem chance de escolha.....	35
4.4 Atratividade de <i>B. tabaci</i> biótipo B por genótipos de algodoeiro	36
4.5 Oviposição de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro, em teste com e sem chance de escolha.....	38
4.6 Evolução da colonização de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro	42
4.7 Desenvolvimento de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro	44
5. CONCLUSÕES	48
6. REFERÊNCIAS	49
APÊNDICE	67

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Número médio de ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, de acordo com sua posição na haste principal (P) e posição no limbo foliar (A), em teste com chance de escolha	33
Tabela 2. Número médio de ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, de três diferentes idades.....	34
Tabela 3. Número médio de ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, sob três diferentes densidades de adultos.....	35
Tabela 4. Número médio de adultos/planta de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em 20 genótipos de algodoeiro, 24, 48 e 72 horas após a infestação, em teste com chance de escolha.....	37
Tabela 5. Número médio de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, número médio de tricomas e número médio de glândulas de gossipol, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste com chance de escolha.	40

Tabela 6. Número médio de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste sem chance de escolha	41
Tabela 7. Médias de notas visuais de colonização de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste com chance de escolha.....	43
Tabela 8. Períodos de incubação, ninfal, de desenvolvimento de ovo a adulto e de longevidade de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em dez genótipos de algodoeiro	46
Tabela 9. Viabilidade de ovos e ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em dez genótipos de algodoeiro.....	47
Tabela I. Dados médios mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%), coletados no período de outubro de 2003 a dezembro de 2004 em Jaboticabal/SP	68
Tabela II. Dados diários de temperatura (°C) e umidade relativa (%), coletados durante o estudo de desenvolvimento de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em genótipos de algodoeiro no período de 01 de novembro a 14 de dezembro de 2004	69

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Telado com dimensões de 2,0 x 3,0 x 2,0 m, protegido com tela antiafídeo, utilizado para realização dos testes.	23
Figura 2. Representação esquemática: (a) posição da folha na planta; (b) áreas avaliadas no limbo foliar	24
Figura 3. (a) Gaiola de ferro cilíndrica de 0,40 m de diâmetro e 0,60 m de altura; (b) envolvida com 'voile'	26
Figura 4. Escala de notas de colonização das plantas de algodoeiro por <i>B. tabaci</i> biótipo B, variando entre 0 e 6, sendo: 0=folhas sem infestação; 1=com folhas com número reduzido de ovos e ninfas; ... 6=plantas com folhas totalmente colonizadas por ovos e ninfas.....	29
Figura 5. Gaiola utilizada na infestação de adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	31

AVALIAÇÃO DA RESISTÊNCIA DE ALGODOEIROS (*Gossypium hirsutum* L.) A *Bemisia tabaci* (GENN.) BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

RESUMO – Considerando-se a importância de *B. tabaci* biótipo B para a cultura do algodoeiro, procurou-se estudar a oviposição e a distribuição de ovos da mosca-branca nas plantas de acordo com as respectivas idades, bem como discriminar os genótipos de algodoeiro quanto aos graus de resistência, determinando-se os tipos envolvidos. Os experimentos foram conduzidos com 20 genótipos de algodoeiro cultivados em telados e infestados artificialmente com adultos de *B. tabaci* biótipo B. Os resultados encontrados permitem concluir que: adultos da mosca-branca preferem ovipositar em folhas novas e em áreas próximas da nervura principal e do pecíolo da folha; plantas com 20 dias de idade são preferidas para oviposição em relação a plantas com 30 e 40 dias, e a densidade de 100 a 150 adultos por planta permite a discriminação de genótipos; em teste de atratividade, o genótipo CNPA Acala I foi o mais preferido, e os genótipos Fabrika, CNPA Ita 90, Makina, Coodetec 407 e IAC 01-639 CPA 02-24 os menos preferidos; o número de ovos não se correlacionou com o número de tricomas e de glândulas de gossipol; na infestação de plantas de algodoeiro por *B. tabaci* biótipo B ocorre migração de adultos no dossel da planta e da base para o ápice; no teste de desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro, o genótipo Coodetec 406 alonga o ciclo de ovo a adulto, enquanto o genótipo IAC-23 induz a menor viabilidade de ninfas.

Palavras-Chave: amostragem, *Gossypium hirsutum*, mosca-branca, resistência de plantas, tipos de resistência

EVALUATION OF COTTON (*Gossypium hirsutum* L.) RESISTANCE TO *Bemisia tabaci* (GENN.) BIOTYPE B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

ABSTRACT - Considering the importance of *B. tabaci* biotype B in cotton, the goal of this research was to study the oviposition and distribution of whitefly eggs on the plant according to plant age, as well as to discriminate cotton genotypes with regard to their degrees of resistance, and determine the types of resistance involved. The experiments consisted of 20 cotton genotypes grown in shade-netting structures and artificially infested with *B. tabaci* biotype B adults. The results found allowed us to conclude that: whitefly adults prefer to oviposit on young leaves and in areas near the leaf midrib and petiole; 20-day old plants are preferred for oviposition in relation to 30- and 40-day old plants, and a density between 100 and 150 adults per plant allows genotypes to be discriminated; in an attractiveness test, genotype CNPA Acala I was the most preferred, while genotypes Fabrika, CNPA Ita 90, Makina, Coodetec 407, and IAC 01-639 CPA 02-24 were the least preferred; the number of eggs was not correlated with number of trichomes and gossypol glands; migration of adults occurs in the plant canopy, and also from the base toward the apex, during infestation of cotton plants by *B. tabaci* biotype B; in the *B. tabaci* biotype B development test on cotton genotypes, genotype Coodetec 406 made the cycle from egg to adult longer, while genotype IAC-23 induced lower nymph viability.

KEYWORDS: sampling, *Gossypium hirsutum*, whitefly, plant resistance, types of resistance

1. INTRODUÇÃO

A cultura do algodoeiro é a grande responsável pela produção de fibras e de produtos bioenergéticos, proporcionando grandes benefícios socioeconômicos, entre os quais destaca-se a geração de empregos diretos e indiretos. Ocupa, segundo BELTRÃO & SOUZA (1999), menos de 2% da área cultivada em todo o mundo; entretanto, é responsável pelo consumo de aproximadamente um quarto de todo o inseticida utilizado na agricultura. Nesse contexto, o Brasil destaca-se como o sexto maior produtor mundial de fibra de algodão e o segundo maior exportador (AGRIANUAL, 2004). Em 2004 a produção de algodão em caroço foi de 3.569.126 t para uma área colhida de 1.124.249 ha (AGRIANUAL, 2005).

As moscas-brancas são consideradas um grupo de pragas de grande importância em nível mundial. *Bemisia tabaci* biótipo B, cujos danos e frequência têm aumentado significativamente a cada ano, destaca-se como uma das principais pragas da cultura do algodoeiro e uma das principais responsáveis pelo uso de inseticidas.

De maneira geral, *B. tabaci* biótipo B causa danos diretos e indiretos (transmissão de geminivírus), com conseqüente redução na produtividade de várias culturas, podendo causar prejuízos que, segundo BROWN & BIRD (1992), variam de 20% a 100%. No algodoeiro, as substâncias açucaradas, excretadas sobre folhas e capulhos abertos são usadas como substrato para o desenvolvimento de fungos, ocasionando o manchamento da fibra prejudicando sua qualidade (LOURENÇÃO & NAGAI, 1994; CHU et al. 2001). Problemas associados a esse manchamento incluem alto custo de controle da mosca-branca, dificuldade no deslintamento, redução na eficiência do processo industrial, alteração da qualidade do produto final e baixa lucratividade (HECTOR & HODKINSON, 1989; HEQUET & ABIDI, 2002).

Características biológicas e comportamentais de *B.tabaci* biótipo B, como rápido desenvolvimento, alta fecundidade e grande capacidade de dispersão, são fatores que aumentam a probabilidade de aparecimento de resistência aos inseticidas comerciais de diferentes grupos químicos (HOROWITZ et al. 1993). Nesse sentido, há necessidade de se avaliar outros métodos de controle. Entre esses métodos, a resistência de plantas destaca-se pela vantagem de reduzir as populações de insetos-praga a níveis que não causam danos econômicos, sem necessidade de alterar o equilíbrio dos agroecossistemas; pela sua especificidade, pelo seu efeito cumulativo e persistência no ambiente; pela facilidade de utilização e compatibilidade com práticas culturais sem custo adicional à produção da cultura (LIMA & LARA, 2001).

O conhecimento da fenologia da planta hospedeira e o local selecionado para postura da *B. tabaci* biótipo B são ferramentas indispensáveis para a detecção e o monitoramento da mosca-branca no manejo integrado, visando ao seu controle.

Considerando-se a importância da *B. tabaci* biótipo B para a cultura do algodoeiro, procurou-se, neste trabalho, estudar a distribuição de ovos da mosca-branca na folha e na planta; a densidade de adultos e a idade das plantas preferida para oviposição, bem como discriminar os genótipos do algodoeiro quanto aos graus de resistência, determinando-se os tipos envolvidos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889), classificada na ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha (Homoptera), família Aleyrodidae e subfamília Aleyrodinae é um inseto fitófago sugador de seiva, de ampla distribuição geográfica mundial (BYRNE & BELLOWS JR., 1991).

Embora se acredite que a Ásia, talvez o Paquistão, seja o seu centro de origem (BROWN et al. 1995), sua primeira citação como praga data de 1889, na Grécia, em cultura de fumo (OLIVEIRA, 2001). De 1926 a 1981 foi relatada como praga secundária em muitos locais do mundo e, nas regiões tropicais e subtropicais, como importante vetor de vírus (BYRNE & BELLOWS JR., 1991; VILLAS BÔAS et al. 1997).

Problemas sérios foram observados de 1970 a 1974 na Índia, no Sudão e em Israel e, em 1986, na Flórida (OLIVEIRA, 2001). Na América Latina e Caribe, foi responsável por perdas substanciais em solanáceas e cucurbitáceas (HILJE, 1996). No Brasil, é economicamente importante nas culturas de algodoeiro, melão, melancia, abóboras, feijão, batata e hortaliças, principalmente o tomate (OLIVEIRA, 2001; LOURENÇÃO, 2002), além de plantas ornamentais e silvestres (VILLAS BÔAS et al. 1997).

Na cultura do algodoeiro, ataques severos foram relatados na América Central a partir dos anos sessenta (VILLAS BÔAS et al. 1997) e, na Argentina, tem causado sérios problemas nos últimos anos (HELMAN et al. 1995). No Brasil, surtos populacionais foram observados em 1968, no norte do Estado do Paraná e, em 1972/73, no sul do Estado de São Paulo e norte do Paraná (COSTA et al. 1973). Entretanto, com a introdução do biótipo B, no início da década de noventa (LOURENÇÃO & NAGAI, 1994), e em razão das altas infestações (VALLE &

LOURENÇÃO, 2002) ocorridas no verão, coincidentemente com o período de abertura das maçãs (SANTOS, 1999), a *B. tabaci* biótipo B passou a ganhar importância econômica a cada safra.

Estimativas do impacto econômico do complexo *B. tabaci* na agricultura mundial, têm sido de difícil obtenção em decorrência das extensivas áreas afetadas, do número de culturas envolvidas e dos diferentes sistemas monetários (OLIVEIRA et al. 2001). Nos Estados Unidos, em 1991/1992, o inseto foi responsável por prejuízos da ordem de US\$ 800 milhões na Califórnia, Arizona, Texas e Flórida. No período de 1991 a 1995, as perdas somaram US\$ 100 milhões/ano apenas no Vale Imperial, na Califórnia (Henneberry & Toscano, 1998, citado por OLIVEIRA, 2001). Na agricultura brasileira, são citados valores superiores a R\$ 4 bilhões, R\$ 200 milhões/ano, nos últimos três anos, só na cultura do melão (OLIVEIRA et al. 2000). Quanto às perdas de produção, apenas na cultura do amendoim nos EUA, alcançaram 2.807 kg/ha (McAUSLANE et al. 1994).

O controle da mosca-branca tem sido feito quase que exclusivamente por inseticidas, causando problemas como a contaminação do ambiente e a diminuição de inimigos naturais. Outras formas de controle que não causem danos ao agroecossistema têm sido estudadas e, nesse sentido, a resistência de plantas a insetos consiste na redução do crescimento populacional do inseto-alvo. Para empregá-las, faz-se necessário conhecer as características morfológicas e fisiológicas da planta, o comportamento e a biologia do inseto e a sua relação com o hospedeiro. Esses fatores são imprescindíveis na resposta do hospedeiro à atuação da praga, determinando sua resistência ou suscetibilidade às injúrias por ela provocadas.

2.1 Complexo *Bemisia tabaci*

A mosca-branca *B. tabaci*, foi identificada, classificada e nomeada com uma série de sinônimos (HILJE, 1996), os quais são atribuídos a fatores como: aparecimento de populações morfológicamente semelhantes com características biológicas diferentes por causa da afinidade com a planta (BETHKE et al. 1991; BROWN et al. 1995), amplo

número de hospedeiros, alto potencial reprodutivo, ausência de inimigos naturais com ação eficiente, especificidade na capacidade de transmissão de vírus, resistência a inseticidas e diferenças comportamentais das populações nas diversas regiões (BETHKE et al. 1991; SALGUERO, 1993; BROWN et al. 1995; TOSCANO et al. 1998).

Essa plasticidade genética e o elevado polimorfismo (HILJE, 1996) culminaram com a utilização de termos, como biótipos, espécies irmãs, complexo de espécies, raça e complexo de raças (BROWN et al. 1995; DROST et al. 1998), sendo *B. tabaci*, atualmente, possuidor de mais de uma dezena de biótipos espalhados pelo mundo (BEDFORD et al. 1994; BROWN et al. 1995 e ROSSEL et al. 1997). Evidências sugerem que *B. tabaci* constitui, de fato, um complexo de raças ou mesmo de espécies (BROWN et al. 1995), e que o biótipo A se formou no Novo Mundo e o biótipo B no Velho Mundo, enquanto os demais biótipos que formam esse complexo se originaram em regiões da Índia e do Sudão (DROST et al. 1998).

Considerando-se que os biótipos A e B são polífagos (BROWN et al. 1995), ao compará-los, o biótipo B excreta menor quantidade de 'honeydew' ou mela que o biótipo A (BYRNE & MILLER, 1990); apenas o biótipo B causa prateamento em folhas de abóbora (BHARATHAN et al. 1990; COSTA & BROWN, 1991; COHEN et al. 1992); fêmeas do biótipo A apresentam maior tamanho, porém colocam menor número de ovos que fêmeas do biótipo B (BETHKE et al. 1991); o biótipo B tem maior capacidade de transmissão de vírus, de indução a anomalias fisiológicas (BROWN et al. 1995) e de adaptação a novas plantas hospedeiras (HILJE, 1996); o biótipo B tem maior capacidade para desenvolver resistência a inseticidas (ARENAS, 1998).

Comportamento de acasalamento intra e interespecífico, análise de frequência de aloenzimas, análise de DNA e avaliação morfológica são métodos usados na diferenciação entre os biótipos A e B (OLIVEIRA et al. 1997).

B. tabaci biótipo B ou *B. argentifolii* que, além de cosmopolita é polífaga (HODDLE, 1999), uma vez que são conhecidas mais de 700 espécies de plantas hospedeiras (HAJI et al. 1997), causa danos em culturas de importância econômica de todo o mundo (GREATHEAD, 1986), adapta-se em especial às condições de clima quente e umidade relativa elevada, quando o seu ciclo de vida é mais curto e seus

danos maiores. Por sintetizar proteínas de choque térmico e aumentar o nível de sorbitol na hemolinfa (GERLING, 2002), o biótipo B tem crescimento populacional exponencial em altas temperaturas e regiões áridas, principalmente em áreas onde as temperaturas diurnas são suficientes para danificar as células do corpo do inseto (OLIVEIRA, 2001).

2.2 Comportamento e biologia de *B. tabaci*

As moscas-brancas, embora hemimetabólicas, apresentam o desenvolvimento mais próximo dos insetos holometabólicos. Assim, sua metamorfose, embora incompleta, compreende as fases de ovo, ninfa e adulto, sendo a fase de ninfa subdividida em ninfa I, ninfa II, ninfa III e ninfa IV, sendo esta última também chamada de pupa ou pseudopupa. A reprodução é sexuada ou por partenogênese haplóide, facultativa e arrenótoca (GILL, 1990; VILLAS BÔAS et al. 1997). Quando a reprodução é sexuada, a prole é composta por machos e fêmeas, enquanto, se partenogenética conta apenas com machos (VILLAS BÔAS et al. 1997).

A seleção do substrato de oviposição para muitos insetos é uma fase crítica, fato verdadeiro para a mosca-branca, visto que a maioria dos ínstarres é completamente sésil, exceto para o primeiro ínstar, quando tem capacidade de dispersão muito limitada sobre a folha onde são depositados os ovos (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990). Embora os fatores que regulam o comportamento de seleção de plantas hospedeiras por *B. tabaci* sejam poucos conhecidos (COSTA et al. 1991), comumente esses insetos selecionam as partes da planta que são mais adequadas para alimentação e oviposição (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990). Essa seleção pode ser feita visualmente (PROKOPY & OWENS, 1983) ou por estímulos olfativos (VISSER, 1988) e gustativos (STADLER, 1986).

