DISSERTAÇÃO

ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B EM PLANTAS INFESTANTES

LIVIA DINALLI MARTINS SOTTORIVA

Campinas, SP
2010

INSTITUTO AGRONÔMICO
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA TROPICAL E SUBTROPICAL

ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B EM PLANTAS INFESTANTES

LIVIA DINALLI MARTINS SOTTORIVA

Orientador: André Luiz Lourenção

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre** em Agricultura Tropical e Subtropical, Área de Concentração em Tecnologia da Produção Agrícola

Campinas, SP
Junho 2010

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS..... iv
LISTA DE FIGURAS..... v
RESUMO..... vi
ABSTRACT..... viii
1 INTRODUÇÃO..... 1
2 REVISÃO DE LITERATURA..... 3
2.1 Aspectos biológicos de *B. tabaci*..... 3
2.2 Biótipos ou raças de *B. tabaci*..... 5
2.3 Distribuição geográfica de *B. tabaci*..... 6
2.4 Plantas hospedeiras de *B. tabaci*..... 7
2.5 Danos causados por *B. tabaci*..... 7
2.6 Manejo de *B. tabaci*..... 8
3 MATERIAL E MÉTODOS..... 12
3.1 Seleção das plantas infestantes..... 12
3.2 Criação de *B. tabaci* biótipo B..... 13
3.3 Atratividade para adultos de *B. tabaci* biótipo B e preferência para oviposição em teste com chance de escolha..... 14
3.4 Preferência para oviposição e colonização de *B. tabaci* biótipo B em teste sem chance de escolha..... 15
3.5 Desenvolvimento ovo-adulto de B. tabaci biótipo B..... 18
3.5.1 Plantas no estádio vegetativo..... 18
3.5.2 Plantas no estádio reprodutivo..... 19
3.6 Análise de agrupamento UPGMA..... 19
3.7 Obtenção dos dados de temperatura..... 19
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO..... 19
4.1 Atratividade para adultos de *B. tabaci* biótipo B e preferência para oviposição em teste com chance de escolha..... 19
4.2 Preferência para oviposição e colonização de *B. tabaci* biótipo B em teste sem chance de escolha..... 21
4.3 Desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em plantas na fase vegetativa.... 24
4.4 Desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em plantas na fase reprodutiva.. 28
4.5 Análise de agrupamento UPGMA..... 30
5 CONCLUSÕES..... 33
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 34

LISTA DE TABELAS

TABELA 1-	Médias (± EP) de atratividade para adultos (adultos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste com chance de escolha, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.....	20
TABELA 2-	Médias (±EP) de oviposição (ovos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste com chance de escolha, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.....	21
TABELA 3-	Médias (±EP) de oviposição (ovos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste sem chance de escolha, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.....	22
TABELA 4-	Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em três espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), agosto de 2009.....	24
TABELA 5-	Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em quatro espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), setembro de 2009.....	26
TABELA 6-	Viabilidade (±EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em três espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), agosto de 2009.....	27
TABELA 7-	Viabilidade (±EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), setembro de 2009.....	28
TABELA 8-	Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes na fase reprodutiva, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), abril de 2009....	29
TABELA 9-	Viabilidade (± EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes na fase reprodutiva, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), abril de 2009.....	31

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1-	Plantas infestantes em que foram avaliados aspectos biológicos de *B. tabaci* biótipo B . A- Caruru (*Amaranthus viridis*), B- Falsa-serralha (*Emilia sonchifolia*), C- Maria-pretinha (*Solanum americanum*), D- Picão-preto (*Bidens pilosa*), E- Leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), F- Picão-branco (*Galinsoga parviflora*) e G- Corda-de-viola (*Ipomoea* sp).....	13
FIGURA 2-	A- Casa de vegetação utilizada para a criação de *B. tabaci* biótipo B; B- Interior da casa de vegetação, com bancadas com plantas de soja e couve para reprodução e alimentação dos insetos.....	13
FIGURA 3-	Detalhe do foco de infestação ao centro (planta de tomate), colocada de forma eqüidistante das plantas: falsa-serralha, soja, corda-de-viola e caruru. Campinas (SP), novembro de 2009.	14
FIGURA 4-	Vaso com suporte de ferro e "voil" para o confinamento dos adultos de *B. tabaci* biótipo B na planta, em experimento de preferência para oviposição sem chance de escolha. Campinas, (SP), novembro de 2009.....	16
FIGURA 5-	Escala de notas de colonização de *B. tabaci* biótipo B (COELHO et al. 2009) nas plantas infestantes, variando entre 1 e 7, sendo: 1= folhas sem infestação, 2= folhas com poucos ovos e ninfas,...7= folhas totalmente infestadas por ovos e ninfas.....	17
FIGURA 6-	Colonização de *Bemisia tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes, em comparação com a soja, em condição de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.....	23
FIGURA 7-	Classificação hierárquica das plantas infestantes como hospedeiras de *B. tabaci* biótipo B por distância euclidiana calculada a partir das variáveis 'atratividade de adultos (adultos/cm²)', 'desenvolvimento ovo-adulto', 'viabilidade de ovos e ninfas com plantas em estádio reprodutivo'; 'oviposição em testes com e sem chance de escolha' e 'colonização', pelo método UPGMA de agrupamento.....	32

Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B em plantas infestantes

RESUMO

A adoção de práticas culturais é necessária no manejo de *Bemisia tabaci* biótipo B, destacando-se a eliminação de restos culturais e de outras possíveis plantas hospedeiras do inseto presentes na área. Torna-se de interesse saber quais plantas são hospedeiras de *B. tabaci*, favorecendo sua perpetuação e multiplicação numa dada área no período de pousio. Em 2008 e 2009, em casa de vegetação, avaliaram-se a atratividade para adultos, a preferência para oviposição em testes com e sem chance de escolha, o desenvolvimento ovo-adulto em plantas nos estádios vegetativo e reprodutivo, e a colonização de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes em comparação com a soja, considerada excelente hospedeira desse inseto. O leiteiro (*Euphorbia heterophylla*) foi a planta mais atrativa para adultos, com 12,2 adultos/cm², em contraste com picão-preto e corda-de-viola (*Ipomoea* sp), com 1,4 adultos/cm². No teste de oviposição com chance de escolha, novamente o leiteiro destacou-se com 171,1 ovos/cm², seguido da soja com 83,5 ovos/cm²; por outro lado, as menores médias de ovos foram observadas em corda-de-viola (20,1 ovos/cm²) e picão-branco (*Galinsoga parviflora*) (20,0 ovos/cm²). Já no teste sem chance de escolha, essas médias de oviposição caíram, mas o leiteiro permaneceu com o maior valor (59,0 ovos/cm²) e a corda-de-viola, novamente com o menor valor (6,7 ovos/cm²). Para avaliar o desenvolvimento ovo-adulto em plantas em estádio vegetativo, realizaram-se dois experimentos. No primeiro, utilizaram-se as plantas maria-pretinha (*Solanum americanum*), falsa-serralha (*Emilia sonchifolia*) e caruru (*Amaranthus viridis*), em comparação com a soja. A viabilidade de ovos manteve-se acima de 90%, com exceção do caruru, que apresentou média de 87,5%. Quanto à viabilidade de ninfas, a maior média foi induzida pela soja (95%) enquanto o caruru induziu a menor (75%). Quanto ao tempo de desenvolvimento, maria-pretinha induziu o menor (32,0 dias), enquanto em caruru esse período durou 35,7 dias. O segundo experimento foi composto por picão-preto (*Bidens pilosa*), picão-branco, leiteiro e falsa-serralha, em comparação com a soja. As maiores viabilidades de ovo foram observadas na soja e no leiteiro, próximas a 97%, e a menor em picão-preto, com 90,5%. Já as taxas de viabilidade de ninfa apresentaram-se entre 75,5% (corda-de-viola) e 93% (soja). Também houve diferenças significativas no ciclo ovo-adulto,

destacando-se o leiteiro com 26,7 dias, em comparação com o picão-preto, em que o ciclo da mosca-branca foi completado em 35 dias. No desenvolvimento ovo-adulto em plantas no estádio reprodutivo, observou-se viabilidade de ovo de 92% para caruru e 100% para soja e falsa-serralha, enquanto a viabilidade das ninfas oscilou entre 74 e 97%. Para o tempo de duração, maria-pretinha induziu o menor valor, com 36,3 dias, em contraste com o caruru, em que essa fase durou 49,1 dias. Os menores graus de colonização foram apresentados por picão-preto e corda-de-viola, com nota média de 1,2 e 1,0, respectivamente. No dendrograma obtido por análise de agrupamento UPGMA, o leiteiro diferencia-se das demais infestantes, sendo considerado o melhor hospedeiro para a mosca-branca. Apesar de as diferenças observadas entre essas infestantes com relação às variáveis estudadas, em todas elas há a reprodução do inseto, permitindo sua manutenção em uma dada área, dando condições para reinfestações após a entressafra. Assim, a eliminação dessas plantas antes de um novo plantio é componente importante em um programa de manejo de *B. tabaci* biótipo B.

Palavras-Chave: Aleyrodidae, controle cultural, manejo de mosca-branca.