O hospedeiro pode ser reconhecido à distância ou somente após pousar sobre a planta. A cor é um fator importante na seleção da planta hospedeira à distância. A mosca-branca é fortemente atraída pelo amarelo-esverdeado, vermelho, laranja-avermelhado, verde-escuro, púrpura (HUSAIN & TREHAN, 1940) e amarelo (MAU et al.

2002). Por outro lado, para *B. tabaci*, forma, estrutura e odor da folha são fatores de importância secundária na seleção do hospedeiro (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990). Após pousar sobre a planta e caminhar na parte sombreada da folha, as moscas-brancas investigam-na com seus estiletes (NOLDUS et al. 1986), tanto pelo contato quanto pela picada de prova (BERLINGER, 1986), ocasião em que verificam a constituição química, a idade e a qualidade da folha (WALKER & PERRING, 1994). Em alguns hospedeiros, as moscas não se movem sobre a planta após a investigação inicial e permanecem na mesma folha por vários dias; contudo, em melão, as moscas freqüentemente mudam de posição entre investigações e deixam a folha dentro de algumas horas (SAS et al. 1978).

As moscas-brancas têm preferência por folhas jovens para alimentação e oviposição (ROSSETTO et al. 1977; OHNESORGE et al. 1980; PEÑA et al. 1993; SIMMONS, 1994), acentuadamente, na face inferior (NAKANO & PARRA, 1968; SIMMONS, 1994; CHU et al. 1995), por apresentar cutícula mais fina, maior proximidade do tecido do floema, proteção contra chuva, presença de estômatos. E, relativamente à posição dorsal do ânus do adulto, também facilita a ejeção de excreção (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990). Por outro lado, a preferência por folhas mais jovens pode ser atribuída ao fato de conterem maiores teores de açúcares e de nitrogênio, como observado em folhas de tomate (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990). No entanto, fatores como maior ou menor presença de tricomas, presença de tricomas tipo 'stick' e microclima da folha (BERLINGER, 1986; SIMMONS, 1994), luz do sol, formato e cor da folha (MOUND, 1962; OHNESORGE et al. 1980; EL-HELAY et al. 1971; SIMMONS, 1994), diferenças morfológicas e fatores fisiológicos inerentes à própria planta, podem influenciar o comportamento de alimentação e oviposição entre hospedeiros que possuem diferentes hábitos de crescimento (SALAS & MENDOZA, 1995).

O ovo é colocado, preferencialmente, na face inferior da folha, ficando preso por um pedicelo curto (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; HODDLE, 1999; GALLO et al. 2002), que fica inserido na superfície da mesma em uma fenda aberta pela fêmea com seu ovipositor (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; HODDLE, 1999). Dessa forma, são

difícilmente visíveis a olho nu e facilmente confundidos com grânulos de poeira ou tricomas das folhas. Quanto à forma de oviposição, pode ser feita isoladamente, em grupos irregulares, ocasionalmente em semicírculo (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; HODDLE, 1999) e até mesmo em círculos (LIMA, 2001). Alternativamente, os ovos podem ser colocados diretamente na abertura dos estômatos.

Uma substância 'glue-like', colocada na base do pedicelo, fixa os ovos no local. O pedicelo, por sua vez, atua como condutor de água da folha para o ovo, protegendo-o da desidratação (GILL, 1990; HODDLE, 1999). Os ovos podem estar cobertos com uma substância cerosa branca, possuem textura lisa e formato ovalado, com a parte superior terminada em ponta e a inferior arredondada (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989), e definido como piriforme por VILLAS BÔAS et al. (1997). Quanto à coloração, são inicialmente branco-esverdeados e à medida que amadurecem, tornam-se amarelos e, próximos da eclosão das ninfas, assumem uma cor clara de café (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989). De forma geral, são descritos como variando do branco ao âmbar (HODDLE, 1999), medem de 0,2 a 0,3 mm e o período de incubação varia de 5 a 15 dias (VILLAS BÔAS et al. 1997; SEVERO, 1999).

As ninfas, de formato elíptico, ventralmente planas e dorsalmente convexas, em seu primeiro ínstar apresentam coloração branco-esverdeada (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989) ou de amarela a amarelo-pálida e são translúcidas (VILLAS BÔAS et al. 1997; SEVERO, 1999), características que, muitas vezes, impedem que a praga seja detectada pelo agricultor (SEVERO, 1999). Nesse ínstar, a ninfa é chamada de 'crawler' porque é móvel, arrastando-se muito lentamente à curta distância, por algumas horas ou até por alguns dias (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989), testando o tecido vegetal para escolher o melhor local para introduzir o estilete e fixar-se, dando início à alimentação por meio da sucção da seiva do floema (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; BYRNE & BELLOWES JR., 1991; OLIVEIRA, 1997; VILLAS BÔAS et al. 1997; SEVERO, 1999; GALLO et al. 2002; MAU et al. 2002).

Nos demais ínstares ninfais, a duração de cada um varia de 4 a 8 dias, dependendo da temperatura, são sésseis e permanecem se alimentando (VILLAS BÔAS et al. 1997), exceto durante os breves períodos de ecdise (BYRNE & BELLOWES

JR., 1991; SUMMERS, 1997). As ninfas de segundo ínstar têm forma ovalada, cor branca esverdeada e duração de quatro dias, em média. As ninfas de terceiro ínstar são morfologicamente similares às de segundo ínstar, e essa fase dura em média 5,5 dias. O quarto e último ínstar apresenta algum grau de holometabolia, uma vez que possui três formas distintas. No início, a ninfa é achatada, translúcida e se alimenta; a seguir, torna-se branca e opaca e é mais larga e, por último, exibe coloração amarela e olhos vermelhos bem visíveis, e a forma do corpo do adulto pode ser percebida por meio do tegumento da ninfa. Nessa fase, também é denominada de pupa e não se alimenta (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; BYRNE & BELLOWS JR., 1991).

Quanto ao tamanho de cada ínstar, para comprimento e largura foram observados aproximadamente 0,26 por 0,15 mm para o primeiro ínstar; 0,38 por 0,24 mm para o segundo ínstar; 0,55 por 0,35 mm para o terceiro ínstar e 0,86 por 0,66 mm para o quarto ínstar, respectivamente (Hill, 1969, citado por OLIVEIRA, 2001), embora o comprimento 0,3 mm até 0,6 mm tenha sido citado apenas para o primeiro ínstar (SEVERO, 1999).

Ao emergir, o inseto rompe o tegumento pupal em forma de T invertido, que vai da cabeça até a separação do tórax e abdome, saindo por meio de movimentos de contração e expansão do corpo (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989), com as asas enroladas sobre o mesmo (BYRNE & BRETZEL, 1987), deixando para trás um invólucro translúcido que continua preso à folha (OLIVEIRA et al. 1997). Recém emergido, o adulto apresenta coloração amarelo-pálida, mas, 3 a 4 horas depois, assume coloração branca característica (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989). As asas membranosas são recobertas por uma substância pulverulenta branca, enquanto que o corpo é recoberto por uma cera extracuticular de cor amarelada (GILL, 1990). Quando adultos, medem de 1 a 2 mm, sendo a fêmea maior que o macho (VILLAS BÔAS et al. 1997) e são muito parecidos com uma mariposa em miniatura (OLIVEIRA et al. 1997; SEVERO, 1999). Em repouso, as asas dos adultos são mantidas levemente apoiadas sobre o corpo, de forma que uma pequena parte do abdome fica visível (OLIVEIRA et al. 1997; VILLAS BÔAS et al. 1997). O aparelho bucal é do tipo sugador labial, sendo usado para succionar a seiva do floema que passa pelos canais de alimentação até os

órgãos digestivos do inseto (VILLAS BÔAS et al. 1997).

Os adultos se alimentam minutos após a emergência, e o período de oviposição pode ter início 2 a 4 horas depois (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989), quando migram, preferencialmente, na própria planta, das folhas mais velhas para as mais jovens, entre plantas da mesma cultura e até mesmo para culturas adjacentes ou plantas daninhas (OLIVEIRA, 1997). São muito ágeis e voam rapidamente quando molestados, deixando seu 'habitat' original quando ocorre a deterioração do hospedeiro (VILLAS BÔAS et al. 1997). Geralmente, são auxiliados pela direção e força do vento que pode arrastá-los a grandes altitudes, mas é o homem o principal disseminador por meio do transporte de plantas infestadas de um local para outro (OLIVEIRA, 1997; VILLAS BÔAS et al. 1997).

Adultos de mosca-branca têm a habilidade de andar e de voar (HODDLE, 1999), tanto à curta quanto à longa distância (BERLINGER, 1986; OLIVEIRA et al. 1997; SILVEIRA, 1999). Podem ser encontrados desde poucos metros até 7km da planta hospedeira e desde 10 cm acima da superfície do solo até 300 m de altura, deslocando-se nas horas mais frescas do dia (SEVERO, 1999; SILVEIRA, 1999; OLIVEIRA & FARIAS, 2000; GALLO et al. 2002), principalmente no período da manhã (VILLAS BÔAS et al. 1997).

A planta hospedeira, temperatura, umidade, condições da planta, práticas agrícolas e inimigos naturais são fatores que interferem diretamente na dinâmica da população da mosca-branca. Da mesma forma, espécies, cultivares, idade da folha e estágio fisiológico são fatores inerentes à planta hospedeira que influenciam na duração dos diversos estádios de desenvolvimento, na mortalidade dos estádios imaturos, na longevidade e na fecundidade dos adultos (LIMA, 2001).

A temperatura tem influência direta sobre o período de incubação dos ovos e sobre o ciclo completo de *B. tabaci*. Até certo limite, temperaturas mais elevadas e baixa umidade favorecem seu desenvolvimento e dispersão (LEITE et al. 2002); as populações tendem a ser maiores e os ciclos menores, resultando em freqüentes surtos nos meses de estiagem (BUTLER JR. et al. 1983). Assim, sob condições ótimas de temperatura e umidade e em presença de plantas hospedeiras preferenciais, o inseto

tem potencial para crescer linearmente, enquanto a ocorrência de precipitação é apontada como um dos fatores mais adversos, reduzindo a população principalmente quando são fortes e constantes (VILLAS BÔAS et al. 1997). Nesse sentido, em culturas de algodoeiro, em Israel e no Sudão, a temperatura e umidade relativa do ar foram consideradas fatores-chave para mudança na população de mosca-branca (HOROWITZ et al. 1984; HOROWITZ, 1986), o que também ocorreu com a cultura de jiloeiro em que o aumento da temperatura ocasionou incremento na densidade de adulto de *B. tabaci* (LEITE et al. 2002). Entretanto, em estudo da dinâmica populacional em lavoura de soja, em Java, os fatores climáticos não foram os que mais regularam as populações dessa praga nessa região e, sim, as plantas alternativas (HIRANO et al. 1993).

A quantidade de ovos depositados por fêmea de *B. tabaci* pode variar de 30 a 400 ovos, dependendo da planta hospedeira, em média, de 150 a 160 ovos (BYRNE & BELLOWS JR., 1991). Na cultura do meloeiro, cada fêmea coloca de 2 a 24 ovos por dia (OLIVEIRA et al. 2001), enquanto que, no algodoeiro, de 30 a 350 ovos durante seu tempo de vida, sendo colocados por cada fêmea, cerca de 10 ovos por dia em temperatura de 25 a 30°C (BLEICHER et al. 1997).

Em plantas de algodoeiro, ao se estudar os efeitos da umidade relativa e da temperatura sobre a oviposição, foram encontrados, em média, 31,8 ovos por fêmea à temperatura de 25,4°C e umidade relativa de 91,7% (BETHKE et al. 1991); e $28,03 \pm 15,91$ ovos por fêmea, a $27,1 \pm 1,3^\circ\text{C}$ de temperatura e $75,5 \pm 10,6\%$ de umidade relativa (SÁNCHEZ et al. 1997). Quando se pesquisou o efeito da idade das plantas, foi observado que 40 adultos ovipositaram acima de 300 ovos por planta de algodoeiro, quando esta tinha apenas 3 folhas e aproximadamente 50cm de altura. A sobrevivência das ninfas de 1º ínstar foi 63%, e apenas 19% da população original atingiu a maturidade (BYRNE & DRAEGER, 1989). Por outro lado, em casa de vegetação nas condições de Ilha Solteira-SP, foram encontrados por cm², em média, 5,20 ovos aos 20 dias; 3,89 ovos aos 25 dias; 1,06 ovos aos 35 dias; 0,78 ovos aos 45 dias e 0,49 ovos aos 55 dias de idade da planta (CAMPOS, 2003).

Na cultura do tomateiro, a 25°C de temperatura e 65% de umidade relativa,

foram encontrados valores médios de 7,3 dias para a fase de ovos, 15 dias para a fase ninfal e 22,3 dias de ovo a adulto (SALAS & MENDOZA, 1995). Ainda a 25°C, nas condições do Distrito Federal, foram 6,8 dias para a fase de ovos e 22,9 dias para o ciclo de ovo a adulto (VILLAS BÔAS et al. 2002). Na região de Jaboticabal, o ciclo biológico variou de 12,1 a 13,9 dias e 5,0 a 6,1 dias para ovos; 21,1 a 22,6 dias e 9,5 a 11,4 dias para ninfas, completando o ciclo em 34,5 a 37,3 dias e 15,3 a 17,5 dias nas épocas de inverno e primavera, respectivamente (TOSCANO, 2001).

Na cultura do feijoeiro, no genótipo Bolinha, para as condições de Ilha Solteira-SP, o ciclo de vida da *B. tabaci* foi de 18 dias nos meses mais quentes do ano, e de 36,5 dias nos meses de temperatura mais amena (BOIÇA JR. & VENDRAMIN, 1986), ao passo que, em Jaboticabal-SP, foram observados 20,9 e 36,4 dias, respectivamente (ORIANI, 1998). Por outro lado, sob condições controladas, a temperatura de 25°C e umidade relativa de 55%, a duração do ciclo foi de 22,5 dias, e o número de ovos 4,5 por fêmea por dia (GREENBERG et al. 1999).

Para a cultura da soja na região de Jaboticabal, com variação de temperatura e umidade relativa de 17,85°C a 31,32°C e 46,44% a 99,96%, respectivamente, a duração foi de 6,41 a 6,61 dias para a fase de ovos; 12,10 a 12,34 dias para a fase de ninfas, completando o ciclo de ovo a adulto de 18,67 a 19,28 dias (LIMA, 2001). Nas condições de Campinas-SP, em casa de vegetação, utilizando-se 20 genótipos, foram encontrados de 1,91 a 12,79 ovos/cm² e de 0,04 a 0,32 adultos/cm² aos 7 dias após a infestação; de 2,35 a 10,55 ovos/cm² e de 0,02 a 0,24 adultos/cm² aos 15 dias após a infestação; e de 7,58 a 39,92 ovos/cm² e de 0,21 a 1,40 adultos/cm² aos 30 dias após infestação (VALLE, 2001).

Em plantas de algodoeiro, o período de incubação dos ovos pode variar de 5 dias a 32,5°C até 22,5 dias a 16,5°C, e o desenvolvimento de ovo a adulto de *B. tabaci* pode variar de 16,6 dias a 30°C até 65,1 dias a 14,9°C. A temperatura tida como ótima para desenvolvimento de ovos está entre 23°C a 30°C, sendo que, em temperaturas superiores a 36°C e inferiores a 10°C, os ovos não se desenvolvem de forma adequada. O pico de emergência dos adultos ocorre entre 6 e 9 horas da manhã (BUTLER JR. et al. 1983).

Trabalhando com 12 genótipos de algodoeiro, em condições de casa de vegetação, em Ilha Solteira-SP, CAMPOS (2003) observou que o período de incubação de ovos variou de 7,5 a 8,7 dias; o período ninfal de 8,17 a 10,17 dias e o desenvolvimento total de 16,17 a 18,66 dias, quando os adultos utilizados na infestação foram provenientes de plantas de couve, produzindo a primeira geração em algodoeiro. Na segunda geração, os resultados obtidos foram de 8,70 a 12 dias para o período de incubação de ovos; de 8,17 a 10,17 dias para o período ninfal e de 16,83 a 21,83 dias para o ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto.

Quanto à longevidade, os machos de *B. tabaci* possuem uma vida mais curta do que as fêmeas (AZAB et al. 1971; BUTLER JR. et al. 1983; EICHELKRAUT e CARDONA, 1989). Segundo HOROWITZ & GERLING (1992), as fêmeas que acasalam apenas uma vez vivem significativamente mais tempo. Outro fator que altera a longevidade é o período do ano. No verão, as fêmeas vivem de uma a três semanas e, os machos, menos de uma semana; no inverno, a longevidade de ambos os sexos é superior a dois meses (GERLING et al. 1986). Em plantas de algodoeiro, a longevidade dos adultos de *B. tabaci*, encontrada por PATEL et al. (1992), foi de 6 a 12 e de 2 a 11 dias para fêmeas e machos, respectivamente, enquanto BETHKE et al. (1991) verificaram que a longevidade das fêmeas foi de $13,4 \pm 1,6$ dias em algodoeiro.

2.3 Sintomas e danos causados por *B. tabaci*

A mosca-branca *B. tabaci* biótipo B pode causar danos diretos e indiretos às culturas ao se alimentar da seiva, provocando alterações no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta (VILLAS BÔAS et al. 2002).

Os adultos e ninfas da mosca-branca alimentam-se da seiva do floema de inúmeras espécies de plantas. De maneira geral, os danos causados incluem debilidade da planta; indução a desordens fisiológicas; excreção de substâncias açucaradas que caem sobre as folhas e frutos, servindo como substrato para o crescimento de fungos que reduzem a capacidade fotossintética e respiratória, e transmissão de vírus (HIRANO et al. 1993; McAUSLANE et al. 1995; LOURENÇÃO, 2002). Ataques intensos

produzem sintomas de desidratação com murchamento nas horas mais quentes do dia, provocam diminuição no crescimento e no desenvolvimento, reduzem a produção e alteram a qualidade dos frutos e flores (LIMA, 2001; LIMA & LARA, 2001).

Desordens fisiológicas, provocadas pela injeção de toxinas, causam branqueamento da haste e distorção das folhas de alface e manchas ou listas brancas nos talos de *Brassica* spp. (BROWN & COSTA, 1992); clareamento internerval em bico-de-papagaio (BROWN et al. 1995); deformação no crescimento de plantas ornamentais do gênero *Cassandra*; descoloração foliar, amarelecimento e clareamento em verduras; mosqueamento de plantas ornamentais e hortaliças (SCHUSTER et al. 1996); prejudica o desenvolvimento do meloeiro, causando murchamento nas horas mais quentes do dia (SILVA et al. 2000), amarelecimento das folhas mais velhas com as bordas viradas para baixo e redução do tamanho dos frutos (BLEICHER, 1997); prateamento de folhas de abóbora, embranquecimento do caule em brócolis e repolho, clareamento da raiz em cenoura (LIMA, 2001); queda de frutos e folhas e amadurecimento irregular em frutos de tomateiro (BRANCO et al. 2001), dificultando o reconhecimento do ponto de colheita e prejudicando a produção e a qualidade da polpa (VILLAS BÔAS et al. 1997).

A excreção de substâncias açucaradas é característica da mosca-branca e de outros insetos sugadores da subordem Homoptera (VILLAS BÔAS et al. 1997). Danos indiretos ocorrem por meio da excreção açucarada denominada de 'honeydew' ou mela, composta por um complexo que contém aminoácidos, açúcares, álcoois, ésteres, hormônios de crescimento vegetal, ácidos graxos e outras substâncias retiradas da seiva das plantas (VILLAS BÔAS et al. 1997). Essa excreção serve como substrato para o crescimento de fungos saprófitas, geralmente do gênero *Capnodium* (fumagina), sobre folhas, flores e frutos (BLEICHER, 1997), impedindo as trocas gasosas e a fotossíntese, diminuindo a produção e afetando a qualidade final do produto em relação a sua aparência, principalmente no caso de flores. Também dificulta a ação de defensivos agrícolas e, conseqüentemente, acarreta maiores custos de produção à cultura (LIMA, 2001).

Esse tipo de dano foi observado em cultura de brócolis com formação de inflorescência sem valor comercial, ocorrendo também com o bico-de-papagaio e o

crisântemo. Em algodoeiro, além da queda precoce de folhas, causam o manchamento das fibras pela secreção do inseto (LOURENÇÃO & NAGAI, 1997).

O dano mais sério causado por *B. tabaci* é a transmissão de vírus (SALGUERO, 1993) pertencentes aos grupos carlavírus, luteovírus, nepovírus, potyvírus, closterovírus e, principalmente, geminivírus (BROWN, 1994). A relação de *B. tabaci* com os geminivírus é do tipo circulativo, isto é, ao se alimentar de uma planta doente, as partículas virais adquiridas pelo inseto circulam por seu corpo e, quando o inseto virulífero se alimenta de uma planta sadia, inocula junto com a saliva as partículas virais. Só o adulto tem importância como vetor, uma vez que as ninfas não se locomovem de uma planta para outra (VILLAS BÔAS et al. 1997).

Economicamente, as culturas mais prejudicadas são o tomateiro (HILJE, 1999) e o feijoeiro (LIMA et al. 1999). O mosaico dourado do tomateiro tem como sintomas o aparecimento de clorose nas nervuras das folhas com evolução para mosaico dourado e posterior encarquilhamento (SCHUSTER et al. 1990; PIVEN et al. 1995; EMBRAPA, 1996), ocasionando perdas qualitativas e quantitativas e até mesmo a não-produção de frutos, quando as plantas são infectadas muito novas (PIVEN et al. 1995).

O mosaico-dourado-do-feijoeiro, a mais importante virose em leguminosas da América Latina, causa manchas dourado-brilhantes, tipo mosaico nas folhas, as folhas mais jovens podem enrolar-se ou apresentar rugosidade bem definida com pouca redução no tamanho. Se infectadas precocemente, as plantas podem apresentar redução no porte, vagens e sementes deformadas, descoloradas e de peso reduzido (BARBOSA et al. 1997), tendo-se verificado, na região de Campinas, 100% de infecção em campo com alta infestação de *B. tabaci* (LOURENÇÃO & NAGAI, 1994). No algodoeiro, *B. tabaci* transmite o mosaico comum e o encrespamento das folhas, cujos sintomas são engrossamento das nervuras, internódios curtos, mosaico e redução da área foliar. Em variedades suscetíveis as perdas podem atingir 100% (SERRANO et al. 1993).

Quando a população de *B. tabaci* é baixa, os danos devem-se apenas à transmissão do vírus, enquanto que, em altas populações, podem atuar como vetores e como pragas (COSTA et al. 1973).

2.4 Controle de *B. tabaci*

O controle de *B. tabaci* biótipo B tem sido realizado por controle químico, controle cultural, controle biológico, resistência de plantas e pela combinação dessas técnicas.

O controle químico, por causa das características do inseto, tem sido o método mais empregado (LOURENÇÃO, 2002). Para tanto, são utilizados óleos, detergentes e inseticidas (NORMAN et al. 1996) organofosforados, carbamatos, piretróides e, mais recentemente, neonicotinóides e reguladores de crescimento. Entretanto, é importante identificar as fases do inseto, acompanhar o crescimento da população e aplicar o inseticida de forma adequada, após a eclosão das ninfas e emergência dos adultos, uma vez que as fases de ovo e pupa são as menos sensíveis. No caso de alta densidade populacional, quando todas as fases do inseto ocorrem simultaneamente, são necessárias várias aplicações (LIMA & LARA, 2001).

Esse tipo de controle é caro e nem sempre eficiente e, quando a taxa de reinfestação é elevada, o custo do tratamento com inseticida torna-se inviável. Para reduzir a população da praga em nível que não cause dano econômico, o produtor realiza um número exagerado de pulverizações com inseticidas, correndo o risco de elevar ao 'status' de pragas principais aquelas até então consideradas como secundárias em várias culturas e criar condições para o aparecimento de insetos resistentes a esses inseticidas (NORMAN et al. 1996).

O controle cultural, por sua natureza preventiva, pode assumir importante papel no manejo de mosca-branca. Rotação de culturas, destruição de restos culturais, manejo de plantas daninhas, períodos livres de plantio têm sido eficientes em escala regional. Barreiras vivas, cultura armadilha, estande mais denso, cobertura de solos com plásticos ou com outras substâncias refletivas e coberturas vivas são difíceis de serem adotados por causarem mudanças no sistema convencional de cultivo (Hilje et al. 2001 citado por LOURENÇÃO, 2002).

Parasitóides, predadores e patógenos têm sido observados e identificados em associação com a mosca-branca. Entre os parasitóides, têm-se destacado os afelinídeos dos gêneros *Encarsia* e *Eretmocerus*. Entre os predadores, algumas

espécies do gênero *Coleomegilla*, *Delphastus*, *Hippodamia*, *Nephaspis*, *Cycloneda* e *Chrysoperla* têm sido as mais encontradas (LIMA & LARA, 2001; LOURENÇÃO, 2002). O controle biológico, realizado por parasitóides e predadores de *B. tabaci*, pode contribuir para a redução de suas populações, quando associado a outras táticas de manejo, como práticas culturais e cultivo de variedades resistentes. O uso de fungos entomopatogênicos vem sendo considerado promissor para o controle de *B. tabaci*, principalmente em condições de estufa e casa de vegetação. Seu emprego em nível de campo é limitado por condições de umidade e radiações ultravioleta (LIMA & LARA, 2001).

2.5 Resistência de algodoeiro a *B. tabaci* biótipo B

A resistência de plantas deve ser utilizada como mais uma tática de controle dentro do Manejo Integrado de Pragas, visando minimizar os danos causados por *B. tabaci* biótipo B (NORMAN et al. 1996), pois reduz as populações de insetos a níveis que não causam danos, não interfere no ecossistema e não polui, não provoca desequilíbrio ambiental, tem efeito cumulativo e persistente, não onera o custo de produção e não exige conhecimento específico do produtor (LARA, 1991).

A seleção de plantas resistentes a *B. tabaci*, transmissora de geminivírus ou causadora de desordens fisiológicas em plantas cultivadas, representa uma forma importante de pesquisa visando reduzir as perdas causadas por esses insetos (McAUSLANE, 1996). Para empregá-la, faz-se necessário conhecer as características morfológicas e fisiológicas da planta, o comportamento e a biologia do inseto e a sua relação com o hospedeiro. Esses fatores são imprescindíveis à resposta do hospedeiro à atuação da praga, determinando sua resistência ou suscetibilidade às injúrias por ela provocadas (CAMPOS, 2003).

Características morfológicas, como densidade, comprimento e ângulo de inserção dos tricomas (BERLINGER, 1986; BUTLER JR. et al. 1986; FLINT & PARKS, 1990; McAUSLANE, 1996), arquitetura da planta (SIPPEL et al. 1987); espessura e área da lâmina foliar (BUTTER & VIR, 1989; FLINT & PARKS, 1990); quantidade de

cera presente na superfície das folhas (FARNHAM & ELSEY, 1995); densidade e disposição dos feixes vasculares (CHU et al. 1995); exsudação de açúcares pelos tricomas (LIEDL et al. 1995) e também cor (ELSEY & FARNHAM, 1994) têm sido relacionados à incidência de *B. tabaci*.

Entre as características bioquímicas, concentração de gossipol (BUTTER & VIR, 1989; BUTTER et al. 1990), açúcares, tanino, fenol, o-dihidroxifenol (BUTTER et al. 1990) e nutrição das plantas (SKINNER & COHEN, 1994; BENTZ et al. 1995) têm sido destacados.

Em plantas de algodoeiro, a densidade de tricomas está positivamente relacionada com a população de *B. tabaci*, enquanto o comprimento dos tricomas tem correlação negativa. Genótipos altamente pilosos podem formar um microclima mais adequado à oviposição e uma melhor proteção às ninfas (BUTTER & VIR, 1989), uma vez que as fêmeas preferem colocar os ovos na base desses tricomas (OMRAN & EL-KHIDIR, 1978).

Ao estudar resistência das plantas do algodoeiro, a correlação densidade de tricomas versus mosca-branca foi explorada por vários pesquisadores. BUTLER JR. & HENNEBERRY (1984) encontraram, em variedades de algodoeiro com folhas lisas, número de adultos de *B. tabaci* significativamente menor que naquelas semilisas ou pilosas. BUTTER & VIR (1989), pesquisando 16 variedades de algodoeiro, verificaram que a menor quantidade de ovos de *B. tabaci* foi colocada na variedade EUA-22, menos pilosa, enquanto na variedade EUA-23, muito pilosa, foi colocado o maior número de ovos, gerando maior número de adultos, embora o tempo de incubação tenha sido igual.

BUTLER JR. et al. (1991), trabalhando com 31 variedades de algodoeiro, constataram que, no começo da estação, houve um aumento na população de mosca-branca com aumento do número de tricomas (densidade de até 40 tricomas por 13,7 mm²); porém, de maneira geral, a população manteve-se baixa. No final da estação, a população da mosca-branca cresceu 43 vezes em relação à inicial, porém diminuiu quando a densidade de tricomas alcançou 70 tricomas por 13,7 mm².

WILSON et al. (1993) observaram que variedades de algodoeiro com folhas lisas

apresentaram número médio de ninfas de *B. tabaci* menor que as moderadamente pubescentes ou pubescentes, mas não menor que aquelas altamente pubescentes.

NATWICK et al. (1998) verificaram, em plantas de algodoeiro, a existência de correlação significativa entre densidade de tricomas e densidade de ovos, porém o mesmo não ocorreu em relação a ninfas e adultos.

TOSCANO et al. (2003), ao correlacionar grau de pilosidade com número de ovos em algodoeiro, observaram que, no teste com chance de escolha, a variedade Deltapine Acala 90, pilosa, apresentou maior número de ovos, enquanto no genótipo Antares, de folhas glabras, foi encontrado menor número de ovos. Entretanto, no teste sem chance de escolha, o genótipo Deltapine Acala 90, piloso, foi o menos ovipositado, e o genótipo CNPA 7H, de pilosidade moderada, foi o mais ovipositado. A cultivar Deltapine Acala 90 foi classificada como estimulante à oviposição, e a cultivar Antares como deterrente.

CAMPOS (2003), ao trabalhar com 47 genótipos de algodoeiro divididos em cinco grupos, observou que, nos testes com chance de escolha, as fêmeas tiveram preferência para ovipositar aqueles com maior número de tricomas. O mesmo comportamento não foi observado nos testes sem chance de escolha.

Em algodoeiro, a presença de glândulas com gossipol nos internódios favorecem a população de *B. tabaci*, enquanto que na área foliar é tida como desfavorável (BUTTER & VIR, 1989); variedades com talos vermelhos, ricas em tanino, apresentam menor fecundidade de adultos de *B. tabaci* que aquelas de talo verde (BUTTER et al. 1990).

WILSON et al. (1993), ao estudar 19 variedades de algodoeiro para resistência a *B. tabaci* biótipo B, constataram que o número de ovos e de ninfas foi menor que um por grama de folha, no início da estação, mas aumentou rapidamente até 5,1 ovos e 2,0 ninfas, por grama, no final da estação. O número de ovos no algodoeiro selvagem *Gossypium thurberi* foi significativamente menor que nas variedades Deltapine 50 e Stoneville 506.

NATWICK et al. (1995), avaliando variedades das espécies *G. barbadensi* e *G. hirsutum* resistentes a *B. tabaci* biótipo B, observaram que as variedades do gênero *G.*

hirsutum apresentaram maior número de ninfas, embora não significativo.

MEAGHER JR. et al. (1997), ao testar variedades das espécies *G. arborium*, *G. barbadense*, *G. herbacium* e *G. hirsutum* resistentes a *B. tabaci* biótipo B, observaram que as maiores populações do inseto ocorreram na variedade Lone Star e nos genótipos 88G 104 e Macaos. O gênero *G. hirsutum* apresentou menor número de ovos e de ninfas que a variedade Deltapine 50.

CHU et al. (1997) ao estudar a resistência das variedades de algodoeiro Deltapine 5461 e Louisiana 887 a *B. tabaci* biótipo B, observaram que essas foram suscetíveis à colonização de ninfas e adultos, e que Louisiana 887 registrou as maiores populações quando não foi realizado controle.

NATWICK et al. (1998), ao analisar a resistência de variedades de algodoeiro a *B. tabaci* biótipo B, verificaram não existir diferenças significativas no número de adultos, e o número de ovos e de ninfas diferiu apenas entre as variedades C95-483 (14,5 ovos/cm²) e C95-B109 (22,3 ovos/cm²).

HERNANDEZ-JASSO & COVARRUBIAS (1999) testaram a resistência de oito variedades de algodoeiro a adultos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B e constataram que as variedades Deltapine 5432 e Sure Grow 125 tiveram menor contagem, enquanto Paymaster 1277 e Ciano Cocorim - 92 foram as mais infestadas.

CHU et al. (1999) ao comparar variedades de algodoeiro de folha normal com variedades de folha okra, constataram que aquelas que possuem esse último tipo de folha foram as mais infestadas.

Também CHU et al. (2000), ao testar resistência de variedades de algodoeiro a *B. tabaci* biótipo B, observaram que o número de ovos e ninfas foi maior em Deltapine 5415 e 5432 e menor em Sioka L-23.

Comparando a preferência em relação à oviposição de mosca-branca, as cultivares Antares e CNPA 711 foram as mais ovipositadas em teste sem chance de escolha, enquanto naquelas com chance de escolha ocorreu uma redução de 86,1% em Antares e 38,6% em CNPA 7H. Deltapine Acala 90 apresentou 114,4% na preferência pela mosca, em teste com chance de escolha, comparativamente, ao teste sem chance de escolha. Adotando-se CNPA 7H padrão, o índice de preferência à

variedade Deltapine Acala 90 foi considerado como estimulante e, Antares, como deterrente (TOSCANO et al. 2003).