Biological aspects of silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* B biotype in weeds

ABSTRACT

The adoption of cultural practices is necessary for *B. tabaci* biotype B control. In this type of control the elimination of crop residues and other possible host plants of the insect, is important. Therefore it is interesting to know which most common weeds are good hosts for *B. tabaci*, favoring perpetuation and multiplication in a given area in the landing period. Between 2008 and 2009, in a greenhouse, open choice and no-choice assays were made for adult attractiveness, oviposition preference, egg-adult developing in seven weeds (in vegetative and reproductive stages) and colonization in comparison with soybean, with five replicates. *Euphorbia heterophylla* was the most attractive to adults, with 12.2 adults / cm ², in contrast to hairy black and rope-glory with 1.4 adults / cm ². In free choice assay, *E. heterophylla*, again, stood out with 171.1 eggs / cm², followed by soybean with 83.5 eggs / cm ², on the other hand, the oviposition lowest averages were observed in *Ipomoea* sp (20.1 eggs / cm ²) and *Gallinsoga parviflora* (20.0 eggs / cm ²). In no-choice assay, these averages fell, but the *E. heterophylla* has remained with the highest value (59.0 eggs / cm ²) and the *Ipomoea* sp again with the lowest (6.7 eggs / cm ²). To evaluate the egg-adult development on plants in vegetative stage, two experiments were performed. At first, the plants used were *Solanum americanum, Emilia sonchifolia* and *Amaranthus viridis*, compared with soybean. The egg viability remained above 90%, with the exception of *A. viridis*, which had an average of 87.5%. Now the highest average of viability of nymphs was induced by soybean (95%) while *A. viridis*, again, led to lower (75%). The development time, *S. americanum* induced the lowest (32.0 days), while in *A. viridis* this period lasted 35.7 days. The second experiment was composed of *Bidens pilosa, G. parviflora, E. heterophylla* and *E. sonchifolia* in comparison with soybean. The highest rates of egg viability were observed in soybean and *E. heterophylla*, close to 97% and the lowest one in *B. pilosa* (90,5%). The nymphs viability rates were between 75,5 (*Ipomoea* sp) and 93% (soybean). There were also significant differences in egg-adult development, especially in *E. heterophylla*, with 26.7 days, compared with *B. pilosa*, in that the lifecycle of the whitefly completed in 35 days. In egg-adult development assay on plants at reproductive stage, 92% of egg viability was observed on *A. viridis* and 100%

on soybean and *E. sonchifolia,* while the nymphs viability varied between 74 and 97%. The lowest period of egg-adult development was induced by *S. americanum* (36,3 days), in contrast to *A. viridis* that this phase last 49,1 days. The lowest levels of colonization were presented by *B. pilosa* and *Ipomoea* sp, with average score of 1.2 and 1.0, respectively. In the dendrogram obtained by UPGMA cluster analysis, the milk differs from the others, being considered the best host for the whitefly. Despite the differences between these weeds, all of them are capable of breed this insect, allowing its maintenance in a given area, giving conditions for re-infestation after interseason. Thus, the elimination of these plants before planting is a new important component in a management program for B. tabaci biotype B.

Key-Words: Aleyrodidae, cultural control, whitefly management.

1 INTRODUÇÃO

Moscas-brancas são insetos que pertencem à família Aleyrodidae, ordem Hemiptera (GALLO et al., 2002). Das mais de 1.450 espécies descritas em todo o mundo (MOUND & HALSEY, 1978), as mais importantes são a mosca-branca de casa de vegetação, *Trialeurodes vaporariorum* (West.) e *Bemisia tabaci* (Genn.) (OLIVEIRA, 2001).

Acredita-se que *B. tabaci* tenha origem no subcontinente indiano, devido à grande abundância e diversidade de espécies de inimigos naturais presentes na região (BROWN et al., 1995).

No Brasil, essa espécie é conhecida desde 1923 (BONDAR, 1928), ocorrendo desde então, em várias culturas e plantas infestantes em baixas infestações, sendo sua importância atribuída à transmissão de vírus. Em 1968, em lavouras de algodão no norte do estado do Paraná, e em 1972/73, em campos de soja, feijão e algodão também no norte do Paraná e na região sul do estado de São Paulo, foram observados surtos populacionais de *B. tabaci* (COSTA et al., 1973).

Após essas constatações, somente no início da década de 90 é que foram detectados novos surtos de mosca-branca no Brasil, mais precisamente no estado de São Paulo, referindo-se à introdução do biótipo B de *B. tabaci*, também conhecido como *B. argentifolii* (LOURENÇÃO & NAGAI, 1994). Em seqüência a essas infestações em São Paulo, esse biótipo rapidamente se espalhou pelas principais fronteiras agrícolas do país, não sendo registrada sua presença atualmente em poucos estados da região norte (LOURENÇÃO et al., 2001).

Após sua introdução no Brasil, *B. tabaci* biótipo B deslocou as populações de *B. tabaci* que aqui existiam (biótipo A), predominando atualmente nas áreas agrícolas do país. O biótipo A não era considerado importante como praga, apenas como vetor de vírus. Sua maior importância estava relacionada à transmissão do vírus causador do mosaico-dourado-do-feijoeiro (*Bean golden mosaic virus*), doença limitante da cultura (BROWN et al., 1995; SINGH et al, 2000).

Já o biótipo B, além de atuar como vetor de vírus, também é considerado uma praga pelos seus danos diretos. Esses danos são caracterizados pela alimentação (sucção de seiva e injeção de substâncias tóxicas), reduzindo o vigor da planta; pela indução de

anomalias fisiológicas, e pela deposição de grande quantidade de secreção açucarada, que prejudica os processos fisiológicos da folha e favorece a ocorrência de fumagina, um fungo escuro do gênero *Capnodium*. As anomalias fisiológicas referem-se principalmente à folha-prateada-da-aboboreira e ao amadurecimento-irregular-dos-frutos-do-tomateiro, que são provocadas pela alimentação das ninfas dessa mosca-branca (MAYNARD & CANTILIFFE, 1989).

Como vetor de vírus, infestações de *B. tabaci* biótipo B em lavouras de tomate no estado de São Paulo a partir de 2000, provocaram infecções generalizadas de geminivírus (*Tomato yellow vein streak virus* – TYVSV), com destaque para os anos de 2001 e 2002, quando houve reduções significativas na quantidade e na qualidade do tomate produzido, com grandes prejuízos aos tomaticultores (COLARICCIO et al., 2007; FIRMINO et al., 2009).

Em outras regiões, foram observadas infecções de outros geminivírus, como *Tomato severe rugose virus* e *Tomato rugose mosaic virus*, com transmissão também por esse inseto (COLARICCIO et al., 2006; COLARICCIO et al., 2007). Em feijoeiro, esse biótipo de *B. tabaci* também transmite com eficiência o vírus causador do mosaico-dourado-do-feijoeiro (YUKI et al., 1998).

De modo geral, para as culturas atacadas pela mosca-branca *B. tabaci* biótipo B, seu manejo deve se apoiar no controle químico, resistência varietal ao inseto e/ou ao vírus transmitido (CHU et al., 2001) e práticas culturais, cuja integração possa favorecer a ação de inimigos naturais da praga (HILJE & MORALES, 2008).

Considerando-se sua natureza preventiva, as práticas culturais podem desempenhar papel importante no manejo de moscas-brancas em sistemas agrícolas. Assim, podem ser destacadas medidas como rotação de culturas, destruição de restos culturais, períodos livres de plantio e o manejo de plantas infestantes, as quais se mostram efetivas se usadas em escala regional.

Diversas plantas infestantes podem, além de servir de hospedeira para *B. tabaci* biótipo B, também servir de hospedeiras para os vírus por ela transmitidos (ARNAUD et al., 2007).

Portanto, com este trabalho, objetiva-se avaliar aspectos biológicos de *B. tabaci* biótipo B em plantas da vegetação espontânea comuns nas áreas de agricultura intensiva do estado de São Paulo, identificando quais são mais adequadas à reprodução do inseto.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos biológicos de *B. tabaci*

São insetos pequenos, com os adultos medindo de 1 a 2 mm de comprimento e 0,36 a 0,51 mm de largura; a fêmea é maior que o macho, sendo que ambos possuem o dorso amarelo-pálido e as asas brancas (SOUZA & VENDRAMIM, 2000). São sugadores de seiva, como os demais membros da subordem Sternorrhyncha, com aparelho digestivo diferenciado em "câmara-filtro", que permite que o excesso de alimento sugado seja excretado como *honeydew* (GALLO, et al, 2002).

VILLAS BÔAS et al. (1997) assinalam que os ovos de *B. tabaci* são piriformes, de 0,18 a 0,21 mm de comprimento a 0,06 a 0,09 mm de largura; são inicialmente brancos e, próximos à eclosão, tornam-se vermelhos amarelados a café. São colocados isoladamente ou em grupos no tecido foliar, na face abaxial das folhas mais jovens, com pilosidade moderada, para que fiquem protegidos contra o vento e dessecação (EICHELKRAUT & CARDONA, 1989; SIMMONS, 1994). Essa oviposição na face abaxial também pode ser devida a sua cutícula geralmente menos espessa e mais próxima ao floema, facilitando a alimentação (VENDRAMIM et al., 2009).

Os ovos das moscas-brancas possuem uma extensão do córion chamada de pedicelo (BYRNE & BELLOWS JUNIOR, 1991), com função de fixar o ovo ao tecido foliar (PAULSON & BEARDSLEY, 1985). Além dessa função, pesquisadores têm sugerido que a principal função do pedicelo dos ovos das moscas-brancas seja servir como veículo de absorção de água a partir da planta hospedeira (BUCKNER et al., 2002).

Os principais fatores que afetam o desenvolvimento do inseto são a planta hospedeira e a temperatura. As fêmeas ovipositam preferencialmente na face inferior das folhas jovens (VENDRAMIM et al., 2009) e, após a eclosão, as ninfas se locomovem pela folha até um local adequado para sua fixação, durante um período que pode variar de uma até várias horas. Após inserirem seu aparelho bucal e atingirem o floema da planta, permanecem sésseis até a emergência dos adultos (BYRNE & BELLOWS JUNIOR, 1991).

MUSA & REN (2005) citam que o número de ovos depositado por fêmea, a 26°C, foi de 160,9 ovos em soja e de 98,0 ovos em feijoeiro. Já ORIANI et al. (2008) observaram fecundidade total máxima de 160 ovos, para uma fêmea proveniente de um

genótipo de feijoeiro (Porrillo 70).

O ciclo dura, em temperaturas entre 25 e 27ºC, de 16 a 25 dias, conforme a planta hospedeira e condições ambientais, sendo em média oito dias para o período de incubação e 12 a 21 dias para a fase ninfal (WAGNER, 1995). A temperatura ideal está na faixa de 25 a 30ºC (YEE & TOSCANO, 1996; WAGNER, 1995).

CAMPOS et al. (2009) constataram em algodão médias de desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B próximas a 23 dias e viabilidade ninfal entre 40,3 e 64,2%, sob condições de casa de vegetação. Também em casa de vegetação, SILVA et al. (2008) acompanharam o desenvolvimento desse inseto em genótipos de batata, tendo seu ciclo se completado entre 21 e 23 dias em diferentes genótipos.

Em feijão, o ciclo pode durar 21,9 dias e, em repolho, 20,5 dias, a 25°C (VILLAS BÔAS et al., 2002). Em genótipos de meloeiro, esse biótipo completou seu desenvolvimento entre 24 e 25,4 dias, obtendo taxa de emergência de adultos variando entre 68,2 e 90,9% (COELHO et al., 2009).

Em genótipos de tomateiro, FANCELLI & VENDRAMIM (2002) observaram período de incubação de aproximadamente 11 dias e duração de fase de ninfa entre 24 e 25 dias. Nesse mesmo estudo, a viabilidade de ovos variou de 74,7 a 95,8% e a viabilidade das ninfas permaneceu entre 42,3 e 86,9%.

MUSA & REN (2005) avaliaram o desenvolvimento e a reprodução em soja e dois tipos de feijão (*Phaseolus vulgaris* e *Vigna unguiculata*). Em soja o desenvolvimento do inseto foi mais rápido, completando o ciclo em 18,2 dias; já em *P. vulgaris* e *V. unguiculata* o ciclo completou-se, respectivamente, em 27,8 e 22,7 dias. Esses autores ainda mostraram que 95,97% dos ovos depositados na soja sobreviveram e, a porcentagem de sobrevivência dos ovos em *P. vulgaris* e *V. unguiculata* foi de 88,85 e 91,36%, respectivamente. As taxas de viabilidade de ninfas de *B. tabaci* biótipo B em soja, *P. vulgaris* e *V. unguiculata* foram de 77,14; 64,08 e 70,04%, respectivamente.

ORIANI et al. (2008) observaram taxas menores de sobrevivência de ovos em genótipos de feijão variando de 77,5 a 85,4% , mas os resultados de desenvolvimento foram semelhantes, com valores entre 21 e 26,5 dias para ciclo ovo-adulto. Em contraste a esses resultados, MANSARAY & SUNDUFU (2009) relacionaram 16 a 20 dias de duração de período ovo-adulto em soja e 19 a 23 dias em feijoeiro (*P. vulgaris*).

ALBERGARIA & CIVIDANES (2002), ao avaliar a biologia de *B. tabaci* biótipo B em soja em diferentes temperaturas, detectaram que, aos 15°C, o

desenvolvimento ovo-adulto completa-se em 70 dias, com sobrevivência de 64%. Ainda de acordo com esses autores, a temperatura ótima para o desenvolvimento desse inseto seria de 30°C, na qual seu ciclo completa-se em 21,8 dias, induzindo sobrevivência de 90% dos indivíduos.

Ao comparar o período de desenvolvimento de ovo a adulto, GERLING et al. (1986) verificaram que, o ciclo pode finalizar em 85 dias no inverno, entretanto, no verão, esse total pode ser de 14 dias, sendo a taxa de desenvolvimento correlacionada positivamente ao comprimento do dia e negativamente a temperaturas superiores a 33ºC.

Quanto à longevidade, machos têm vida mais curta que as fêmeas, sendo que, no verão, fêmeas vivem de uma a três semanas e machos menos que uma, enquanto no inverno esses insetos vivem mais de dois meses (BYRNE & BELLOWS JUNIOR, 1991).

2.2 Biótipos ou raças de *B. tabaci*

B. tabaci é um caso clássico dentro de Aleyrodidae quanto ao desenvolvimento de raças ou biótipos. A complexidade das populações desse inseto começou a se tornar evidente à medida que a agricultura tornava-se mais moderna e expandia-se pelo mundo (PERRING, 2001; OLIVEIRA & LIMA, 2006).

A existência de diferentes biótipos de *B. tabaci* foi proposta na década de 1950, a partir da descoberta de populações morfologicamente semelhantes, mas genética e biologicamente diferentes, com hospedeiros distintos e diferente capacidade de transmissão de vírus (BROWN et al., 1995).

B. tabaci representa um complexo de 41 populações diferentes (PERRING, 2001), separadas por técnicas de caracterização molecular, mas apenas 24 foram divididas em biótipos específicos, enquanto as outras 17 ainda não foram classificadas (PERRING, 2001).

A complexidade da espécie *B. tabaci* tem gerado inúmeros trabalhos que utilizam diversas técnicas moleculares para a análise do seu DNA nuclear e mitocondrial (SILVA et al., 2009), como por exemplo, PCR (Polymorphic Chain Reaction) e RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA) (DE BARRO, 2005).

Dentre os biótipos conhecidos, o B e o Q são considerados os mais nocivos. O biótipo B tem ampla gama de hospedeiros e alta fecundidade, além da capacidade de dispersão a longas distâncias (BROWN, 2000). Quanto ao biótipo Q, observado pela

primeira vez na Espanha e em Portugal (GUIRAO et al., 1997), foi recentemente reconhecido como praga séria, como vetor de vírus e com capacidade de alcançar altas densidades populacionais (CHU et al., 2006).

Alguns autores, como MUÑIZ (2000), atestam diferenças na adequação de hospedeiro e parâmetros de desenvolvimento entre esses dois biótipos. Esse autor observou maior porcentagem de adultos por dia e maior número de pupas por planta para o biótipo Q, em cinco plantas da vegetação espontânea, na Espanha, em comparação com o biótipo B.

2.3. Distribuição geográfica de *B. tabaci*

B. tabaci encontra-se espalhada em todos os continentes, com exceção apenas da Antártica (OLIVEIRA et al., 2001). Nas Américas do Sul e Central, *B. tabaci* apresenta ampla distribuição, tendo sua presença sido relatada nos seguintes países: Argentina, Barbados, Brasil, Colômbia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Jamaica, México, Nicarágua, Panamá, Porto Rico, República Dominicana e Venezuela (LIMA et al., 2002).

No Brasil, a incidência de *B. tabaci* biótipo B em culturas de expressão econômica em 23 Estados da Federação e Distrito Federal vem causando perdas significativas para a agricultura do país (LIMA et al., 2003), desde sua primeira constatação no início dos anos 90, feita por LOURENÇÃO & NAGAI (1994). Naquela ocasião, esses autores verificaram altas populações do biótipo B no Estado de São Paulo, na região de Campinas; infestações severas foram observadas em plantas ornamentais e também em culturas de brócolis, berinjela, abóbora e tomate, nestas últimas duas causando, respectivamente, o prateamento das folhas e o amadurecimento irregular dos frutos, anomalias fisiológicas relacionadas à alimentação das ninfas (LOURENÇÃO & NAGAI, 1994).

O biótipo Q foi observado primeiramente na península Ibérica (GUIRAO et al., 1997). Atualmente já foi encontrado na China em berinjela, girassol, bico-de-papagaio; em Israel em algodão e; na Espanha em tomate (CHU et al., 2006). Também há ocorrências desse biótipo em batata na Síria (FUJIIE et al., 2009), em bico-de-papagaio na Nova Zelândia (SCOTT, et al., 2007) e em tomateiros no Japão (UEDA & BROWN, 2006).