Nessa mesma linha, CAMPOS (2003), ao pesquisar 47 genótipos de algodoeiro, constatou que a densidade de tricomas influenciou diretamente na oviposição com chance de escolha, enquanto o teste sem chance de escolha não foi recomendado para avaliar preferência para oviposição. Os genótipos Coodetec 403 e Enpaire Glandless apresentaram características favoráveis ao desenvolvimento da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local e procedimentos gerais

Os experimentos foram conduzidos no Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, UNESP/Câmpus de Jaboticabal-SP, no período de outubro de 2003 a dezembro de 2004, em telado (Figura 1) e temperatura ambiente (Tabela I do Apêndice).

Para a realização dos testes, foram utilizados como tratamentos os genótipos de algodoeiro, *G. hirsutum*: PR 94-227-918, IAC 01-639 CPA 02-24, CNPA Ita 90, IAC-23, Coodetec 406, BRS Aroeira, MG 405, Fabrika, BRS Ipê, Fibermax 986, Coodetec 407, IAC-24, Makina, IAC 20-233, Shrow Grow 618, Coodetec 401, Delta Opal, CNPA Acala I, IAC-22 e BRS Itaúba.

Nos testes de distribuição de ovos, idade da planta, densidade de adultos e preferência para oviposição da mosca-branca sem chance de escolha, as plantas foram cultivadas em vasos de poliestireno, com capacidade de 4 litros. Já para os testes de preferência para oviposição com chance de escolha, colonização e desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B, foram utilizados vasos de poliestireno com capacidade de 10 litros.

O substrato utilizado foi preparado pela mistura de duas partes de terra, uma de areia e uma parte de composto orgânico. Na semeadura, foram utilizadas quatro sementes por vaso e, dez dias após a germinação, realizou-se o desbaste, deixando-se apenas uma planta por vaso. Durante a realização dos experimentos foi feito acompanhamento diário e as plantas foram irrigadas sempre que necessário.

Os elementos meteorológicos utilizados neste trabalho foram extraídos de um conjunto de dados pertencentes ao acervo da área de Agrometeorologia do

Departamento de Ciências Exatas. As observações feitas na Estação Agroclimatológica do Câmpus de Jaboticabal são cotadas, digitadas em formato padronizado e realizada a consistência e controle de qualidade. Em seguida, são obtidas as médias diárias, mensais e anuais que são repassadas aos usuários.



Figura 1. Telado com dimensões de 2,0 x 3,0 x 2,0 m, protegido com tela antiafédeo, utilizado para realização dos testes.

3.2 Criação de manutenção de *B. tabaci* biótipo B

Os primeiros adultos da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B foram adquiridos em colônias mantidas junto ao setor de Entomologia do Instituto Agrônomo de Campinas-IAC. Esses insetos foram multiplicados (criação de manutenção) em plantas de couve (*Brassica oleracea* var. *capitata*) e de bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima*), em telado semelhante àquele apresentado na Figura 1, e a manutenção foi realizada quinzenalmente mediante a introdução de novas plantas.

3.3 Distribuição de ovos de *B. tabaci* biótipo B na folha e na planta de algodoeiro

Nesse teste, com chance de escolha, utilizando-se o genótipo IAC-22, avaliaram-se sete tratamentos (posição da folha na planta) no delineamento em parcela subdividida com as parcelas dispostas em blocos casualizados, com 12 repetições. Quando as plantas completaram 40 dias de idade, foram submetidas à infestação artificial com aproximadamente 150 adultos/planta (TOSCANO et al. 2002), provenientes da criação de manutenção. Decorridas 72 horas da infestação, todas as folhas foram coletadas, identificadas do ápice para a base (Figura 2a), e conduzidas ao laboratório para contagem de ovos por cm^2 , em quatro áreas (Figura 2b), utilizando-se um gabarito de 1cm^2 e estereoscópio com aumento de 40x.

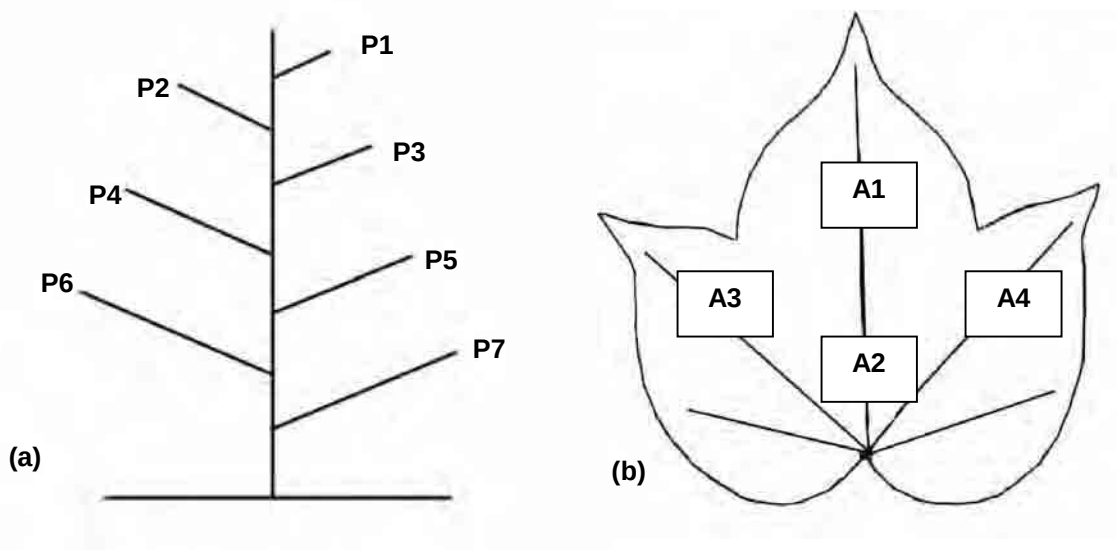


Figura 2. Representação esquemática: (a) posição da folha na planta; (b) áreas avaliadas no limbo foliar.

3.4 Efeito da idade da planta de algodoeiro na oviposição de *B. tabaci* biótipo B em teste com chance de escolha

No teste de efeito da idade da planta, com chance de escolha, também se utilizou o genótipo IAC-22. Foram avaliados três tratamentos (idade da planta) em delineamento inteiramente casualizado, com seis repetições.

A semeadura foi realizada em diferentes épocas, de maneira que, no momento da infestação, as plantas contavam com 20, 30 e 40 dias de idade. As plantas, dispostas aleatoriamente em um telado de 2,0 x 3,0 x 2,0 m, fechado com tela antiafídeo (Figura 1), foram submetidas à infestação artificial com cerca de 150 adultos por planta (TOSCANO et al. 2002), coletados da criação de manutenção. Após 72 horas da infestação, colheu-se a primeira folha totalmente desenvolvida de cada planta, definida no teste do item 3.3, para contagem de ovos por cm², utilizando-se de um gabarito de 1cm² e estereoscópio com aumento de 40x.

3.5 Efeito da densidade de adultos de *B. tabaci* biótipo B na oviposição em plantas de algodoeiro, em teste sem chance de escolha

Na realização desse teste sem chance de escolha, utilizando-se o genótipo IAC-22, avaliaram-se três tratamentos (densidade de adultos), em delineamento inteiramente casualizado, com seis repetições. Plantas com 20 dias de idade, definidas no teste do item 3.4, uma por vaso, protegidas por gaiola de ferro cilíndrica de 0,40 m de diâmetro e 0,60 m de altura (Figura 3a), e envolvidas com 'voile' (Figura 3b), foram submetidas à infestação artificial com 50, 100 e 150 adultos da mosca-branca por planta, provenientes da criação de manutenção. Decorridas 72 horas da infestação, coletou-se a primeira folha totalmente desenvolvida, definida no item 3.3, para contagem de ovos por cm², utilizando-se de um gabarito de 1cm² e estereoscópio com aumento de 40x.

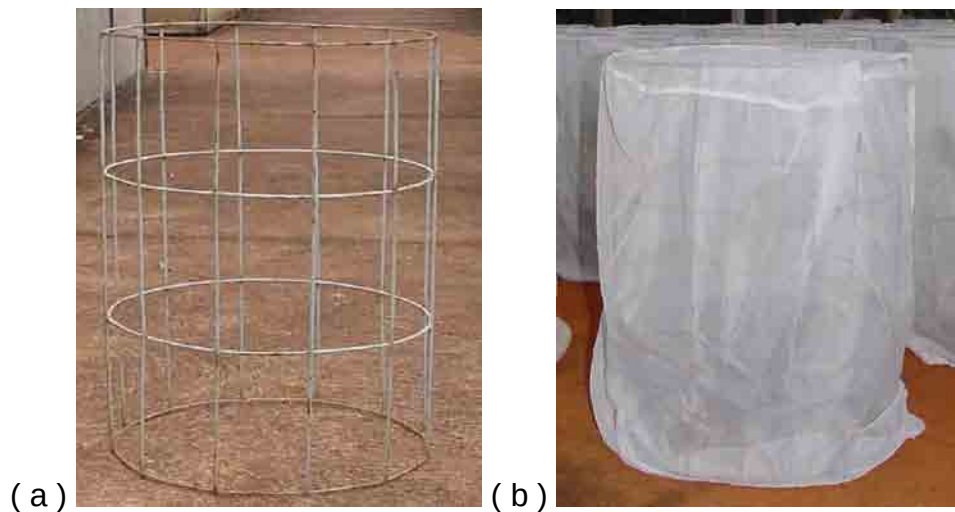


Figura 3. (a) Gaiola de ferro cilíndrica de 0,40 m de diâmetro e 0,60 m de altura; (b) envolvida com 'voile'

3.6 Preferência de adultos de *B. tabaci* biótipo B por genótipos de algodoeiro

3.6.1 Atratividade de *B. tabaci* biótipo B

No teste de atratividade, adotou-se o delineamento em parcela subdividida com as parcelas dispostas em blocos casualizados, com 20 genótipos de algodoeiro, com seis repetições, totalizando 120 vasos. As plantas foram cultivadas em telado e, ao completarem vinte dias de idade, foram infestadas com aproximadamente 100 adultos da mosca-branca por planta. Passadas 24, 48 e 72 horas da infestação, foram realizadas contagens de adultos da mosca-branca atraídos em cada genótipo. A contagem dos adultos foi realizada na face inferior da primeira folha totalmente desenvolvida, definida no item 3.3, ao entardecer, quando os insetos apresentavam pouca mobilidade.

3.6.2 Oviposição de *B. tabaci* biótipo B

Nos testes de preferência para oviposição, com e sem chance de escolha, foram utilizados 20 genótipos de algodoeiro no delineamento inteiramente casualizado, com seis repetições.

3.6.2.1 Teste com chance de escolha

As plantas foram cultivadas em telado e, ao completarem 20 dias de idade, foram infestadas artificialmente com cerca de 100 adultos da mosca-branca por planta, coletados da criação de manutenção.

Decorridas 72 horas da infestação, foi coletada a primeira folha totalmente desenvolvida de cada planta, identificada e conduzida ao laboratório para contagem do número de ovos por cm^2 , utilizando-se de um gabarito de 1cm^2 e estereoscópio com aumento de 40x.

Foram avaliadas, também, a densidade de tricomas e de glândulas de gossipol por cm^2 na superfície abaxial da folha, na área do limbo foliar, definida no item 3.3.

3.6.2.2 Teste sem chance de escolha

No teste sem chance de escolha, as plantas cultivadas em telado, ao completarem 20 dias de idade, uma por vaso, protegida por uma gaiola de ferro cilíndrica de 0,40 m de diâmetro e 0,60 m de altura, envolvida com 'voile', foram submetidas à infestação artificial com aproximadamente 100 adultos da mosca-branca, por planta, provenientes da criação de manutenção.

Após 72 horas da infestação, foi coletada a primeira folha totalmente desenvolvida de cada planta. As folhas coletadas e identificadas foram conduzidas ao laboratório para contagem do número de ovos por cm^2 , utilizando-se de um gabarito de 1cm^2 e estereoscópio com aumento de 40x.

3.7 Evolução da colonização de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro

Para o teste de evolução da colonização, utilizou-se as plantas do teste de não-preferência para oviposição com 20 dias de idade, com chance de escolha. Após a amostragem efetuada naquele teste, as plantas permaneceram dispostas aleatoriamente em telado, para verificação da colonização da mosca-branca nos genótipos de algodoeiro.

As amostragens foram realizadas na superfície inferior da folha, aos 14, 21, 28, 35 e 42 dias, após a infestação, por dois avaliadores independentes. A primeira e a segunda avaliação foram realizadas no terço inferior da planta. Em consequência da migração da mosca-branca na planta, a terceira e a quarta avaliação foram realizadas no terço médio e, a quinta, no terço superior da planta. Nesse teste, utilizou-se o delineamento em parcela subdividida com as parcelas dispostas em blocos casualizados, e avaliou-se 20 tratamentos (genótipos) e cinco épocas de amostragem.

Na colonização da mosca-branca em genótipos de algodoeiro, adotou-se uma escala de notas visuais variando de 0 a 6, para avaliação da colonização dessa praga em plantas de algodoeiro, como segue: 0=folhas sem infestação; 1= folhas com número reduzido de ovos e ninfas; ... 6=folhas totalmente colonizadas por ovos e ninfas (Figura 4).

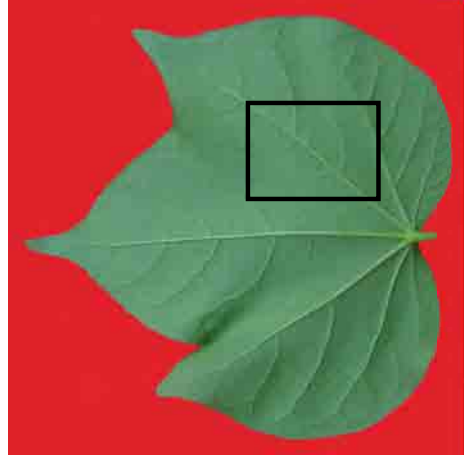


Figura 4. Escala de notas de colonização das plantas de algodoeiro por *B. tabaci* biótipo B, variando entre 0 e 6, sendo: 0= folhas sem infestação; 1= com folhas com número reduzido de ovos e ninfas; ... 6=plantas com folhas totalmente colonizadas por ovos e ninfas.

3.8 Desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro

Utilizando-se dos resultados obtidos nos testes de não-preferência para oviposição de *B. tabaci* biótipo B, foram selecionados 10 genótipos para acompanhar o desenvolvimento do inseto: Coodetec 401, Coodetec 406, Fabrika, BRS Aroeira, IAC-23, CNPA Acala I, Makina, IAC 20-233, Coodetec 407 e IAC-24. Utilizou-se o delineamento inteiramente casualizado com 10 genótipos e seis repetições, permanecendo as plantas na telado durante todo o seu desenvolvimento a temperatura média de 23,8°C e umidade relativa média de 70,10% (Tabela II do Apêndice).

As plantas foram cultivadas conforme descrito no item 3.1. Devido ao tamanho da folha do algodoeiro, a infestação com adultos coletados na criação de manutenção foi realizada utilizando-se de gaiolas pequenas fixadas em uma única área da folha. A gaiola foi construída com copo plástico, com capacidade para 40 mL, cujo fundo foi retirado. A extremidade maior foi protegida por 'voile', e a menor protegida com tampa construída com espuma e plástico grosso e fixada na lateral do copo por um grampo (Figura 5).

Decorridas 4 horas da infestação, as gaiolas foram retiradas e, com auxílio de um estereoscópio (aumento de 40x), foram selecionados 50 ovos para acompanhamento do período de incubação e desenvolvimento ninfal da mosca-branca, sendo os demais ovos eliminados.

Na avaliação do período de incubação, contou-se diariamente as ninfas recém-emergidas, e 20 das emergidas no mesmo dia, foram selecionadas para acompanhamento do desenvolvimento ninfal, e as demais eliminadas.

Por ocasião do aparecimento das primeiras ninfas de "olhos vermelhos", cada folha com essas ninfas foi isolada em gaiola para evitar a saída dos adultos. Os adultos emergidos foram contados, diariamente, sendo um grupo selecionado para avaliação da longevidade, e os demais eliminados.

Para avaliar a longevidade, 10 adultos recém-emergidos de cada genótipo foram coletados e individualizados em tubos de ensaio transparente (3,6 mL) e mantidos em

BOD, à temperatura de $26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $70 \pm 5\%$, sem alimentação.

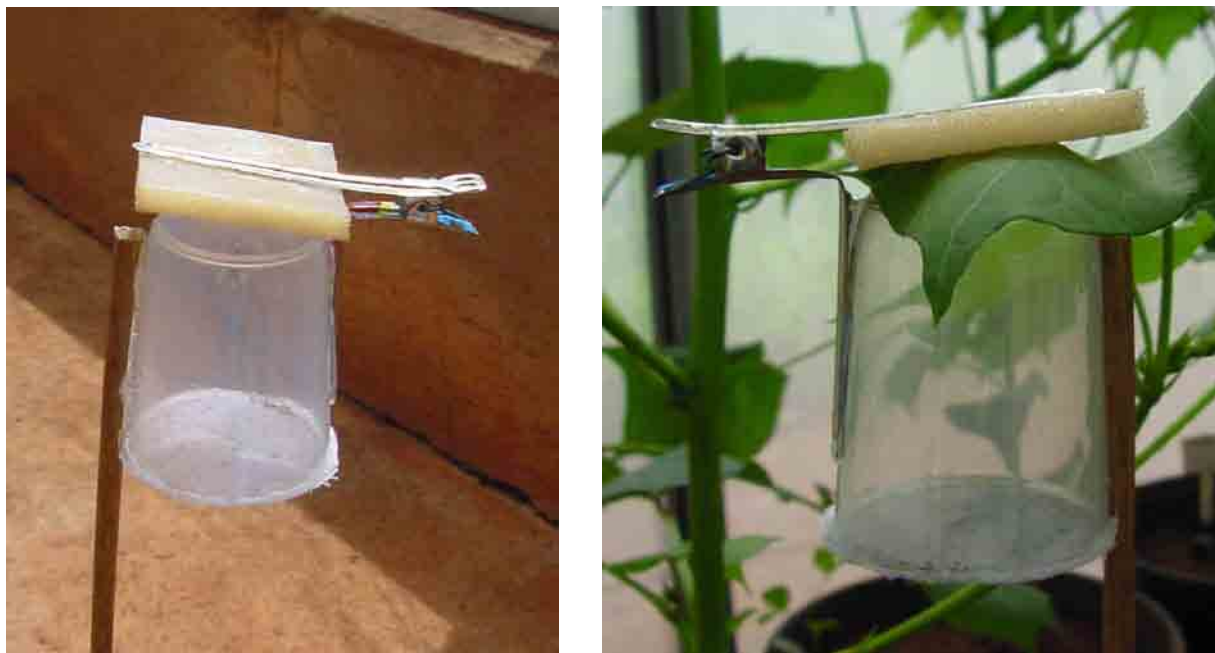


Figura 5. Gaiola utilizada na infestação de adultos de *B. tabaci* biótipo B.

3.9 Análise estatística

Os dados foram transformados em $(x + 0,5)^{1/2}$, submetidos à análise de variância (teste F), e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Distribuição de ovos de *B. tabaci* biótipo B na folha e na planta de algodoeiro

As diferenças entre as médias do número de ovos por cm², nas quatro áreas de amostragens do limbo foliar, foram significativas (Tabela 1). Nas áreas 3 e 4, localizadas em pontos simétricos e eqüidistantes do pecíolo, foram encontrados em termos absolutos maiores números de ovos por cm². Todavia quando comparados às áreas 1 e 2 situadas em pontos distal e proximal do pecíolo, sobre a nervura central, somente a área 3 mostra diferença. Em meloeiro, AZEVEDO & BLEICHER (2003) encontraram maior número de ninfas de *B. tabaci* biótipo B em áreas proximais, junto à nervura central.

Quanto à posição da folha na planta, a mosca-branca teve preferência para ovipositar na folhas mais jovens, localizadas no terço superior, sendo a folha do ápice a mais ovipositada (Tabela 1). Esses resultados coincidem com os de ROSSETTO et al. (1977), OHNESORGE et al. (1980), OHNESORGE & RAPP (1986), PEÑA et al. (1993), SIMMONS (1994) e CAMPOS (2003) em relação à preferência da mosca-branca por folhas jovens para alimentação e oviposição, uma vez que essas folhas, segundo VAN LENTEREN & NOLDUS (1990), contêm maiores teores de açúcar e de nitrogênio. Além disso, as folhas mais jovens possuem cutícula mais fina, mais macia e com maior quantidade de água, características que facilitam tanto o trabalho de postura da mosca-branca quanto o de hidratação dos ovos, descritos por EICHELKRAUT & CARDONA

(1989) e por GILL (1990), respectivamente.

Com base nos resultados obtidos, observa-se que os adultos da mosca-branca têm preferência em ovipositar em folhas mais jovens e em setores próximos do pecíolo e eqüidistantes da nervura principal.

Tabela 1. Número médio de ovos/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B, em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, de acordo com sua posição na haste principal (P) e posição no limbo foliar (A), em teste com chance de escolha.

Posição folha (P)	Número médio de ovos/cm ²				Média
	A1 ± EP	A2 ± EP	A3 ± EP	A4 ± EP	
P1	27,8 ± 4,96	25,7 ± 4,79	28,9 ± 4,12	27,1 ± 5,00	27,4 a
P2	14,7 ± 2,66	19,0 ± 6,73	22,8 ± 5,29	17,2 ± 3,21	18,4 ab
P3	11,8 ± 4,86	11,4 ± 3,48	16,5 ± 5,40	11,9 ± 3,84	12,9 b
P4	1,7 ± 0,34	2,6 ± 0,59	2,6 ± 0,70	3,7 ± 1,19	2,6 c
P5	3,2 ± 2,02	1,5 ± 0,83	3,2 ± 2,18	4,0 ± 3,51	3,0 c
P6	1,6 ± 1,49	0,6 ± 0,42	1,6 ± 1,29	1,4 ± 1,20	1,3 c
P7	1,3 ± 0,85	0,4 ± 0,33	0,0 ± 0,04	0,1 ± 0,09	0,5 c
Média	8,9 B	8,7 B	10,8 A	9,4 AB	
F (Posição da folha)					42,20**
F (Área no limbo foliar)					3,57*
F (A x P)					1,37 ^{NS}
CV (Posição da folha) (%)					69,95
CV (Área no limbo foliar) (%)					23,85

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Letras maiúsculas comparam linhas e minúsculas colunas, sendo que médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$);

**Significativo a 1% de probabilidade; *Significativo a 5% de probabilidade; NS = Não significativo.

4.2 Efeito da idade da planta de algodoeiro na oviposição de *B. tabaci* biótipo B em teste com chance de escolha

As médias do número de ovos por cm² de folha em plantas de diferentes idades diferiram entre si (Tabela 2). Nas plantas mais velhas, com 30 e 40 dias de idade, foram encontrados menores números de ovos por cm² comparativamente às plantas com 20 dias de idade. Os resultados indicam que fêmeas da mosca-branca preferem ovipositar em plantas jovens, porque estas possibilitam melhor desenvolvimento das ninfas, provavelmente, por detectarem uma constituição química mais favorável por causa da idade da planta (WALKER & PERRING, 1994). Esses resultados são similares aos obtidos por OHNESORGE et al. (1980) e TOSCANO et al. (2002) para tomateiro, os quais reportam que plantas mais jovens são as mais preferidas para oviposição da mosca-branca.

Tabela 2. Número médio de ovos/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, de três diferentes idades.

Idade da planta	ovos/cm ² ± EP
20 dias	39,7 ± 3,05a
30 dias	23,3 ± 2,57 b
40 dias	15,3 ± 3,14 b
F (tratamento)	11,09**
CV (%)	18,82

EP = Erro Padrão da Média; ¹ Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,05); ** Significativo a 1% de probabilidade.

4.3 Efeito da densidade de adultos de *B. tabaci* biótipo B na oviposição em plantas de algodoeiro, em teste sem chance de escolha

As diferenças entre o número médio de ovos por cm² de folha, relativas às diferentes densidades de adultos da mosca-branca por planta foram significativas (Tabela 3). Observa-se que as densidades de 100 e 150 adultos por planta não diferiram entre si, com maior número de ovos por cm² do que com 50 adultos por planta. Nessa menor densidade foi ovipositado um número de ovos 3,9 vezes inferior àqueles encontrados nas maiores densidades, possivelmente, insuficiente para a seleção de genótipo de algodoeiro em testes de resistência à mosca. LARA (1991) destaca que, baixas infestações podem causar poucos danos, elevadas populações com danos elevados impossibilitam a discriminação entre genótipos, quanto aos graus de resistência.

As densidades de 100 e 150 adultos por planta, que proporcionaram ovos em número suficiente para realização de testes de resistência de genótipos de algodoeiro à mosca-branca, são coincidentes com aquelas encontradas por HEINZ & ZALOM (1995) e por TOSCANO et al. (2002) em tomateiro. Os estudos desses pesquisadores demonstraram que uma população de 100 a 150 adultos por planta é adequada para diferenciar genótipos de tomate quanto aos graus de resistência à mosca-branca.

Tabela 3. Número médio de ovos/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B em folhas de algodoeiro, genótipo IAC-22, sob três diferentes densidades de adultos.

Nº de adultos/planta	Ovos/cm ² ± EP
50 adultos	5,4 ± 0,90 b
100 adultos	20,1 ± 1,98 a
150 adultos	21,2 ± 1,05 a
F (tratamento)	53,62**
CV (%)	10,94

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,05); ** Significativo a 1% de probabilidade.

4.4 Atratividade de *B. tabaci* biótipo B por genótipos de algodoeiro

Diferenças foram observadas entre as médias do número de adultos de *B. tabaci* biótipo B nos genótipos de algodoeiro (Tabela 4). Decorridas 24 horas da infestação as médias variaram de 4,5 a 55,8 insetos e os genótipos CNPA Acala I e IAC 20-233 foram os mais atrativos, e Coodetec 407 o menos atrativo. No período de 48 horas depois da infestação todos os genótipos foram semelhantes quanto ao número de insetos atraídos, variando as médias de 10,0 a 58,8. Na avaliação de 72 horas, verifica-se uma variação entre as médias de 5,3 a 82,2 insetos, sendo que CNPA Acala I foi o mais atrativo, e IAC 01-639 CPA 02-24, Shrow Grow 618, CNPA Ita 90, Coodetec 407, Fibermax 966, Makina, Delta Opal e Coodetec 406 comportando-se como os menos atrativos. Considerando-se a média das três avaliações para cada genótipo, verifica-se que CNPA Acala I foi o mais atrativo, com 65,6 adultos, enquanto Fabrika, CNPA Ita 90, Makina, Coodetec 407 e IAC 01-639 CPA 02-24 apresentaram as menores médias de adultos.

Ao se comparar as médias do número de adultos, nos três períodos de avaliação, não se constatou diferença entre elas.

Vale ressaltar que a seleção de plantas mais adequadas para alimentação e oviposição por *B. tabaci* é condicionada por estímulos visuais (PROKOPY & OWENS, 1986), olfativos (VISSER, 1988; VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990); gustativos (STADLER, 1986); pela forma, estrutura (VAN LENTEREN & NOLDUS, 1990) e cor da folha (HUSAIN & TREHAN, 1940; MAU et al. 2002), além da constituição química, idade e qualidade da mesma (WALKER & PERRING, 1994). Nesse sentido, CHU et al. (1995) acreditam que a preferência pelo local de oviposição por *B. tabaci* biótipo B, em plantas de algodoeiro, seja influenciada pela gravidade, luz e suas interações, com a estrutura da folha, bem como pelas condições ambientais e inimigos naturais.

Tabela 4. Número médio de adultos/planta de *Bemisia tabaci* biótipo B em 20 genótipos de algodoeiro, 24, 48 e 72 horas após a infestação, em teste com chance de escolha.

Genótipo	Período de avaliação (horas)			Média
	24 ± EP	48 ± EP	72 ± EP	
CNPA Acala I	55,8 ± 15,92	58,8 ± 17,92	82,2 ± 24,47	65,6 a
MG 405	49,8 ± 16,17	57,5 ± 12,33	38,8 ± 16,40	48,7 ab
Coodetec 401	36,3 ± 3,04	38,7 ± 9,85	43,5 ± 12,80	39,5 ab
IAC 20-233	51,5 ± 19,73	35,7 ± 9,28	28,7 ± 12,15	38,6 ab
IAC-22	38,0 ± 5,50	31,0 ± 5,39	38,8 ± 17,33	35,9 ab
BRS Ipê	21,5 ± 4,75	39,8 ± 16,43	39,8 ± 14,68	33,7 ab
BRS Aroeira	24,0 ± 6,89	30,2 ± 11,67	30,7 ± 7,10	28,3 ab
PR 94-227-918	26,8 ± 12,37	27,7 ± 13,41	32,2 ± 12,75	28,9 ab
BRS Itaúba	21,0 ± 9,20	22,2 ± 9,84	21,0 ± 9,28	21,4 ab
Delta Opal	17,8 ± 5,82	29,2 ± 9,84	12,3 ± 4,30	19,8 ab
IAC-23	9,5 ± 2,23	25,2 ± 11,47	23,8 ± 6,80	19,5 ab
Coodetec 406	11,7 ± 5,52	25,5 ± 10,34	13,5 ± 5,12	16,9 ab
IAC-24	19,2 ± 5,59	10,2 ± 3,05	15,2 ± 6,78	14,8 ab
Fibermax 966	20,2 ± 8,36	13,2 ± 3,17	10,7 ± 4,54	14,7 ab
Shrow Grow 618	15,7 ± 5,43	13,7 ± 2,81	9,5 ± 2,95	12,9 ab
Fabrika	7,8 ± 2,18	10,7 ± 2,97	24,8 ± 11,98	14,4 b
CNPA Ita 90	30,7 ± 25,97	12,8 ± 9,67	10,0 ± 2,38	17,8 b
Makina	13,2 ± 5,47	10,0 ± 3,06	11,0 ± 3,71	11,4 b
Coodetec 407	4,5 ± 1,06	15,7 ± 8,49	10,7 ± 3,74	10,3 b
IAC 01-639 CPA 02-24	7,7 ± 1,80	10,3 ± 3,76	5,3 ± 1,20	7,8 b
Média	24,1 A	25,9 A	25,1 A	
F (tratamento)				3,03 **
F (horas)				0,44 ^{NS}
F (tratamento x horas)				0,99 ^{NS}
CV (tratamento) (%)				72,26
CV (horas) (%)				33,58

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$); **Significativo a 1% de probabilidade; NS = Não significativo.

4.5 Oviposição de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro, em teste com e sem chance de escolha

No teste com chance de escolha, a maior quantidade de ovos por cm² foi observada no genótipo IAC-23 e a menor no BRS Aroeira (Tabela 5). Diferenças não foram observadas entre os genótipos IAC-23, Coodetec 407, Shrow Grow e CNPA Acala I, os mais preferidos para oviposição, e BRS Aroeira, Coodetec 406, Fabrika, BRS Ipê e IAC-24, os menos preferidos.

A densidade de tricomas no genótipo Coodetec 401 foi maior do que nos demais genótipos pesquisados. CNPA Acala I, IAC 20-233 e BRS Aroeira mostraram-se pilosos, enquanto IAC-23, Coodetec 407, Makina, CNPA Ita 90, BRS Itaúba, Delta Opal, IAC-24, BRS Ipê, Fabrika e Coodetec 406 apresentaram-se totalmente glabras (Tabela 5). Os genótipos Makina, CNPA Ita 90, Fabrika, Delta Opal e BRS Itaúba não apresentaram tricomas, enquanto Coodetec 401 mostrou-se altamente piloso, coincidindo com os resultados encontrados por CAMPOS (2003) nas condições de Ilha Solteira-SP; e, para os genótipos IAC-23, BRS Aroeira, BRS Ipê e IAC-22, o número de tricomas por cm² foi diferente. Essa variação do número de tricomas por cm² de local para local, de acordo com LARA (1991), pode ter sido influenciada pelas condições ambientais, como umidade, luz, temperatura e as características do solo.

Os genótipos IAC-24, BRS Ipê, Fabrika, Coodetec 406, com característica glabra, apresentaram baixo número de ovos, e o genótipo CNPA Acala I, piloso, elevado número de ovos. Esse mesmo comportamento foi observado por MOUND (1965), BUTLER JR. & HENNEBERRY (1984), BERLINGER (1986), BUTTER & VIR (1989), WILSON et al. (1993), TOSCANO et al. (2002) e CAMPOS (2003), que constataram menor quantidade de ovos em genótipos menos pilosos e glabros, e maior número de ovos em genótipos pilosos. Já os genótipos IAC-23, Coodetec 407 apresentaram resultados inversos, isto é, alta oviposição em folhas glabras; e BRS Aroeira, baixa oviposição em folha pilosa, enquanto o genótipo Coodetec 401, altamente piloso, apresentou oviposição relativamente pequena. Isso mostra que a oviposição de *B. tabaci* pode ter sido influenciada por outros fatores.

Com relação a glândulas de gossipol (Tabela 5), o número variou de 78,0 glândulas por cm² no genótipo IAC 01-639 CPA 02-24 a 136,8 glândulas por cm² no genótipo Shrow Grow. Esses resultados não permitem estabelecer correlação entre número de ovos por cm² e número de tricomas por cm² ($r = 0,0888$); número de ovos por cm² e glândulas de gossipol por cm² ($r = 0,1889$), número de tricomas por cm² e glândulas de gossipol por cm² ($r = 0,1089$) no teste com chance de escolha. BUTTER et al. (1992) encontraram uma correlação negativa ($r = - 0,4517$) entre o teor de gossipol e a densidade de ovos de *B. tabaci* biótipo A, enquanto BUTTER & VIR (1989) relataram uma correlação positiva ($r = 0,5254$) entre o número de adultos de *B. tabaci* biótipo A e o número de glândulas de gossipol nos internódios da haste principal de plantas de algodoeiro.

Nos testes de oviposição sem chance de escolha, foram observadas diferenças entre as médias (Tabela 6). Em ordem decrescente, os genótipos CNPA Acala I, IAC-23, BRS Itaúba, IAC-24, IAC 01-639 CPA 02-24, BRS Ipê e IAC 20-233 foram os mais preferidos; e Shrow Grow 618, Coodetec 401, BRS Aroeira, Coodetec 407, Fabrika e Coodetec 406 os menos preferidos.