2.4 Plantas hospedeiras de *B. tabaci*

Como planta hospedeira, ou simplesmente hospedeiro, entende-se a espécie vegetal em que o inseto é capaz de se reproduzir, perpetuando a espécie e avançando gerações. Para *B. tabaci*, OLIVEIRA et al. (2001), PERRING (2001) e BERRY et al. (2004) relacionam mais de 900 espécies de plantas diferentes como hospedeiras, o que caracteriza esse inseto como altamente polífago. Dentre plantas infestantes, destacam-se guanxuma (*Sida sp*.), serralha-verdadeira (*Sonchus oleraceus*), joá-bravo (*Solanum viarum*), ipoméia (*Ipomoea acuminata*), picão (*Bidens pilosa*), joá-de-capote (*Nicandra physaloides*), datura (*Datura stramonium*) e leiteiro ou amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla*); já entre as culturas de expressão econômica, podem ser relacionadas soja, feijão, caupi (leguminosas), melancia, melão, abóboras, chuchu, pepino (cucurbitáceas), brócolis, repolho, couve, couve-flor (brássicas), tomate, batata, berinjela, jiló, fumo (solanáceas), algodão, alface, quiabo e diversas ornamentais (crisântemo, bico-de-papagaio, gérbera, entre outras) (PERRING, 2001; ARRUDA et al., 1998).

2.5 Danos causados por *B. tabaci*

Nas duas últimas décadas, biótipos de *B. tabaci*, passaram de pragas secundárias para primárias, causando impacto econômico e sócio-ambiental, por seus prejuízos diretos e indiretos (LIMA et al., 2002).

B. tabaci causa danos a inúmeras culturas de importância econômica; por exemplo, induz desordens fisiológicas, formação de fumagina devido à excreção de *honeydew* e transmite fitoviroses (BERRY et al., 2004).

Ao sugar a seiva das plantas, as moscas-brancas podem causar injúrias como murchamento das plantas, amadurecimento irregular dos frutos e até a morte (OLIVEIRA et al., 2001). Em adição, diversos fungos, coletivamente chamados de fumagina devido à sua aparência negra, podem crescer sobre o *honeydew* excretado pelas moscas-brancas. A fumagina pode impedir a luz solar de alcançar a superfície foliar, reduzindo a fotossíntese, além de prejudicar os frutos, quando incidir sobre eles, tornando-os não-comercializáveis (ISLAM & SHUNXIANG, 2007). As perdas pela sucção da seiva podem chegar a 50% da produção, quando ocorrerem altas infestações (VILLAS BÔAS et al., 1997).

Um efeito indireto da alimentação das moscas-brancas é a transmissão de

fitovírus, muitos dos quais de importância econômica (JONES, 2003). De acordo com esse autor, dentre todas as espécies de moscas-brancas descritas, apenas algumas dos gêneros *Bemisia* e *Trialeurodes* são vetoras de vírus. Esse mesmo autor ainda afirma que no gênero *Bemisia*, apenas *B. tabaci* tem se mostrado como vetor e no gênero *Trialeurodes, T. vaporariorum* e *T. ricini* transmitem vírus.

LOURENÇÃO & NAGAI (1994) relacionam elevadas perdas na produção de hortaliças, feijão, soja, algodão, ornamentais associadas ao ataque de *B. tabaci* biótipo B. Em lavouras de feijão, por exemplo, devido à transmissão do vírus do mosaico-dourado do feijoeiro por *B. tabaci* biótipo B, as perdas variam entre 40 e 100%, de acordo com FARIA et al. (1994).

B. tabaci é uma excelente vetora de *Geminivirus*, pertencentes ao gênero *Begomovirus* (MORALES, 2001). Esses vírus possuem alta plasticidade, sendo capaz de se adaptar a um grande número de diferentes espécies cultivadas e selvagens (PADIDAM et al., 1999). Atualmente, mais de 100 begomovírus conhecidos são transmitidos por pelo menos dois biótipos de *B. tabaci* a mais de 20 diferentes espécies cultivadas de importância socioeconômica (BROWN, 1994; MORALES, 2001).

Dentre as viroses transmitidas por *B. tabaci*, destacam-se *Tomato yellow leaf curl virus, Tomato yellow vein streak virus* em tomateiro (FIRMINO et al., 2009) e *Bean golden mosaic vírus*, causador do mosaico-dourado-do-feijoeiro, este último muito importante nas Américas do Sul e Central (VILLAS BÔAS et al., 1997). Os sintomas da infecção por geminivírus estão entre amarelecimento na base dos folíolos, clareamento de nervuras, evoluindo para mosaico amarelo, redução de tamanho e enrolamento dos bordos da folha, seguido de redução da floração, paralisação no crescimento, com consequente perda na produção (MATOS et al., 2003).

2.6 Manejo de *B. tabaci*

De acordo com GERLING et al. (2001), *B. tabaci* foi se espalhando em novos territórios e causando danos extensos por quase um século e, continua a ser uma importante praga em muitas partes do mundo. As relações comerciais facilitaram sua disseminação, inclusive em sistemas de casa de vegetação em regiões temperadas na Europa e América do Norte (NARANJO & ELLSWORTH, 2001).

Há muitos defensivos agrícolas registrados para o controle de *B. tabaci* biótipo B. Contudo, o uso indiscriminado dessas substâncias químicas tem consequências como

mortalidade e deslocamento de inimigos naturais da praga, contaminação do meio ambiente e desenvolvimento de resistência do inseto aos princípios ativos de cada defensivo agrícola, aumentando assim o nível de infestação do inseto no cultivo e os danos causados (HILJE & MORALES, 2008).

B. tabaci desenvolveu resistência a várias classes de inseticidas (BROWN et al., 1995). A resistência a organofosforados, piretróides e hidrocarbonetos clorados é bastante comum e generalizada (ELBERT & NAUEN, 2000). Desde 1991, outra classe de inseticida, a dos neonicotinóides, foi registrada para o controle de pragas já resistentes a inseticidas comuns (ELBERT & NAUEN, 2000).

RAUCH & NAUEN (2003) e KARUNKER et al. (2008) constataram o desenvolvimento de resistência a pelo menos um neonicotinóide pelos biótipos B e Q, no caso o imidacloprid. Essas características foram observadas juntamente com o aumento de infestações do biótipo Q no Sul da Espanha, onde o biótipo B agora é quase ausente (SIMÓN et al., 1999).

Embora a resistência ao imidacloprid tenha sido relativamente lenta para se desenvolver, agora foi identificada como um problema emergente em várias espécies de pragas (KARUNKER et al., 2008).

O uso de agentes biológicos é outro método de controle. Contudo, apesar da presença de vários inimigos naturais (parasitóides, predadores e fungos entomopatogênicos) de *B. tabaci* e *T. vaporariorum* na América Latina, incluindo os parasitóides dos gêneros *Eretmocerus* (dez espécies) e *Encarsia* (duas espécies) (Hymenoptera: Aphelinidae), além de *Metaphicus* sp (Hymenoptera: Encyrtidae) e *Amitus* spp (Hymenoptera: Platygasteridae), esses agentes de controle não são vistos como efetivos em regiões infestadas por mosca-branca (HILJE & MORALES, 2008). Esses autores afirmam que isso acontece porque o controle biológico é mais lento comparado ao químico e é efetivo apenas em áreas em que não há uso indiscriminado de inseticidas ou vírus transmitidos pela mosca-branca.

Predadores de *B. tabaci* incluem os artrópodes pertencentes a nove ordens e 31 famílias (GERLING et al., 2001). Entre eles, esses autores listam insetos das famílias Coccinellidae, Miriidae, Anthocoridae, Chrysopidae e Phytoseiidae, além de aranhas (Araneae).

Atualmente há poucos trabalhos que auxiliam na compreensão de como predadores influenciam na densidade de moscas-brancas em campo e suas contribuições têm sido subestimadas (NARANJO, 2001). Um dos problemas é a dificuldade de

identificar predadores de *B. tabaci*, especialmente em cultivos que abrigam muitas espécies de predadores e presas (GERLING et al., 2001). Consequentemente, o número de predadores de *B. tabaci* está em constante mudança assim como sua utilidade como agentes de controle biológico (GERLING et al., 2001).

Moscas-brancas alimentam-se perfurando os tecidos das plantas e sugando a seiva diretamente a partir dos feixes vasculares. Assim, não são suscetíveis a muitos entomopatógenos, incluindo bactérias e vírus, que são normalmente transmitidos se a planta hospedeira estiver contaminada pelo patógeno, já que a infecção ocorre via alimentação. Por outro lado, a maioria dos fungos entomopatogênicos, infecta seus hospedeiros por penetração direta da cutícula (FARIA & WRAIGHT, 2001).

SAITO & SUGIYAMA (2005) assinalam que agentes microbianos, especialmente os fungos entomopatogênicos, parecem ser mais adequados que os produtos químicos para o controle da *B. tabaci* biótipo B no Japão, devido ao clima úmido. Eles ainda afirmam que há três produtos registrados para o controle dessa mosca-branca, à base dos fungos entomopatogênicos *Paecilomyces fumosoroseus* (Preferred®), *Beauveria bassiana* (BotaniGard®) e *Lecanicillium lecanii* (Mycotal®).

Os gêneros mais frequentemente encontrados em epizootias em *B. tabaci* são *Aschersonia*, *Paecilomyces* e *Lecanicillium* (RAMOS et al., 2004). No Brasil, já foram observadas epizootias de *Aschersonia* cf. *goldiana* infectando *B. tabaci* biótipo B em soja no Estado de São Paulo (LOURENÇÃO et al., 1999) e de *Lecanicillium lecanii*, também em soja, no Maranhão (LOURENÇÃO et al., 2001).

A resistência da planta hospedeira ao ataque de insetos representa uma importante estratégia e colabora para uma solução prática, de baixo custo e longa duração, para a manutenção de baixas populações de mosca-branca, reduzindo as perdas de produção (BELLOTTI & ARIAS, 2001).