Dos genótipos testados e menos preferidos para oviposição nos testes com e sem chance de escolha, BRS Aroeira, Coodetec 406, Fabrika e Coodetec 401 apresentaram menor número de ovos por cm², indicando uma possível fonte de resistência. Para as condições de Ilha Solteira-SP, CAMPOS (2003) encontrou densidades de ovos relativamente baixas para os genótipos BRS Aroeira e Fabrika, em testes com e sem chance de escolha.

Tabela 5. Número médio de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B, número médio de tricomas e número médio de glândulas de gossipol, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste com chance de escolha.

Genótipo	Ovos/cm ² ± EP	Tricomas/cm ² ± EP	Glândulas gossipol /cm ² ± EP
IAC-23	57,1 ± 8,19 a	0,0 ± 0,00	f 128,0 ± 5,13 ab
Coodetec 407	49,8 ± 6,90 ab	0,0 ± 0,00	f 104,5 ± 6,45 bcdef
Shrow Grow 618	49,2 ± 5,63 ab	15,0 ± 3,31	de 136,8 ± 3,10 a
CNPA Acala I	49,3 ± 9,81 abc	44,2 ± 9,21 b	99,8 ± 4,90 bcdef
Makina	38,8 ± 6,52 abcd	0,0 ± 0,00	f 89,2 ± 4,51 def
IAC 20-233	37,3 ± 5,82 abcd	40,2 ± 6,31 bc	111,8 ± 3,53 abcd
PR 94-227-918	33,4 ± 3,36 abcd	7,3 ± 2,40 e	92,8 ± 5,85 def
IAC 01-639 CPA 02-24	30,8 ± 3,54 abcd	0,2 ± 0,17	f 78,0 ± 5,41 f
CNPA Ita 90	27,5 ± 4,81 abcde	0,0 ± 0,00	f 100,8 ± 6,27 bcdef
BRS Itaúba	26,5 ± 7,09 bcde	0,0 ± 0,00	f 106,5 ± 6,06 abcde
IAC-22	24,6 ± 9,26 bcde	16,2 ± 2,99	de 80,0 ± 5,89 ef
Delta Opal	24,0 ± 2,76 bcde	0,0 ± 0,00	f 101,0 ± 6,01 bcdef
Fibermax 966	21,9 ± 3,45 bcde	0,5 ± 0,34	f 94,3 ± 5,70 def
MG 405	21,5 ± 2,15 bcde	23,8 ± 3,29 cd	95,0 ± 5,59 cdef
Coodetec 401	19,8 ± 4,49 cde	151,3 ± 8,04 a	112,7 ± 6,10 abcd
IAC-24	16,5 ± 3,88 de	0,0 ± 0,00	f 104,5 ± 6,90 bcdef
BRS Ipê	15,3 ± 1,59 de	0,0 ± 0,00	f 124,8 ± 7,33 abc
Fabrika	14,3 ± 3,56 de	0,0 ± 0,00	f 89,2 ± 1,72 def
Coodetec 406	13,9 ± 2,21 de	0,0 ± 0,00	f 111,0 ± 3,96 abcd
BRS Aroeira	8,8 ± 2,81 e	36,5 ± 5,84 bc	111,3 ± 8,41 abcd
F (tratamento)	6,96**	92,86**	7,15**
CV (%)	22,88	27,29	6,70

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,05); ** Significativo a 1% de probabilidade.

Tabela 6. Número médio de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste sem chance de escolha.

Genótipo	Ovos/cm ² ± EP
CNPA Acala I	20,5 ± 1,91 a
IAC-23	18,5 ± 1,71 ab
BRS Itaúba	16,7 ± 2,00 abc
IAC-24	16,5 ± 2,28 abc
IAC 01-639 CPA 02-24	16,3 ± 3,07 abc
BRS Ipê	16,2 ± 2,18 abc
IAC 20-233	15,8 ± 1,89 abc
Delta Opal	14,8 ± 2,32 abcd
Makina	13,9 ± 1,01 abcde
PR 94-227-918	13,6 ± 2,06 abcde
IAC-22	12,5 ± 1,77 abcdef
MG 405	10,6 ± 1,80 bcdefg
CNPA Ita 90	9,7 ± 2,53 cdefgh
Fibermax 966	9,1 ± 1,34 cdefgh
Coodetec 406	6,9 ± 0,82 defghi
Fabrika	6,3 ± 1,19 efghi
Coodetec 407	5,1 ± 1,00 fghi
BRS Aroeira	4,1 ± 0,80 ghi
Coodetec 401	3,1 ± 0,93 hi
Shrow Grow 618	2,2 ± 0,31 i
F (tratamento)	12,77**
CV (%)	18,09

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$); ** Significativo a 1% de probabilidade.

4.6 Evolução da colonização de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro

Quanto à avaliação de colonização de *B. tabaci* por notas visuais, não foi verificada diferença entre as médias para genótipos. (Tabela 7). Na comparação entre médias de notas de danos visuais de todos os genótipos e épocas de avaliação, as diferenças foram significativas o que era esperado, uma vez que há tendência, com o crescimento da população da mosca-branca de aumentar a colonização das folhas com o tempo. A menor média de notas foi verificada na primeira avaliação, realizada aos 14 dias após a infestação, quando a população de *B. tabaci* era correspondente aos descendentes dos adultos provenientes da infestação inicial. Na quinta avaliação, foram constatadas as maiores notas de dano visual, mostrando uma tendência de uniformização dos dados, em razão da migração de adultos de plantas altamente infestadas para outras que apresentavam infestações menores.

O genótipo CNPA Acala I, que apresentou altas notas em todas as avaliações, havia demonstrado alta atratividade e preferência para oviposição nos testes com e sem chance de escolha, mostrando alta suscetibilidade, enquanto o genótipo BRS Itaúba, com comportamento intermediário nesses testes, mostrou, nas cinco avaliações, baixas notas de colonização.

Um fato interessante observado na infestação dos genótipos do algodoeiro é a migração de adultos da mosca-branca dentro da planta, ou seja, existe uma movimentação da população da base para o ápice da planta. Essa observação reforça a necessidade de coleta da folha em amostragens, sempre no ápice da planta.

Tabela 7. Médias de notas visuais de colonização de *Bemisia tabaci* biótipo B, em 20 genótipos de algodoeiro, em teste com chance de escolha.

Genótipo	Dias após infestação					Média
	14 ± EP	21 ± EP	29 ± EP	35 ± EP	42 ± EP	
PR 94-227-918	2,3 ± 0,25	3,7 ± 0,40	3,7 ± 0,36	3,9 ± 0,33	5,7 ± 0,21	3,85 a
IAC 01-639 CPA 02-24	1,9 ± 0,45	3,2 ± 0,60	3,4 ± 0,40	3,7 ± 0,31	6,0 ± 0,00	3,65 a
CNPA Ita 90	2,7 ± 0,25	4,0 ± 0,29	4,4 ± 0,20	4,6 ± 0,37	5,7 ± 0,33	4,27 a
IAC-23	2,5 ± 0,47	4,1 ± 0,33	3,7 ± 0,49	3,9 ± 0,30	6,0 ± 0,00	4,03 a
Coodetec 406	2,5 ± 0,52	3,5 ± 0,43	3,8 ± 0,28	4,2 ± 0,21	5,7 ± 0,33	3,95 a
BRS Aroeira	1,9 ± 0,35	3,9 ± 0,42	4,0 ± 0,45	4,2 ± 0,48	5,5 ± 0,34	3,90 a
MG 405	2,2 ± 0,40	3,3 ± 0,44	3,7 ± 0,48	4,2 ± 0,31	6,0 ± 0,00	3,90 a
Fabrika	1,7 ± 0,25	2,9 ± 0,33	3,7 ± 0,17	3,6 ± 0,20	5,1 ± 0,45	3,42 a
BRS Ipê	2,2 ± 0,48	3,7 ± 0,42	3,7 ± 0,40	4,0 ± 0,37	6,0 ± 0,00	3,90 a
Fibermex 966	2,6 ± 0,47	3,7 ± 0,36	3,9 ± 0,47	3,8 ± 0,31	5,7 ± 0,21	3,95 a
Coodetec 407	2,2 ± 0,56	3,4 ± 0,37	3,1 ± 0,37	3,4 ± 0,20	5,9 ± 0,08	3,60 a
IAC-24	2,4 ± 0,37	3,4 ± 0,33	3,5 ± 0,34	4,2 ± 0,17	5,8 ± 0,17	3,88 a
Makina	1,7 ± 0,34	3,7 ± 0,31	3,2 ± 0,40	3,6 ± 0,33	5,5 ± 0,34	3,57 a
IAC 20-233	3,1 ± 0,33	4,7 ± 0,31	4,4 ± 0,24	4,2 ± 0,40	6,0 ± 0,00	4,50 a
Shrow Grow 618	3,4 ± 0,27	3,8 ± 0,31	3,9 ± 0,33	4,2 ± 0,21	5,8 ± 0,17	4,23 a
Coodetec 401	2,6 ± 0,51	3,9 ± 0,52	3,7 ± 0,38	4,3 ± 0,33	5,3 ± 0,42	3,97 a
Delta Opal	2,3 ± 0,40	3,2 ± 0,28	3,2 ± 0,28	3,4 ± 0,45	5,8 ± 0,17	3,60 a
CNPA Acala I	3,5 ± 0,63	4,5 ± 0,45	4,7 ± 0,28	4,2 ± 0,21	6,0 ± 0,00	4,57 a
BRS Itaúba	2,2 ± 0,28	3,4 ± 0,64	3,0 ± 0,52	2,7 ± 0,49	5,7 ± 0,21	3,40 a
IAC-22	2,2 ± 0,31	3,3 ± 0,21	3,2 ± 0,33	3,7 ± 0,31	6,0 ± 0,00	3,70 a
Média	2,42 C	3,68 B	3,70 B	3,91 B	5,76 A	
F (tratamento)						1,65 ^{NS}
F (época)						301,85**
F (tratamento x época)						1,13 ^{NS}
CV (tratamento) (%)						16,96
CV (época) (%)						8,91

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,05); ** Significativo a 1% de probabilidade e NS = Não significativo.

4.7 Desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro

Foram detectadas diferenças entre as médias relativas ao período de incubação de ovos, nos dez genótipos selecionados para esse teste (Tabela 7). O tempo médio em Coodetec 401 foi maior que Coodetec 407; todavia, ambos não apresentaram diferenças em relação aos demais genótipos.

Os presentes resultados de período de incubação em genótipos de algodoeiro foram intermediários aos relatados por BUTLER JR. et al. (1983), que encontraram períodos variando de 5 dias a 32,5°C até 22,5 dias a 16,5°C . Para a mesma cultura, CAMPOS (2003) encontrou médias de 7,5 a 8,7 dias, quando os ovos foram colocados por fêmeas criadas em couve (1ª geração); e 8,70 a 12,0 dias, quando os ovos foram colocados por fêmeas criadas em algodoeiro (2ª geração). Por outro lado, em amendoimzeiro, CAMPOS (2002) relatou dados médios de 7,3 dias a 23,63°C e 75,86% de umidade relativa, e TOSCANO (2001) de 5,0 a 6,1 dias, na época de primavera, em Jaboticabal-SP, para a cultura do tomateiro. De forma geral, os resultados encontrados no presente trabalho estão dentro do limite de 5 a 15 dias, dependendo das condições climáticas e planta hospedeira (VILLAS BÔAS et al. 1997; SEVERO, 1999).

Considerando-se o período ninfal e também o desenvolvimento de ovo a adulto, à temperatura média de 23,8°C e umidade relativa média de 70,10% (Tabela 7), o genótipo Coodetec 406 foi o menos favorável ao desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B, alongando o ciclo da fase imatura, enquanto IAC-23 e Makina foram os mais favoráveis, apresentando diferença entre as médias.

Confrontando os resultados obtidos para a cultura do algodoeiro, os períodos de desenvolvimento foram superiores aos relatados por CAMPOS (2003), que obteve um período de 8,17 a 10,17 dias para o desenvolvimento ninfal e de 16,17 a 18,66 dias para o ciclo total, quando os adultos utilizados na infestação foram oriundos de plantas de couve, produzindo a primeira geração em algodoeiro. Na segunda geração, os valores foram de 8,17 a 10,17 dias e de 16,83 a 21,83 dias para o período ninfal e ciclo total, respectivamente.

Para os genótipos Fabrika, Makina e BRS Aroeira, também pesquisados por

CAMPOS (2003) nas condições de Ilha Solteira, os períodos de incubação de ovos, ninfal e ciclo total foram inferiores aos obtidos no presente trabalho.

As plantas hospedeiras têm efeito significativo sobre a longevidade de *B. tabaci* biótipo B (TSAI & WANG, 1969). Neste trabalho, não se observaram diferenças entre as médias para a longevidade de adultos mantidos sem alimentação (Tabela 8). Mesmo assim, verificou-se que os adultos provenientes dos genótipos Coodetec 401 e Makina apresentaram, em termos absolutos, valores menores de longevidade, desfavorecendo o desenvolvimento da mosca-branca, provavelmente, porque esses genótipos têm uma constituição de nutrientes deficiente em relação aos demais (TOSCANO, 2001). Nessa mesma linha, TOSCANO (2001) encontrou 1,0 a 1,5 dias de longevidade em plantas de tomateiro.

As se comparar a viabilidade dos ovos, não foram constadas diferenças entre as médias (Tabela 9), que variaram de 97,0% a 100,0%, com máximo índice para o genótipo Makina. Índice de 100% foi encontrado para a cultura do tomateiro (TOSCANO, 2001) e de 95,5% a 100% para a cultura do algodoeiro (CAMPOS, 2003).

Os dados sobre viabilidade de ninfas apresentaram diferenças (Tabela 9). A porcentagem de viabilidade variou de 30,7% a 64,2%. O genótipo IAC-23 induziu a menor viabilidade, possivelmente, pela presença de substâncias que atuam como fator de resistência à mosca-branca. Por outro lado, os genótipos Coodetec 406, Coodetec 407 e BRS Aroeira foram favoráveis ao desenvolvimento ninfal, com índices variando de 53,3% a 64,2%, comparativamente aos outros genótipos avaliados. Grande variabilidade entre as médias de viabilidade ninfal também foi encontrada em algodoeiro (8,00% a 49,50%) por CAMPOS (2003) e em tomateiro (31,2% a 86,9%), por FANCELLI & VENDRAMIN (2002).

Tabela 8. Períodos de incubação, ninfal, de desenvolvimento de ovo a adulto e de longevidade de *Bemisia tabaci* biótipo B, em dez genótipos de algodoeiro.

Genótipo	Período de incubação (dias) $\pm$ EP	Período ninfal (dias) $\pm$ EP	Desenvolvimento ovo a adulto (dias) $\pm$ EP	Longevidade (dias) $\pm$ EP
Coodetec 401	9,9 $\pm$ 0,14 a	13,5 $\pm$ 0,29 ab	23,4 $\pm$ 0,29 ab	1,9 $\pm$ 0,03 a
Makina	9,6 $\pm$ 0,24 ab	13,3 $\pm$ 0,37 b	22,9 $\pm$ 0,25 ab	1,9 $\pm$ 0,03 a
Fabrika	9,5 $\pm$ 0,12 ab	13,6 $\pm$ 0,31 ab	23,1 $\pm$ 0,26 ab	2,1 $\pm$ 0,15 a
CNPA Acala I	9,5 $\pm$ 0,11 ab	13,7 $\pm$ 0,20 ab	23,2 $\pm$ 0,26 ab	2,3 $\pm$ 0,25 a
IAC-24	9,5 $\pm$ 0,06 ab	13,6 $\pm$ 0,28 ab	23,1 $\pm$ 0,27 ab	2,1 $\pm$ 0,15 a
Coodetec 406	9,4 $\pm$ 0,10 ab	14,7 $\pm$ 0,32 a	24,1 $\pm$ 0,31 a	2,2 $\pm$ 0,20 a
IAC-23	9,4 $\pm$ 0,05 ab	13,3 $\pm$ 0,25 b	22,7 $\pm$ 0,27 b	2,1 $\pm$ 0,09 a
BRS Aroeira	9,3 $\pm$ 0,09 ab	14,0 $\pm$ 0,23 ab	23,3 $\pm$ 0,31 ab	2,2 $\pm$ 0,15 a
IAC 20-233	9,3 $\pm$ 0,08 ab	14,0 $\pm$ 0,18 ab	23,3 $\pm$ 0,23 ab	2,1 $\pm$ 0,12 a
Coodetec 407	9,2 $\pm$ 0,17 b	14,3 $\pm$ 0,29 ab	23,4 $\pm$ 0,21 ab	2,0 $\pm$ 0,09 a
F (tratamento)	2,30*	2,50*	1,78 ^{NS}	0,65 ^{NS}
CV (%)	1,58	2,36	1,38	4,69

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$); * Significativo a 5% de probabilidade e NS = Não significativo.

Tabela 9. Viabilidade de ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B, em dez genótipos de algodoeiro.