Trabalhos de avaliação de resistência de várias plantas de expressão econômica a *B. tabaci* biótipo B têm sido conduzidos com o objetivo de fornecer subsídios a programas de melhoramento ou mesmo de recomendar cultivares para plantio em áreas infestadas. No Brasil, FANCELLI et al. (2003), por exemplo, avaliaram a resistência em genótipos de tomateiro, ALVES et al. (2005), em aboboreiras, COELHO et al. (2009) em meloeiro, SILVA et al. (2008) em batata e VALLE & LOURENÇÃO (2002) em soja.

Outra medida que pode ser utilizada, juntamente com outras técnicas, é o uso de coberturas sobre as plantas e/ou sementes. Na Costa Rica, para evitar a infecção por

begomovírus nos cultivos de tomate, a produção de sementes livre de vírus é feita sobre túneis cobertos por tela, nos quais as plantas ficam por 30 dias, em associação à proteção pós-transplante combinada com outras práticas culturais (HILJE & STANSLY, 2008).

Coberturas do solo também são eficientes auxiliando na não-infestação dos cultivos, já que apenas após o pouso é que há discriminação entre hospedeiro apropriado ou inapropriado; sendo inadequado, o inseto faz novo vôo e pousa novamente. A presença de plantas não hospedeiras na forma de cobertura viva aumenta o número de pousos inapropriados, o que leva ao abandono da busca e da área pelo inseto (HILJE & STANSLY, 2008).

SEQUEIRA et al. (2009) alegam que, na ausência de culturas que hospedem *B. tabaci* biótipo B durante a entressafra, plantas infestantes dicotiledôneas são os principais reservatórios desses aleirodídeos na Austrália. Eles ainda atestam que o ciclo entre plantas infestantes no outono/inverno e, culturas hospedeiras na primavera /verão, especialmente algodão, é uma característica importante da dinâmica da população dessa mosca-branca. Ainda nesse trabalho, verificou-se que a diminuição gradual de plantas infestantes em torno das áreas de algodão (por exemplo, *Sonchus*) foi consistente com o baixo nível de dispersão do inseto.

O manejo integrado de pragas é o mais indicado para a *B. tabaci* biótipo B, mas exige um conhecimento aprofundado sobre os fatores bioecológicos que sustentam a manutenção e as flutuações das populações de insetos em campo (BEZERRA et al., 2004). Esses autores ainda atentam para o fato que o papel das plantas infestantes como hospedeiros alternativos de *B. tabaci* e seu impacto sobre a infestação das espécies cultivadas merece atenção.

LANJAR & SAHITO (2007), observando o impacto de plantas infestantes em plantações de quiabo, verificaram que nas áreas em que toda a vegetação espontânea foi retirada, a população de *B. tabaci* foi mínima. HILJE (2000) também sugere a limpeza da área como uma prática em potencial para o desenvolvimento de esquemas para o manejo integrado de *B. tabaci.*

O complexo de espécies de plantas infestantes é grande e diversificado em países tropicais e podem sobreviver sobre condições adversas, servindo de reservatórios para muitas pragas e doenças (ARNAUD et al., 2007).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os estudos foram realizados em condições de cultivo protegido, no Centro Experimental Central, Instituto Agronômico (IAC), em Campinas, SP, nos anos de 2008 e 2009.

3.1 Seleção das plantas infestantes

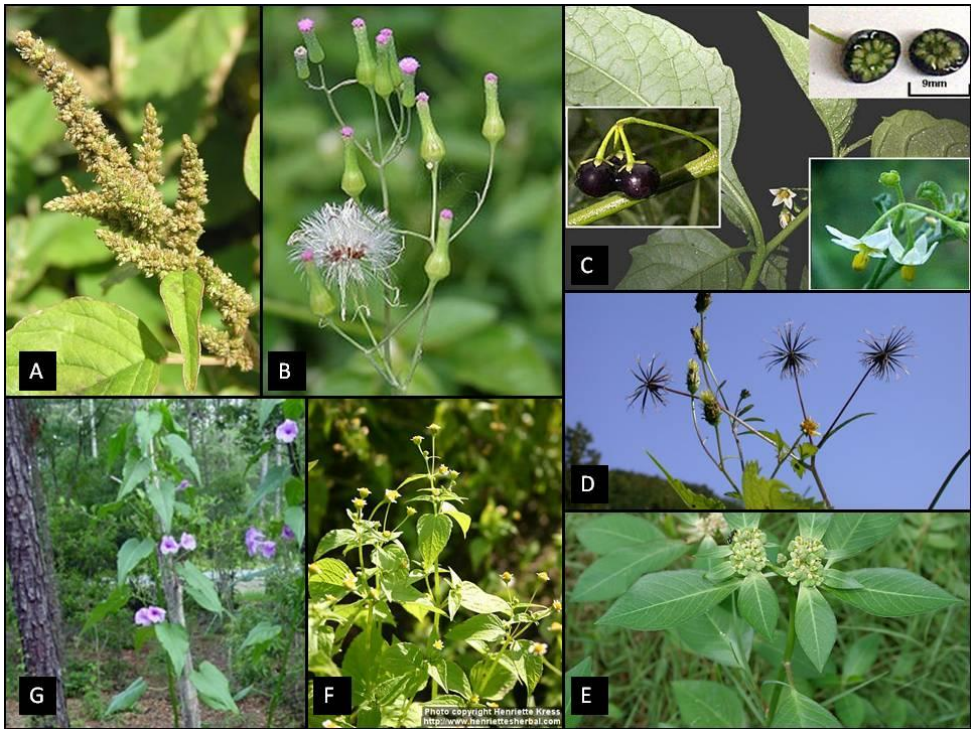

Figura 1 – Plantas infestantes em que foram avaliados aspectos biológicos de *B. tabaci* biótipo B . A- Caruru (*Amaranthus viridis*), B- Falsa-serralha (*Emilia sonchifolia*), C- Maria-pretinha (*Solanum americanum*), D- Picão-preto (*Bidens pilosa*), E- Leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), F- Picão-branco (*Galinsoga parviflora*) e G- Corda-de-viola (*Ipomoea* sp.).

Inicialmente, foi realizado um levantamento das principais espécies de plantas infestantes dicotiledôneas que ocorrem nas regiões agrícolas do Estado de São Paulo. As espécies previamente selecionadas foram: leiteiro ou amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla* L.*)*, picão-preto (*Bidens pilosa* L.), falsa-serralha (*Emilia sonchifolia* L.), picão-branco (*Galinsoga parviflora* Cav.), caruru (*Amaranthus viridis* L.), maria-

pretinha (*Solanum americanum* Mill.) e corda-de-viola (*Ipomoea* sp.) (Figura 1).

As plantas dessas espécies foram obtidas por meio de sementes coletadas em áreas do IAC e também em áreas externas ou por meio de propagação vegetativa.

3.2 Criação de *B. tabaci* biótipo B

Foi mantida criação de *B. tabaci* biótipo B em duas pequenas casas de vegetação (Figura 2) com estrutura de 3X5 m, com base de alvenaria até 1m de altura, laterais de tela fina anti-afídeo e teto de vidro. No interior há bancadas onde eram colocados vasos com soja e couve para criação do inseto. Plantas senescentes eram substituídas semanalmente por outras mais jovens, mantendo assim, condições adequadas para o desenvolvimento do inseto.

Figura 2 – A- Casa de vegetação utilizada para a criação de *B. tabaci* biótipo B; B- Interior da casa de vegetação, com bancadas com plantas de soja e couve para reprodução e alimentação dos insetos.

Periodicamente eram colocados vasos com aboboreiras para observar o prateamento das folhas e assim confirmar a identidade da mosca-branca, uma vez que o biótipo B de *B. tabaci* causa essa anomalia fisiológica (BROWN et. al., 1995).

3.3 Atratividade para adultos de *B. tabaci* biótipo B e preferência para oviposição em teste com chance de escolha

As plantas utilizadas no experimento (as sete plantas infestantes mais a soja cultivar IAC 18, utilizada como controle) foram cultivadas em vasos de 1,8 litros, supridos com água diariamente.

Cada espécie de planta infestante foi semeada em cinco vasos, com quatro sementes por vaso. Após a germinação, retiraram-se as plantas excedentes, deixando-se apenas uma planta por vaso. A partir do desenvolvimento completo do segundo par de folhas, transferiram-se os vasos para uma casa de vegetação, onde foram dispostos em blocos ao acaso, para infestação.

Para infestação artificial, vasos também de 1,8 litros, com plantas de tomate, permaneceram durante quatro horas no insetário de criação de mosca-branca. Esses tomateiros, com cerca de 300 adultos por planta, foram transferidos e distribuídos de forma eqüidistante entre as plantas infestantes, sendo um vaso com tomateiro para cada quatro vasos do experimento (Figura 3). Esse procedimento foi adaptado daquele adotado por VALLE & LOURENÇÃO (2002), para avaliação de atratividade para adultos e de preferência para oviposição de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de soja.

Figura 3 – Detalhe do foco de infestação ao centro (planta de tomate), colocada de forma eqüidistante das plantas: falsa-serralha, soja, corda-de-viola e caruru. Campinas (SP), novembro de 2009.

As avaliações (contagem de adultos) por planta foram feitas 24, 48 e 72 horas após infestação, com o auxílio de um espelho, evitando o manuseio das folhas e o vôo dos insetos. Duas folhas do terço médio de cada planta foram escolhidas para a contagem de adultos, em sua face abaxial. Essas avaliações foram feitas nas primeiras horas do dia (com temperaturas mais baixas), já que os insetos apresentam maior mobilidade nas horas mais quentes, dificultando a sua contagem.

No sexto dia, após a infestação das plantas, destacaram-se as folhas utilizadas nessa contagem, as quais foram acondicionadas em sacos plásticos em geladeira para avaliação posterior da oviposição. Para isso, utilizou-se um estereoscópio, contando-se os ovos presentes na face abaxial das folhas, sob aumento de 16x. Por último, para obtenção do número de ovos por área (cm^2), as folhas avaliadas foram reproduzidas em papel vegetal e passadas através do medidor de área foliar LI-COR (LI-3100A).

O delineamento experimental foi o de blocos ao acaso, composto por oito tratamentos (sete espécies infestantes mais a soja) com cinco repetições, totalizando 40 parcelas. Cada parcela foi constituída de um vaso com uma planta. O valor referente a cada parcela foi obtido pela média da contagem de um par de folhas. Com a análise dos resultados obtidos por meio do teste de normalidade, detectou-se a necessidade de transformação dos dados de preferência de oviposição por log (x). Para os dados de atratividade não houve necessidade de transformação. Após isso, foi feita análise de variância de todos os dados obtidos e posterior comparação de médias pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$), utilizando o programa estatístico SASM.

3.4 Preferência para oviposição e colonização de *B. tabaci* biótipo B em teste sem chance de escolha

Geralmente este teste é feito nos genótipos menos preferidos pelos insetos, comparando-os com o mais suscetível, quando há alto número de tratamentos. No presente caso, foi feito com todas as plantas utilizadas no teste com chance de escolha, pois além de haver poucos estudos relacionando mosca-branca com hospedeiros da vegetação espontânea, o número de tratamentos foi relativamente pequeno.

Quando as plantas apresentavam dois pares de folhas completamente desenvolvidas, realizou-se a infestação artificial, colocando-se aproximadamente 200 adultos por planta, capturados através de tubos de vidro, oriundos da criação. Para confinamento das moscas-brancas, foram utilizadas gaiolas com armação de ferro, cobertas com tecido de ‘voil’ e fechadas na altura mediana do vaso com barbante de

algodão (Figura 4).

As gaiolas e o método de infestação estão descritos em LOURENÇÃO (1980). Durante seis dias, os vasos permaneceram com as gaiolas, tempo suficiente para a oviposição. Após esse período, retiraram-se duas folhas de cada parcela, sendo feita a avaliação da oviposição do mesmo modo descrito para o teste com chance de escolha.

O delineamento experimental foi o de blocos ao acaso, composto por oito tratamentos, repetidos cinco vezes, totalizando 40 parcelas. Cada parcela foi constituída de um vaso com uma planta. O valor referente a cada parcela foi obtido pela média da contagem de um par de folhas. Fez-se o teste de normalidade e, para fins de análise de variância, os dados foram transformados em log(x) e analisados pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$), utilizando o programa estatístico SASM.

Figura 4 – Vaso com suporte de ferro e "voil" para o confinamento dos adultos de *B. tabaci* biótipo B na planta, em experimento de preferência para oviposição sem chance de escolha. Campinas, (SP), novembro de 2009.

Dezesseis dias após a instalação do experimento para avaliação da oviposição no teste sem chance de escolha, foi estimada a colonização das folhas por ninfas de moscas-brancas. Folhas totalmente desenvolvidas foram retiradas do terço médio das plantas e avaliadas, utilizando-se uma escala de notas variando de 1 a 7; sendo 1 = folha sem infestação; 2 = folhas com poucos ovos e ninfas;...; 7 = folha totalmente colonizada

por ovos e ninfas (Figura 5), proposta por COELHO et al. (2009). A nota final de cada parcela resultou da média de duas folhas por planta.

Para colonização, por não apresentarem normalidade, os dados foram analisados pelo teste não-paramétrico de Friedman e, as médias, comparadas através de comparações múltiplas ($p \leq 0,05$), utilizando-se o programa estatístico SAS.

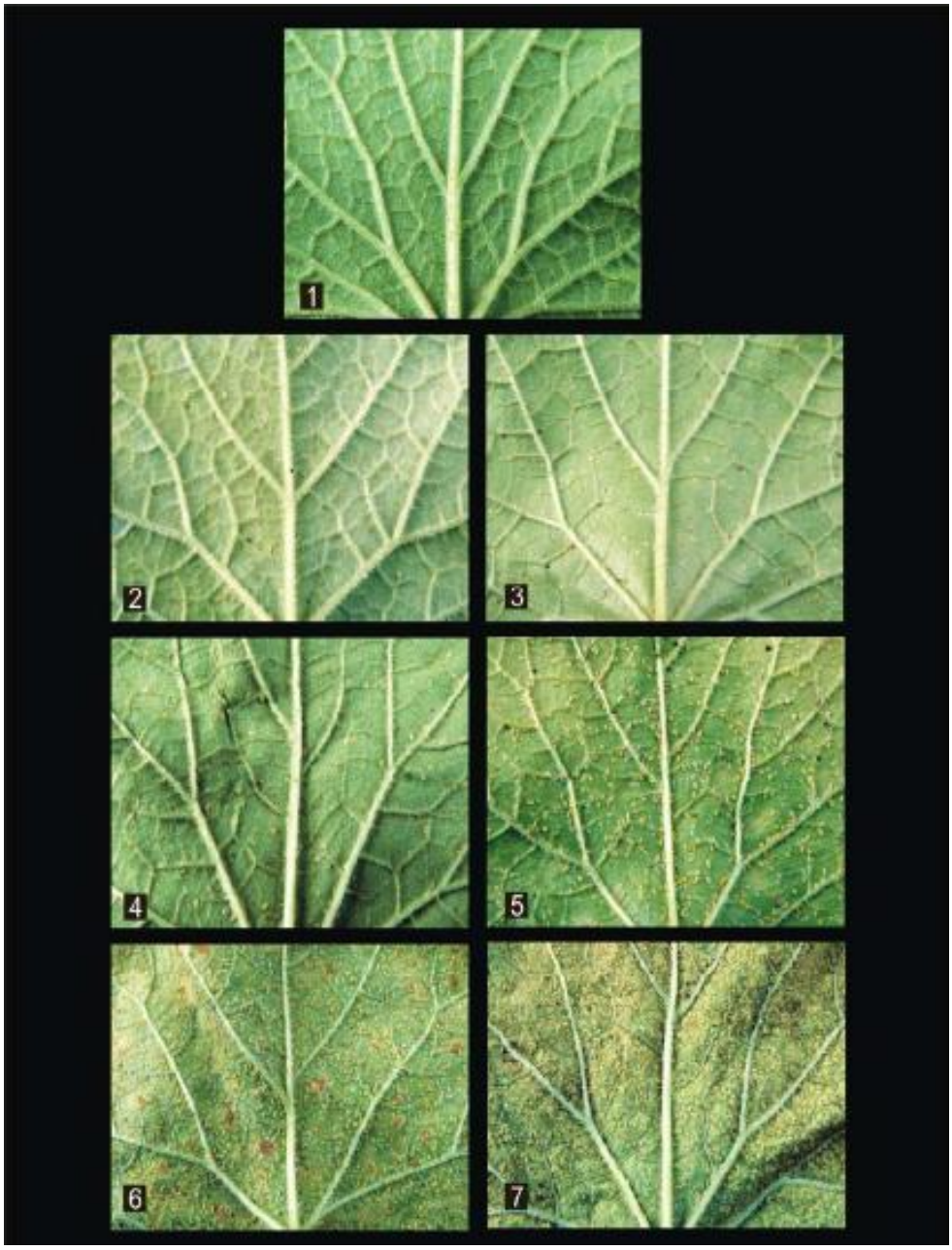

Figura 5 – Escala de notas de colonização de *B. tabaci* biótipo B (COELHO et al. 2009) nas plantas infestantes, variando entre 1 e 7, sendo: 1= folhas sem infestação, 2= folhas com poucos ovos e ninfas,...7= folhas totalmente infestadas por ovos e ninfas.

3.5 Desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B

3.5.1. Plantas no estádio vegetativo

Em um primeiro experimento, realizado em casa de vegetação na segunda quinzena de agosto de 2009, compararam-se caruru, maria-pretinha e falsa-serralha com a soja, no estádio de desenvolvimento vegetativo. A semeadura foi realizada em bandejas de poliestireno expandido de 72 células, preenchidas com substrato Plantimax®, com posterior transplante para vasos plásticos de 1,8 litros.

Quando as plantas estavam com a segunda folha completamente expandida, foram levadas ao local de criação da mosca-branca e deixadas expostas por período de quatro horas para oviposição, para evitar grandes diferenças na idade dos ovos. Após esse período, foram retiradas para eliminação dos adultos e separação de áreas com ovos. Demarcaram-se áreas foliares com 20 ovos, sendo uma área por folha e duas folhas por planta, em um total de 40 ovos por planta.