Genótipo	Viabilidade de ovos (%) $\pm$ EP	Viabilidade de ninfas (%) $\pm$ EP
Makina	100,0 $\pm$ 0,00 a	41,3 $\pm$ 3,29 ab
IAC 20-233	99,7 $\pm$ 0,33 a	45,7 $\pm$ 9,19 ab
Coodetec 401	99,0 $\pm$ 1,00 a	45,0 $\pm$ 4,70 ab
Coodetec 407	99,0 $\pm$ 0,68 a	63,7 $\pm$ 7,35 a
IAC-24	99,0 $\pm$ 0,68 a	39,3 $\pm$ 1,84 ab
Fabrika	98,3 $\pm$ 0,95 a	45,7 $\pm$ 3,52 ab
BRS Aroeira	98,0 $\pm$ 1,26 a	53,3 $\pm$ 7,65 a
IAC-23	97,3 $\pm$ 1,43 a	30,7 $\pm$ 3,45 b
CNPA Acala I	97,3 $\pm$ 0,84 a	40,3 $\pm$ 2,09 ab
Coodetec 406	97,0 $\pm$ 1,24 a	64,2 $\pm$ 8,79 a
F (tratamento)	1,20 ^{NS}	4,25 ^{**}
CV (%)	1,17	13,02

EP = Erro Padrão da Média; Dados originais; para análise estatística foram transformados em $(x + 0,50)^{1/2}$; Médias seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P > 0,05$); ** Significativo a 1% de probabilidade e NS = Não significativo.

5. CONCLUSÕES

- § Adultos de *B. tabaci* biótipo B têm preferência para ovipositar em folhas mais jovens e em setores próximos do pecíolo e eqüidistantes da nervura principal;
- § Plantas com 20 dias de idade são preferidas para a oviposição em relação a plantas de 30 e 40 dias;
- § Densidades de 100 e 150 adultos por planta proporcionam ovos suficientes para testar genótipos de algodoeiro quanto aos graus de resistência em plantas com 20 dias de idade;
- § O genótipo CNPA Acala I mostra-se o mais preferido, e os genótipos Fabrika, CNPA Ita 90, Makina, Coodetec 407 e IAC 01-639 CPA 02-24 os menos preferidos por adultos de *B. tabaci* biótipo B;
- § Os genótipos BRS Aroeira, Coodetec 406, Fabrika e Coodetec 401 apresentam menor oviposição de *B. tabaci* biótipo B em teste com e sem chance de escolha;
- § O número de ovos não se correlaciona com o número de tricomas e de glândulas de gossipol;
- § Em todos os genótipos, a colonização da mosca-branca aumenta com a época de avaliação;
- § Na infestação de genótipos do algodoeiro, ocorre migração de adultos de *B. tabaci* biótipo B, no dossel da planta e da base para o ápice;
- § O genótipo Coodetec 406 alonga o ciclo de ovo a adulto de *B. tabaci* biótipo B;
- § O genótipo IAC-23 induz a menor viabilidade de ninfas.

6. REFERÊNCIAS

AGRIANUAL: anuário da agricultura brasileira. 2004. São Paulo, FNP, p. 131-144.

AGRIANUAL: anuário da agricultura brasileira. 2005. São Paulo, FNP, p. 181-198.

ARENAS, L. D. O. Resistência de *Bemisia argentifolii* a inseticidas: implicaciones y estratégias de manejo en México. **Manejo Integrado de Plagas**, Turrialba, n. 49, p. 10-25, 1998.

AZAB, A. K.; MEGAHED, M. M.; EL-MIRSAWI, D. H. On the biology of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin De La Societe Entomologique D'Egypte**, Le Caire, v. 55, p. 305-315, 1971.

AZEVEDO, F. R.; BLEICHER, E. Distribuição vertical e setorial das ninfas de mosca-branca nas folhas de meloeiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 3, p. 464-467, 2003.

BARBOSA, F. R. ; YOKOYAMA, M. ; SILVA, P. H. S. ; BLEICHER, E. ; HAJI, F. N. P. ; ALENCAR, J. A. ; CARNEIRO, J. S. ; ARAÚJO, L. H. A. Proposta de manejo da mosca branca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring, no feijão *Phaseolus vulgaris* L. In: EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA: Manejo integrado da mosca-branca: plano emergencial para o controle da mosca-branca. EMBRAPA, Brasília: Centro Nacional de Pesquisa de Hortaliças, 1997, p. 47-56.

BEDFORD, I. D.; BRIDON, R. W.; BROWN, R. C.; ROSSEL, R. C.; MARKHAM, P. G.

Geminivirus transmission and biological characterization of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotypes from different geographic regions. **Annals Applied Biology**, Warwick, v. 125, p. 311-325, 1994.

BELTRÃO, N. E. M.; SOUZA, J. G. Fragmentos do agronegócio do algodoeiro no Brasil e no mundo. II. Tamanho das propriedades. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODOEIRO, 2, 1999, Ribeirão Preto. **Anais...** Ribeirão Preto: 1999. p. 17-19.

BENTZ, J.; REEVES III, J.; BARBOSA, P.; FRANCIS, B. Within-plant variation in nitrogen and sugar content of poinsettia and its effects on the oviposition pattern, survival, and development of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, College Park, v. 24, n. 2, p. 271-277, 1995.

BERLINGER, M. J. Host plant resistance to *Bemisia tabaci*. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 17, p. 69-82, 1986.

BETHKE, J. A.; PAINE, T. D.; NUESSLY, G. S. Comparative biology, morphometrics, and development of two population of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton and poinsettia. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 84, p. 407-411, 1991.

BHARATHAN, N.; GRAVES, W. R.; NARAYANAN, K. R.; SCHUSTER, D. J.; BRYAN, H. H.; McMILLAN JR.; R. T. Association of double-stranded RNA with whitefly – mediated silvering in squash. **Plant Pathology**, Oxford, v. 39 n. 3, p. 530-538, 1990.

BLEICHER, E.; SILVA, P. H.S.; ALENCAR, J.A.; HAJI, F.N. P. ; CARNEIRO, J.S.; ARAUJO, L.H.A.; BARBOSA, F.R. Proposta de manejo da mosca branca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring, em melão. In: COSENZA, G.W; GOMES, D.T. (Org.). **Manejo integrado da mosca branca: plano emergencial para o controle da mosca branca**. Brasília: EMBRAPA, 1997. p. 32-41.

BOIÇA JÚNIOR, A. L.; VENDRAMIM, J. D. Desenvolvimento de *Bemisia tabaci* em genótipos de feijão. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 15, n. 2, p. 231-8, 1986.

BRANCO, M. C.; PONTES, L. A. Eficiência de tiacloprid para o controle de mosca-branca. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 1, p. 97-101, 2001.

BROWN, J. K. Current status of *Bemisia tabaci* as a plant pest and virus vector in agroecosystems worldwide. **FAO Plant Protection Bulletin**, Roma, v. 42, p. 3-32, 1994.

BROWN, J. K.; BIRD, J. Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and Caribbean Basin. **Plant Disease**, St. Paul, v. 76, n. 3, p. 220-225, 1992.

BROWN, J. K.; COSTA, H. S. First report of whitefly-associated squash silverleaf disorder of *Cucurbita* in Arizona and of white streaking disorder of *Brassica* species in Arizona and California. **Plant Disease**, St. Paul, v. 76, n. 4, p. 426, 1992.

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

BUTLER JR., G. D.; HENNEBERRY, T. J. *Bemisia tabaci*: effect of cotton leaf pubescence on abundance. **Southwestern Entomologist**, Welasco, v. 9, p. 91-94, 1984.

BUTTER, N. S.; VIR, B. K. Morphological basis of resistance in cotton to the whitefly *Bemisia tabaci*. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 17, n. 4, p. 251-261, 1989.

BUTLER JR., G. D.; HENNEBERRY, T. J.; CLAYTON, T. E. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): development, oviposition, and longevity in relation to temperature. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 76, p. 310-313, 1983.

BUTLER, JR., G. D.; HENNEBERRY, T. J.; WILSON, F. D. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton: adult activity and variety oviposition preference. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 79, n. 2, p. 350-354, 1986.

BUTTER, N. S.; VIR, B. K.; KAUR, G.; SINGH, T. H.; RAHEJA, R. K. Biochemical basis on resistance to whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Aleyrodidae: Homoptera) in cotton. **Tropical Agriculture**, Surrey, v. 69, n. 2, p. 119-122, 1990.

BUTLER JR., G. D.; WILSON, F. D.; FISHLER, G. Cotton leaf trichomes and populations of *Empoasca lybica* and *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, Surrey, v. 10, p. 461-464, 1991.

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

BYRNE, D. N.; DRAEGER, E. A. Effect of plant maturity on oviposition and nymphal mortality of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, College Park, v. 18, n. 3, p. 429-432, 1989.

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

BYRNE, D. N.; VON BRETZEL, P. K. Similarity in flight activity rhythms in coexisting species of Aleyrodidae, *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes abutilonea*. **Entomologia Experimentalis Applicata**, Dordrecht, v. 43, p. 215-219, 1987.

CAMPOS, Z. R. **Mosca branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Gennadius 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) em amendoimzeiro: distribuição espacial, atratividade e resistência de genótipos.** 2002. 50f. Monografia (Trabalho de Graduação em Agronomia) – Faculdade de Engenharia, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2002.

CAMPOS, O. R. **Resistência de genótipos de algodoeiro a mosca branca *Bemisia tabaci* (Gennadius 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).** Botucatu, 2003. 69f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrônômica, Universidade Estadual Paulista, Botucatu.

CHU, C. C.; HENNEBERRY, T. J.; COHEN, A. C. *Bemisia argentifolii* (Homoptera, Aleyrodidae): host preference and factors affecting oviposition and feeding site preference. **Environmental Entomology**, College Park, v. 24, n. 2, p. 354-360, 1995.

CHU, C. C.; NATWICK, E. T.; BRUSHWOOD, D. E.; HENNEBERRY, T. J.; COHEN, A. C. Susceptibility of upland cotton cultivars Deltapine 5461 and Louisiana 887 to silverleaf whitefly colonization. In: DUGGER, P.; RICHTER (Ed.) BELTWIDE COTTON CONFERENCE, 1997, New Orleans. **Proceedings ...** Memphis: National Cotton Council, p.1064-1066.

CHU, C. C.; COHEN, A. C.; NATWICK, E. T.; SIMMONS, G. S.; HENNEBERRY, T. J. Silverleaf whitefly colonization leaf shape and vascular bundles relationships in cotton. In: DUGGER, P.; RICHTER (Ed.) BELTWIDE COTTON CONFERENCE, 1999, Orlando. **Proceedings ...** Memphis: National Cotton Council, p.909-910.

CHU, C. C.; FREEMAN, T.; NATWICK, E. T.; BUCKNER, J. S.; NELSON, D. R.; HENNEBERRY, T. J. *Bemisia argentifolii* adult, nymph and egg densities and egg distribution on selected upland cottons. **Journal Entomological Science**, Tifton, v. 35, n. 1, p. 39-47, 2000.

CHU , C. C.; FREEMAN, T. P. ; BUCKNER, J. S.; HENNEBERRY, T. J.; NELSON, D. R.; NATWICK, E. Susceptibility of upland cotton cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Homoptera: Aleyrodidae) in relation to leaf age and trichome density. **Annals of the Entomological Society of America**, Manhattan, v. 94, p. 743-749, 2001.

COHEN, S.; DUFFUS, J. D.; LIU, H. Y. A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of squash and transmission of lettuce infectious yellows virus. **Phytopathology**, Saint Paul, v. n. 82, p. 86-90, 1992.

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**, Jaboticabal, v. 2, n. 1, p. 20-30, 1973.

COSTA, H. S.; BROWN, J. K. Variation in biological characteristics and in esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci* Genn. and the association of one population with silverleaf symptom induction. **Entomologia Experimentalis Applicata**, Dordrecht, v. 61, p. 211-219, 1991.

COSTA, H. S.; BROWN, J. K.; BYRNE, D. N. Host plant selection by the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) under greenhouse conditions. **Journal of Applied Entomology**, Hamburg, v. 112, p. 146-152, 1991.

DROST, Y.C.; VAN LENTEREN, J.C.; VAN ROERMUND, H.J.W. Life history parameters of different biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in relation to temperature and host plant: a selective review. **Bulletin Entomological Research**, Farnham Royal, v. 88, p. 219-229, 1998.

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biología, cría masal y aspectos ecológicos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), con plaga del frijol común. **Turrialba**, San José, v. 39, n. 1, p. 55-62, 1989.

EL-HELALY, M. S.; EL-SHAZ, L. I.; EL-GAYAR, H. Biological studies on *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera: Aleyrodidae) in Egypt. **Zeitschrift Angewandte Entomologie**, Hamburg, v. 69, p. 48-55. 1971.

ELSEY, K. D.; FARNHAM, M. W. Response of *Brassica oleracea* L. to *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Hortscience**, Alexandria, v. 29, n. 7, p. 814-817, 1994.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA - EMBRAPA. **Mosca-branca e as geminiviroses do tomateiro**. Brasília, 1996. 4p.

FANCELLI, M.; VENDRAMIM, J. D. Development of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B on *Lycopersicon* spp. Genotypes. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 59, n. 4, p. 665-669, 2002.

FARNHAM, M. W.; ELSEY, K. D. Recognition of *Brassica oleracea* L. resistance against the silverleaf whitefly. **Hortscience**, Alexandria, v. 30, n. 2, p. 343-347, 1995.

FLINT, H. M.; PARKS, N. J. Infestation of germplasm lines and varieties of cotton in Arizona by whitefly nymphs (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal Entomological Science**, Tifton, v. 25, n. 2, p. 223-229, 1990.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, S. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.
GERLING, D.; HOROWITZ, A. R.; BAUMGAERTNER, J. Autoecology of *Bemisia tabaci*. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 17, p. 5-19, 1986.

GERLING, D. Una reinterpretación sobre las moscas blancas. **Manejo Integrado de Plagas**, Costa Rica, v. , n. 63, p. 13-21, 2002.

GILL, R.J. The morphology of whiteflies. In: GERLING, D. **Whitefly**: their bionomics, pest status management. Newcastle: Intercept, 1990. p. 13-46.

GREATHEAD, A. H. Host plants. In: COCK, M. J. W (Ed.) **Bemisia tabaci**: a literature survey on the cotton whitefly with an annotated bibliography. C A B International Institute of Biological Control. London: Chamaleon Press, 1986. p. 7-26.

GREENBERG, S. M.; JONES, W. A.; WARFIELD, W. C. Comparative host plant efforts on the biologies of *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes*, p. 13. In: HENNEBERRY, T.J.; FAUST, R.M. (eds.), **Silverleaf Whitefly**. National Research, Action, and technology Plan, 1997-2001 (Formerly Sweetpotato Whitefly, Strain B): Second Annual Review of the Second 5-Year Plan. USDA-ARS, Albuquerque.

HAJI, F.N. P.; LIMA, M. F.; ALENCAR, J. A. Histórico sobre a mosca branca no Brasil. In: TALLER LATINOAMERICANO Y DEL CARIBE SOBRE MOSCAS BLANCAS Y GEMINIVIRUS, 6, 1997, Santo Domingo, Republica Dominicana. **Memória...**Santo Domingo, 1997. p. 5-8.

HECTOR, D. J.; HODKINSON, I. D. **Stickiness in cotton**. Oxon: CAB International, Oxon, 1989, 43 p.

HEINZ, K. M.; ZALOM, F. Variation in trichome-based resistance to *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) oviposition on tomato. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 88, p. 1494-1502, 1995.

HELMAN, S.; PETERLIN, O.; CONTRERAS, M. Parasitoids of *Bemisia tabaci* in Santiago del Estero Cotton, Northwest Argentina. In: GERLING, D.; MAYER, R.T. (Ed.) **Bemisia taxonomy, biology, damage, control and management**. Andover: Intercept, 1995, p. 527-530.

HERNANDEZ-JASSO, A.; COVARRUBIAS, P. J. J. Response of cotton cultivars to silverleaf whitefly and its relation to yield, in Yaqui Valley, Sonora, Mexico. In: DUGGER, P.; RICHTER (Ed.) BELTWIDE COTTON CONFERENCE, 1999, Orlando. **Proceedings ...** Memphis: National Cotton Council, p. 490-491.

HEQUET, E.; ABIDI, N. Processing sticky cotton: implication of trehalulose in residue build-up. **Journal of Cotton Science**, Memphis, v. 6, p. 77-90, 2002.

HILJE, L. (Ed.). **Metodologías para el estudio y manejo de mosca blanca y geminivirus**. Turrialba: CATIE, Unidad de Fitoprotección, 1996. 150p. (Serie Materiales de Enseñanza, 37).

HILJE, L. Un enfoque preventivo para el manejo sostenible del complejo mosca blanca-geminivirus en tomate. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS-BRANCAS E GEMINIVÍRUS, 8. 1999, Recife, **Anais...** Recife: p. 27-44.

HIRANO, K.; BUDIYANTO, E.; WINARNI, S. **Biological characteristics and forecasting outbreaks of the whitefly, *Bemisia tabaci*, a vector of virus diseases in soybean fields**. Taipei: Food and Fertilizer Technology Center, 1993. 14 p. (Technical Bulletin, 135).

HODDLE, M. S. **The biology and management of silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring (Homoptera: Aleyrodidae) on greenhouse grown ornamentals**. Disponível em: <http://www.biocontrol.ucr.edu/bemisia.html>. Acesso em: 07 ago. 2000.