Utilizaram-se cinco plantas por espécie invasora, totalizando 200 ovos. Após a demarcação das áreas, feita com caneta de retroprojetor (ponta fina, de 1 mm), as plantas foram dispostas em delineamento de blocos ao acaso, em casa de vegetação, acompanhando-se diariamente o desenvolvimento do inseto por meio de estereoscópio.

Determinaram-se a duração e a viabilidade do período de incubação e da fase de ninfa. Em seguida, na segunda quinzena de setembro de 2009, instalou-se um segundo experimento, conduzido de forma idêntica, envolvendo corda-de-viola, picão-preto, picão-branco e leiteiro, também em comparação com a soja.

Os dados dos períodos de incubação e de ninfa foram submetidos à análise de variância sem transformação e os dados de viabilidade foram transformados em arc sen $\sqrt{x}$. As médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

3.5.2. Plantas no estádio reprodutivo

Para avaliar a adequação dessas infestantes a *B. tabaci* biótipo B quando em estágio reprodutivo, instalou-se um terceiro experimento. Os procedimentos de instalação, condução e avaliação foram semelhantes aos descritos para os experimentos da fase vegetativa, com plantas em pleno florescimento, na segunda quinzena de abril de 2009.

Os dados dos períodos de incubação e de ninfa foram submetidos à análise de variância sem transformação e os dados de viabilidade foram transformados em arc sen √x. As médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

3.6 Análise de agrupamento UPGMA

Realizou-se análise de agrupamento com todas as variáveis do experimento, com exceção da biologia de *B. tabaci* biótipo B com as plantas em estádio vegetativo. A divisão desse experimento em duas fases inviabilizou a utilização dos dados para essa análise.

A análise de agrupamento pelo método UPGMA realiza o tratamento de diversas variáveis simultaneamente, fornecendo coeficientes de similaridade (distância euclidiana) (BAKKE et al., 2008) entre os tratamentos.

3.7 Obtenção dos dados de temperatura

Os dados de temperatura foram obtidos através do Centro Integrado de Informações Meteorológicas (CIIAGRO), setor pertencente ao Centro de Ecofisiologia e Biofísica do IAC.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Atratividade para adultos de *B. tabaci* biótipo B e preferência para oviposição em teste com chance de escolha

Leiteiro foi a planta mais atrativa para *B. tabaci* biótipo B, com média de 12,2 adultos/cm² entre as três avaliações, diferindo significativamente das demais (Tabela 1). Na primeira avaliação (24h), a falsa-serralha mostrou a segunda maior média (4,5 adultos/cm²), mas não se diferenciou dos demais tratamentos, com exceção do leiteiro (12,2 adultos/cm²), e corda-de-viola, essa sendo a menos atrativa, com 1,3 adultos/cm².

Na segunda (48h) e terceira (72h) avaliações, apenas o leiteiro apresentou diferença entre os tratamentos, com as maiores médias de adultos, de 12,4 e 12,2 adultos/cm², respectivamente. Na última contagem (72h), corda-de-viola mostrou-se menos atrativa para *B. tabaci* biótipo B, com média de 1,5 adultos/cm². Já na segunda contagem (48h), a planta menos atrativa foi picão-preto, com 0,8 adultos/cm².

GACHOKA et al. (2005) avaliaram a atratividade para adultos de *B. tabaci* pertencentes a dois biótipos não identificados, designados como biótipo da mandioca e biótipo do quiabo, em cinco espécies diferentes de plantas infestantes; observaram que, após uma hora de infestação, o leiteiro possuía o maior número de adultos por planta, ratificando os resultados do presente estudo. Esses autores ainda afirmaram que a espécie *Amaranthus retroflexus* demonstrou-se uma planta menos atrativa ao inseto, na qual se observaram poucos adultos durante todo o experimento. No presente trabalho, o caruru, planta também do gênero *Amaranthus*, mostrou-se pouco atrativa para o inseto, com 2,1 adultos/ cm². Nas três avaliações, apresentou médias baixas de adultos por áreas, com valores de 2,6, 1,7 e 2,0 adultos/cm², respectivamente.

Tabela 1. Médias (± EP) de atratividade para adultos (adultos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste com chance de escolha, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.

Tratamento	**1ª Avaliação (24h)**	**2ª Avaliação (48h)**	**3ª Avaliação (72h)**	**Média**
Leiteiro	12,2 ± 1,32 a	12,4 ± 1,81 a	12,2 ± 2,14 a	12,2 ± 0,06 a
Falsa-serralha	4,5 ± 0,14 b	4,6 ± 0,27 b	4,2 ± 0,31 b	4,4 ± 0,12 b
Soja	3,5 ± 0,42 bc	3,3 ± 0,55 b	3,7 ± 0,58 b	3,5 ± 0,11 b
Maria-pretinha	4,2 ± 0,48 bc	4,2 ± 0,51 b	3,7 ± 0,40 b	4,1 ± 0,16 b
Picão-branco	3,8 ± 0,82 bc	3,7 ± 1,19 b	3,2 ± 1,03 b	3,5 ± 0,18 b
Picão-preto	1,4 ± 0,37 bc	0,8 ± 0,16 b	2,0 ± 1,26 b	1,4 ± 0,34 b
Caruru	2,6 ± 0,52 bc	1,7 ± 0,78 b	2,0 ± 0,65 b	2,1 ± 0,26 b
Corda-de-viola	1,3 ± 0,29 c	1,5 ± 0,52 b	1,5 ± 0,46 b	1,4 ± 0,06 b
CV(%)	37,0	51,5	60,0	49,5

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

CALVITTI & REMOTTI (1998) analisaram a preferência de *B. tabaci* em algumas infestantes na Itália, e esse inseto demonstrou baixa atratividade a *A. retroflexus* em testes com chance de escolha.

Com relação à oviposição (Tabela 2), o número médio de ovos em cada tratamento variou de 20 (picão-branco) a 171,1 ovos/cm² (leiteiro). Leiteiro e maria-pretinha foram as infestantes que apresentaram as mais altas médias, em contraste com picão-preto, corda-de-viola e picão-branco, os menos ovipositados, ficando falsa-serralha e caruru em posição intermediária. Diferenças na intensidade de oviposição de

B. tabaci biótipo B são comuns em estudos de resistência em plantas cultivadas, como soja (LAMBERT et al., 1995; MCAUSLANE, 1996; VALLE & LOURENÇÃO, 2002), algodão (TORRES et al., 2007), tomateiro (BALDIN et al., 2005), feijoeiro (ORIANI et al., 2008), meloeiro (COELHO et al., 2009), batata (SILVA et al., 2008), aboboreiras (BALDIN et al., 2000), entre outras. Assim, com os presentes resultados, também se verifica discriminação na preferência para oviposição dessa mosca-branca entre plantas da vegetação espontânea.

Tabela 2. Médias (±EP) de oviposição (ovos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste com chance de escolha, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.

Tratamento	**Nº ovos/cm² (*)(**)**
Leiteiro	171,1 ± 26,79 a
Soja	83,5 ± 8,21 ab
Maria-pretinha	65,2 ± 5,32 ab
Falsa-serralha	58,0 ± 6,83 bc
Caruru	40,7 ± 10,04 bcd
Picão-preto	22,5 ± 3,25 cd
Corda-de-viola	20,1 ± 7,00 d
Picão-branco	20,0 ± 3,72 d
CV(%)	13,1

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).
** Dados originais. Para análise, as médias de oviposição foram transformadas em log(x).

4.2 Preferência para oviposição e colonização de *B. tabaci* biótipo B em teste sem chance de escolha

Neste experimento foi confirmada a acentuada preferência para oviposição de *B. tabaci* biótipo B pelo leiteiro (Tabela 3), que teve a maior média de oviposição (59,0 ovos/cm²), embora não diferindo de picão-preto, picão-branco e maria-pretinha. Corda-de-viola também confirmou ser uma planta com baixa oviposição por essa mosca-branca, diferindo das demais plantas, com a menor média observada (6,7 ovos/cm²).

Comportamento diferente de oviposição foi observado em picão-preto e picão-branco, os quais haviam sido pouco ovipositados no teste com chance de escolha e neste experimento tiveram níveis altos de oviposição.

Alterações de tendência de oviposição de *B. tabaci* biótipo B em função do tipo de teste utilizado (com chance e sem chance) têm sido observadas em avaliações de

germoplasma em plantas cultivadas. Assim, em *screening* de algodoeiros para resistência a essa mosca-branca, CAMPOS et al. (2009) verificaram que a cultivar IAC-24 foi pouco ovipositada em teste com chance de escolha mas situou-se entre aquelas com maior número de ovos no teste sem chance de escolha. Também COELHO et al. (2009) observaram desempenho semelhante na cultivar de meloeiro Jangada, que recebeu poucos ovos em teste com chance de escolha mas foi dos mais ovipositados por *B. tabaci* biótipo B em teste de obrigatoriedade.

Tabelas 3. Médias (±EP) de oviposição (ovos/cm²) de *B. tabaci* biótipo B em sete plantas infestantes, em comparação com a soja, avaliadas em teste sem chance de escolha, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.

Tratamento	**Nº ovos/cm²(*)(**)**
Leiteiro	59,0 ± 4,35 a
Picão-branco	37,5 ± 4,23 a
Picão-preto	37,5 ± 4,32 a
Maria-pretinha	37,2 ± 4,75 ab
Soja	23,5 ± 7,50 bc
Caruru	15,6 ± 1,56 c
Falsa-serralha	12,6 ± 1,59 c
Corda-de-viola	6,7 ± 0,47 d
CV(%)	9,3

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).
** Dados originais. Para análise, as médias de oviposição foram transformadas em log(x).