HOROWITZ, A. R. Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): with special emphasis on cotton field. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 17, p. 37-47, 1986.

HOROWITZ, A. R. Control strategy for the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, late in the cotton growing season. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 21, p. 281-291, 1993.

HOROWITZ, A. R.; GERLING, D. Seasonal variation of Sex ratio in *Bemisia tabaci* on cotton in Israel. **Environmental Entomology**, College Park, v. 21, n. 3, p. 556-559, 1992.

HOROWITZ, A. R.; PODOLER, H.; GERLING, D. Life table analysis of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) in cotton fields in Israel. **Oecologia Applicata**, Paris, v. 5, p. 221-233, 1984.

HUSAIN, M; TREHAN, K. N. Final report on the scheme of investigations on the whitefly on cotton in the Punjab. **Indian Journal of Agricultural Science**, New Delhi, v. 10, p. 101-109, 1940.

LARA, F. M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. São Paulo: Ícone, 1991. 336p.

LEITE, G.L.D.; PICANÇO, M.C.; ZANUNCIO, J.C.; MOREIRA, M.D.; PEREIRA, P. R. Fatores que influenciam o ataque de mosca-branca em jiloeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 7, p. 1033-1037, 2002.

LIELDL, B. E.; LAWSON, D. M.; WHITE, K. K.; SHAPIRO, J. A.; COHEN, D. E.; CARSON, W. C.; TRUMBLE, J. T.; MUTSCHLER, M. A. Acylsugars of wild tomato *Lycopersicon perellii* alters settling and reduces oviposition of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 88, n. 3, p. 742-748, 1995.

LIMA, A. C. S. **Resistência de genótipos de soja [*Glycine Max* (L.) Merrill] à mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).** 2001. 56f. (Doutorado em Entomologia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2001.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M. **Mosca-branca (*B. tabaci*): morfologia, bioecologia e controle.** Jaboticabal: FUNEP, 2001. 77p.

LIMA, J. A. A.; GONÇALVES, M. F. B.; LIMA, R. C. A.; OLIVEIRA, V. B. Elevada incidência de geminivírus em *Macroptilium lathyroides* no sertão central do Ceará. In: ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS-BRANCAS E GEMINIVÍRUS, 8. 1999, Recife. **Anais...** Recife, 1999, p. 107.

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

LOURENÇÃO, A. L. Situação atual da mosca branca no Brasil – medidas de controle. **Biológico**, São Paulo, v. 64, n. 2, p. 153-155, 2002.

MAU, R. F. L.; KESSING, J. L. M. ***Bemisia tabaci* (Gennadius).** Disponível em: <http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/Type/b_tabaci.htm> Acesso em: 03 set. 2002.

McAUSLANE, H. J. Influence of leaf pubescence on ovipositional preference of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on soybean. **Environmental Entomology**, College Park, v. 25, n. 4, p. 834-41, 1996.

McAUSLANE, H. J.; JOHNSON, F. A.; KNAUFT, D. A. Population levels and parasitism of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) on peanut cultivars. **Environmental Entomology**, College Park, v. 23, p. 1203-1210, 1994.

McAUSLANE, H. J.; JOHNSON, F. A.; COLVIN, D. L.; SOJACK, B. Influence of foliar pubescence on abundance and parasitism of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on soybean and peanuts. **Environmental Entomology**, College Park, v. 24, n. 5, p. 1135-1143, 1995.

MEAGHER JR., R. L.; SMITH, C. W.; SMITH, W. J. Preference of *Gossypium* genotypes to *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 90, n. 4, p. 1046-1052, 1997.

MOUND, L. A. Studies on the olfaction and colour sensitivity of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). **Entomologia Experimentalis Applicata**, Dordrecht, v.5, p. 99-104, 1962.

NAKANO, O.; PARRA, J. R. P. Controle de cigarrinhas e tripses do feijoeiro com novos inseticidas. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE DE ENTOMOLOGIA, 1, 1968, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba: 1968. p. 40-41.

NATWICK, E. T.; COOK, C. G.; GILBERTSON, R. L. Silverleaf whitefly and cotton leaf crumple virus resistance screening upland cotton. In: DUGGER, P.; RICHTER (Ed.) BELTWIDE COTTON CONFERENCE, 1998, San Diego. **Proceedings ...** Memphis: National Cotton Council, p.1091-1093.

NOLDUS, L. P. J. J.; XU, R. M.; VAN LENTEREN, J. C. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae). XIX - Feeding-site selection by the greenhouse whitefly. **Journal of Applied Entomology**, Hamburg, v. 101, p. 492-507, 1986.

NORMAN JR., J. W.; RILEY, D. G.; STANSLY, P. A.; ELLSWORTH, P. C.; TOSCANO, N. C. **Management of Silverleaf Whitefly**: a comprehensive manual on the biology, economic impact and control tactics. College Station: 1996. 22 p.

OHNESORGE, B.; RAPP, G. Monitoring *Bemisia tabaci*: a review. **Agriculture, Ecosystems Environmental**, Amsterdam, v. 17, p. 21-27, 1986.

OHNESORGE, B.; SHARAF, N.; ALCAWI, T. Population studies on the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) during the winter season. I. The spacial distribution on some host plants. **Zeitschrift Angewandte Entomologie**, Hamburg, v. 90, p. 226-232, 1980.

OLIVEIRA, M. R. V. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* raça B (Hemiptera: Aleyrodidae). In VILELA, E.F.; ZUCCHI, R.A.; CANTOR, F.(Ed.). **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. p. 61-71.

OLIVEIRA, M. R. V.; FARIAS, M. R. A mosca branca assusta. **A Granja**, Porto Alegre, v. 75, p. 12-24, 2000.

OLIVEIRA, M. R. V.; SILVA, O. L. R. **Mosca branca, *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) e sua ocorrência no Brasil**. Brasília: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, Departamento de Defesa e Inspeção Vegetal, 1997. 16p. (Alerta Fitossanitário, 1).

OLIVEIRA, M. R. V.; FERNANDES, E. R.; ROCHA, H. G. C. Mosca branca, marcação cerrada. **A Granja**, Porto Alegre, v. 614, n. 56, p. 46-48, 2000.

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

OMRAM, H. H.; EL-KHIDIR, E. On the preference of *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) on various cotton varieties in Cukurova, Turkey. **Agriculture, Ecosystems and Environments**, Amsterdam, v. 17, p. 83-88, 1978.

ORIANI, M. A. G. **Resistência de genótipos de feijoeiro portadores de arcelina a *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) e ao vírus do mosaico dourado.** Ribeirão Preto, 1998. 107p. Tese (Doutorado em Entomologia)-Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo.

PATEL, H. M.; JHALA, R. C.; PANDYA, H. V.; PATEL, C. B. Biology of whitefly (*Bemisia tabaci*) on okra (*Hibiscus esculentus*). **Indian Journal of Agricultural Science**, New Delhi, v. 62, p. 497-499, 1992.

PEÑA, E. A.; PANTOJA, A.; BEAVER, J.; ARMSTRONG, A. Oviposición de *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae) en cuatro genotipos de *Phaseolus vulgaris* L. (leguminosae) con diferentes grados de pubescencia. **Folia Entomologica Mexicana**, México, v. 87, p. 1-12, 1993.

PIVEN, N. M.; De UZCÁTEGUI, R. C.; INFANTE, D. H. Resistance to tomato yellow mosaic virus in species of *Lycopersicon*. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 79, n. 6, p. 590-594, 1995.

PROKOPY, R. J.; OWENS, E. D. Visual detection of plants by herbivorous insects. **Annual Review Entomology**, Stanford, v. 28, p. 337-364, 1983.

ROSSEL, R. C.; BEDFORD, I. D.; FROHLICH, D. R.; GILL, R. J.; BROWN, J. K.; MARKHAM, P. G. Analysis of morphological variation in distinct populations of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 90, n. 5, p. 575-589, 1997.

ROSSETTO, C. J.; COSTA, A. S.; MIRANDA, M. A. C.; NAGAI, V. ; ABRAMIDES, E. Diferenças na oviposição de *Bemisia tabaci* em variedades de soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Jaboticabal, v. 6, p. 256-263, 1977.

SALAS, J.; MENDOZA, O. Biology of the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on tomato. **Florida Entomologist**, Gainesville, v. 78, n. 1, p. 154-160, 1995.

SALGUERO, V. Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca-virosis. In: HILJE, L.; ARBOLEDA, O. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en America Central y Caribe: **Memoria...** 1993, Turrialba: CATIE, 1993. p. 20-26.

SÁNCHEZ, A.; POUEY, F. G.; ESPARZA, D. Biología de la mosca blanca del tabaco, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) y potencial para desarrollar sus poblaciones sobre cinco especies de plantas hospederas. **Revista Faculdade de Agronomia**, Porto Alegre, v. 14, p. 193-206, 1997.

SANTOS, W. J. Monitoramento e controle das pragas do algodoeiro. In: CIA, E. FREIRE, E.C.; SANTOS, W. J. **Cultura do algodoeiro**. Piracicaba: Potafós, 1999. p. 179.

SAS, J. V.; WOETS, J.; LENTEREN, J. C. V. Determination of host-plant quality of gherkin (*Cucumis sativis* L.), melon (*Cucumis melo* L.) and gerbera (*Gerbera jamesonii* Hook) for the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae). **Faculteit Landbouwwetenschappen Rijksuniversiteit**, Ghent, v. 43, p. 409-420, 1978.

SCHUSTER, D. J.; STANSLY, P. A.; POLSTON, J. E. Expressions of plant damage by *Bemisia*. In: GERLING, D.; MAYER, R. T. (Ed.) **Bemisia 1995**: taxonomy, biology, damage, control and management. Andover: Intercept, 1996. p. 153-166.

SERRANO, I.; SERMEÑO, J. M.; LARIOS, J. F. Las moscas blancas en El Salvador. In: HILJE, L.; ARBOLEDA, O. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en America Central y Caribe: **Memoria...** 1993, Turrialba: CATIE, 1992. p. 42-49.

SEVERO, G. A mosca branca é um arraso. **A Granja**, Porto Alegre, v. 57, p. 25-27, 1999.

SILVA, G. G.; PRAÇA, E. F.; MENEZES, J. B.; G. JUNIOR, J.; VIEIRA, C. P. G. Qualidade de híbridos de melão após a aplicação de imidacloprid para controle da mosca branca. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 179-182, 2000.

SILVEIRA, C. A. Mosca branca: a miniatura que assusta o Brasil. **Cultivar**, Pelotas, v. 1, n. 12, p. 8-10, 1999.

SIMMONS, A.M. Oviposition on vegetables by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): temporal and leaf surface factors. **Environmental Entomology**, College Park, v. 23, n. 2, p. 381-389, 1994.

SIPPELL, D. W.; BINDRA, O.S.; KHALIFA, H. Resistance to whitefly (*Bemisia tabaci*) in cotton (*Gossypium hirsutum*) in the Sudan. **Crop Protection**, Guildford, v. 6, n. 3, p. 171-178, 1987.

SKINNER, R.H.; COHEN, A.C. Phosphorous nutrition and leaf age effects on sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) host selection. **Environmental Entomology**, College Park, v. 23, p. 693-698, 1994.

STADLER, E. Oviposition and feeding stimuli in leaf surface waxes. In: JUPINER, B.E.; SOUTHWOOD, T.R.E. (Ed.). **Insects and the plant surface**. London: Chapman e Hall Ltda., 1986. p. 105-121.

SUMMERS, C.G. Phototactic behavior of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) crawlers. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 90, n. 3, p. 372-379, 1997.

TOSCANO, N. C.; CASTLE, T.J.; PRABHAKER, N. Invasions by *Bemisia* and its exploitation if agricultural systems, p. 1-6. In: INTERNACIONAL WORKSHOP ON *BEMISIA* AND GEMINIVIRUSES. San Juan, Puerto Rico. 1998.

TOSCANO, L.C. **Resistência de genótipos de tomateiro (*Lycopersicon* spp.) ao ataque da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).** 2001. 104f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal, Universidade Estadual Paulista, 2001.

TOSCANO, L.C.; SANTOS, T.M.; BOIÇA JÚNIOR, A.L. Preferência de *Bemisia tabaci* biótipo B para oviposição em cultivares de algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 1, p. 155-160, 2003.

TSAI, J. H.; WANG, K. Development and reproduction of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on five host plants. **Environmental Entomology**, Lanham, v. 25, n. 4, p. 810-816, 1996.

VALLE, G. E. **Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* biótipo B.** 2001. 79f. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) – Instituto Agrônômico de Campinas, Campinas, 2001.

VALLE, G. E.; LOURENÇÃO, A. L. Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 31, n. 2, p. 285-295, 2002.

VAN LENTEREN, J. A; NOLDUS, L.P. J.J. Whitefly-plant relationships: behavioral and ecological aspects. In: GERLING, D. (Ed.). **Whiteflies**: their bionomics, pest status and management. Andover: Intercept, 1990. p. 47-89.

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

VILLAS BÔAS, G.L.; FRANÇA, F.H.; DE A'VILA, A.C.; BEZERRA, I.C. **Manejo integrado da mosca branca. *Bemisia argentifolii***. Brasília: Embrapa, 1997. 11p. (Circular Técnica, 9).

VISSER, J.H. Host-plant finding by insects: orientation, sensory input and search patterns. **Journal of Insect Physiology**, Oxford, v. 34, p. 259-268, 1988.

WALKER, G.P.; PERRING, T.M. Feeding and oviposition behavior of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) interpreted from AC electronic feeding monitor waveforms. **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 18, p. 363-374, 1994.

WILSON, F.D.; FLINT, H.M.; STAPP, B.R.; PARKS, N. J. Evaluation of cultivars, germplasm lines, and species of *Gossypium* for resistance to biotype "B" of sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 86, n. 6, p. 1857-1862, 1993.

APÊNDICE

Tabela I. Dados médios mensais de temperatura (°C) e umidade relativa (%), coletados no período de outubro de 2003 a dezembro de 2004 em Jaboticabal/SP.

Mês	Temperatura (°C)			Umidade Relativa (%)
	Max.	Mín.	Média	
10/2003	31,7	17,8	24,0	60,6
11/2003	30,7	19,0	24,0	68,7
12/2003	31,3	20,4	25,0	74,1
01/2004	30,1	19,9	24,0	79,4
02/2004	29,9	19,4	23,7	79,3
03/2004	30,7	18,3	23,4	75,0
04/2004	29,7	18,1	22,8	77,6
05/2004	25,4	14,1	18,7	80,1
06/2004	25,6	13,0	18,1	76,8
07/2004	25,3	12,5	17,8	73,8
08/2004	29,5	13,3	20,5	56,9
09/2004	33,8	17,9	25,0	45,5
10/2004	28,9	17,5	22,3	70,8
11/2004	30,4	18,8	23,9	67,9
12/2004	30,6	19,3	23,9	75,8

Tabela II. Dados diários de temperatura (°C) e umidade relativa (%), coletados durante o estudo de desenvolvimento de *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro no período de 01 de novembro a 14 de dezembro de 2004 em Jaboticabal/SP.

Novembro	Temperatura (°C)			Umidade Relativa (%)
	Max.	Mín.	Média	
01	30,6	19,4	24,3	73,1
02	34,4	19,2	24,7	69,3
03	33,2	18,6	26,7	59,5
04	28,7	20,9	23,1	74,7
05	30,3	21,0	25,7	67,7
06	30,8	21,0	24,3	76,2
07	30,4	20,2	22,9	68,2
08	32,4	16,8	24,6	57,1
09	33,2	17,8	25,5	56,9
10	32,8	20,3	25,7	60,0
11	24,9	20,1	21,8	90,7
12	27,6	18,2	21,5	64,6
13	30,7	14,0	22,4	52,4
14	33,7	15,8	24,8	53,4
15	28,7	19,7	23,0	79,9
16	24,6	19,6	21,9	89,4
17	29,1	19,6	23,3	81,4
18	24,7	20,9	22,8	88,9
19	26,5	18,6	21,3	85,6
20	30,8	16,4	23,3	61,7
21	30,4	16,4	22,9	57,0
22	31,9	15,3	23,5	59,4
23	32,4	17,7	24,9	56,2
24	33,5	18,0	25,8	49,8
25	34,4	18,6	26,4	44,5
26	34,2	20,4	26,4	52,4
27	31,8	20,5	25,0	67,6
28	28,4	19,4	23,4	89,1
29	26,8	20,8	23,0	87,4
30	29,8	17,4	23,3	63,1

Tabela II. Continuação...

Dezembro	Temperatura (°C)			Umidade Relativa (%)
	Max.	Mín.	Média	
01	31,6	17,0	24,0	62,7
02	30,4	18,3	23,0	67,1
03	27,6	19,9	21,7	88,9
04	31,4	18,4	24,1	77,9
05	33,2	20,1	24,4	74,0
06	33,0	19,9	25,4	68,9
07	30,8	20,5	24,0	77,9
08	31,6	19,8	24,1	81,0
09	29,4	19,4	22,4	93,0
10	27,6	20,4	22,5	94,7
11	28,0	17,5	21,5	77,2
12	30,1	15,7	22,6	67,6
13	30,1	16,4	23,1	62,4
14	33,4	17,0	25,0	54,6
Média	30,5	18,7	23,8	70,1