Quanto à colonização, os menores graus foram observados em picão-preto e corda-de-viola, com notas médias de 1,2 e 1,0, respectivamente (Figura 6). Essas duas espécies apresentaram menor atratividade para adultos, menor oviposição em testes com e sem chance de escolha (esse último com exceção do picão-preto) e menor viabilidade de ovos e ninfas, caracterizando possuir menor adequação a essa mosca-branca. Em contraste estão a soja e o leiteiro, com médias de 5,8 e 5,6, respectivamente, que nos outros testes realizados, demonstraram ser bons hospedeiros para o inseto.

KIILL et al. (1998) avaliaram o grau de infestação de *Bemisia* spp. em plantas infestantes em Petrolina (PE); dentre as plantas estudadas estava o leiteiro, com alto nível de infestação, caracterizada por ter mais de 20% da área foliar infestada por ovos, ninfas e adultos. Outra planta avaliada foi a falsa-serralha, com grau de infestação médio, de 5 a 20% da área foliar. Esses resultados estão de acordo com os dados obtidos

no presente estudo.

VILLAS BÔAS et al. (2003) avaliaram 107 espécies de infestantes, distribuídas aleatoriamente em casa de vegetação e expostas a adultos de *B. tabaci* biótipo B, em teste de livre escolha. Utilizando uma escala de notas variando de 0 (sem infestação) a 4 (alta infestação), os autores fizeram a contagem de adultos e ninfas 25 dias após a infestação. Observaram alta infestação (nota 4) de adultos e ninfas em leiteiro e em uma espécie de *Galinsoga*, o que corrobora os resultados encontrados no presente estudo.

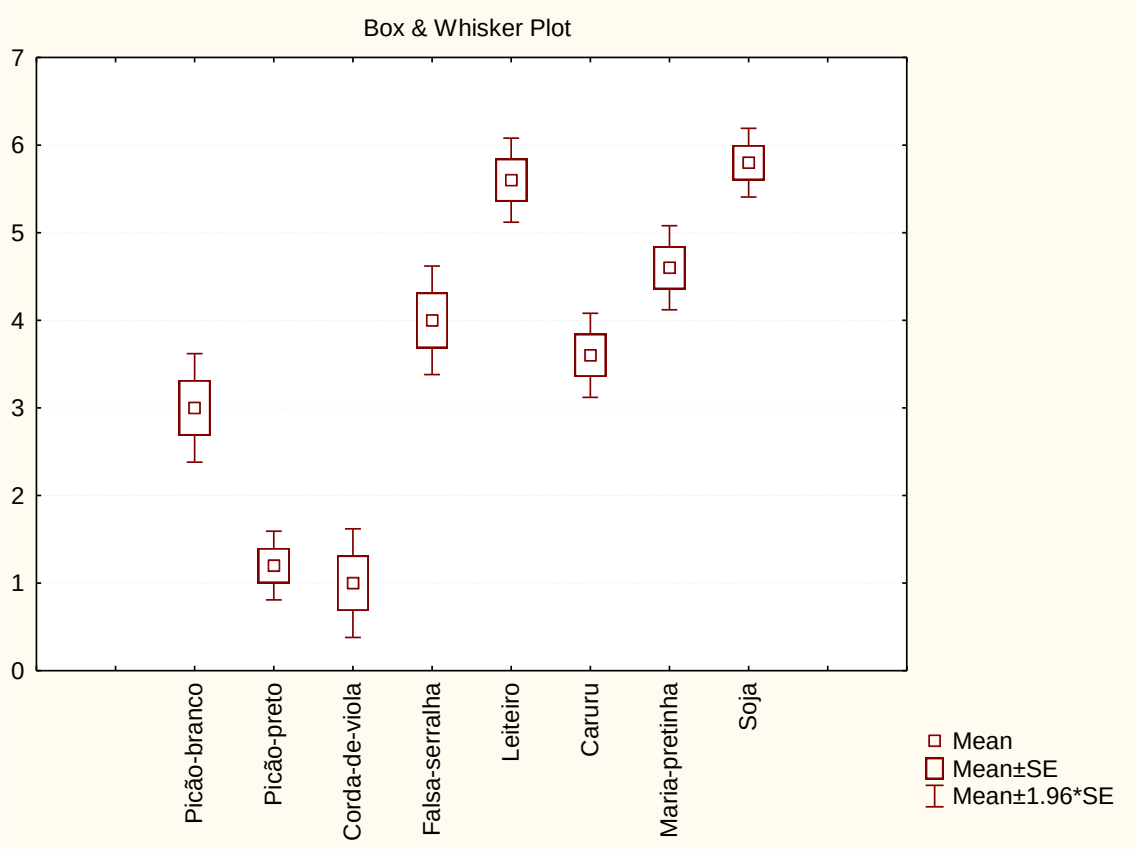

Figura 6 – Colonização de *Bemisia tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes, em comparação com a soja, em condição de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), novembro de 2009.

4.3 Desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em plantas na fase vegetativa

No primeiro experimento, a duração do período de incubação não foi afetada pelas plantas em que os ovos foram colocados, apresentando médias variando de 13,3 a 13,7 dias para os tratamentos soja, maria-pretinha, falsa-serralha e caruru (Tabela 4). Na

fase de ovo, o inseto retira apenas umidade da folha, com a ajuda de um pedicelo (PAULSON & BEARDSLEY, 1985) e, por isso, não são esperadas grandes alterações na duração dessa fase em função da planta.

Em condições controladas de temperatura, CAMPOS et al. (2009) analisaram os parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B em diferentes genótipos de algodoeiro e observaram nove dias de incubação, aproximadamente, em temperatura média de 23,8°C. GACHOKA et al. (2005), analisando o desenvolvimento ovo-adulto em infestantes encontrou, para dois biótipos não identificados de *B. tabaci*, médias de duração de fase de ovo de 5 a 7 dias em leiteiro e em *Chromolaena odorata* e de 5,5 a 6,5 dias em *Desmodium tortuosum*, em temperaturas entre 20 e 30°C.

Tabela 4. Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em três espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), agosto de 2009.

	Duração (dias)		
Tratamento	**Ovo***	**Ninfa***	**Ovo-Adulto***
Maria-pretinha	13,3 ± 0,23 a	18,6 ± 0,13 a	32,0 ± 0,23 a
Falsa-serralha	13,7 ± 0,19 a	19,0 ± 0,67 a	32,5 ± 0,51 a
Soja	13,5 ± 0,25 a	20,0 ± 0,16 a	33,3 ± 0,40 a
Caruru	13,5 ± 0,04 a	22,2 ± 0,16 b	35,7 ± 0,20 b
CV (%)	3,0	4,3	2,6

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

A temperatura exerce influência significativa no tempo de desenvolvimento de todas as fases de *B. tabaci* (BUTLER JUNIOR et al., 1983). O maior período de incubação registrado neste estudo em comparação com os dados de experimentos em que são utilizadas condições controladas de temperatura em faixas mais favoráveis ao inseto (25-30º C) pode ser explicado pela época do ano em que o presente experimento foi realizado, ou seja, em época com temperaturas mais baixas. Assim, neste experimento, durante a fase de ovo, a temperatura média foi de 20,8°C (amplitude de 12,8°C a 28,4°C), inferior, portanto, à ideal para o inseto. ALBERGARIA & CIVIDANES (2002), ao observar o período de incubação de *B. tabai* biótipo B a temperatura de 20°C, obtiveram 11,9 dias para esse período, próximo ao da presente pesquisa..

Na fase de ninfa, os tratamentos apresentaram diferenças na duração, sendo maria-pretinha (18,6 dias), falsa-serralha (19,0) e soja (20,0) os que proporcionaram o menor tempo de duração, indicativo de melhor adequação ao inseto (LARA, 1991), em comparação com caruru (22,2), o qual diferiu dos demais.

Considerando-se o ciclo ovo-adulto, as diferenças observadas para a duração da fase de ninfa se mantiveram, demonstrando que tanto a maria-pretinha (32,0 dias) como a falsa-serralha (32,5) proporcionam tempo de desenvolvimento semelhante ao da soja (33,3), que é considerada ótima hospedeira para esse inseto; já o ciclo no caruru foi o mais longo, atingindo 35,7 dias e diferindo das demais.

TORRES et al. (2007) observaram para essa mosca-branca em algodoeiro valores entre 22,7 e 24,1 dias para o ciclo ovo-adulto. CALADO FILHO et al. (2007) encontraram tempos maiores de desenvolvimento ovo-adulto para uma espécie não identificada de *Bemisia*, na cultura da mandioca (cultivar IAC 5); constataram período de incubação de 13,77 dias e fase ninfal de 18,48 dias, com período total de 32,29 dias, a aproximadamente 20°C.

VILLAS BÔAS et al. (1997) verificaram, a 25°C, em tomate e em bico-de-papagaio, períodos totais de desenvolvimento de 22,9 e 30,2 dias, respectivamente. Já ORIANI et al. (2008) observaram, em genótipos de feijoeiro, a fase de incubação variando de 7,7 a 8,0 dias e fase ninfal de 13,3 a 18,8 dias, a 25°C.

Embora em todos esses trabalhos os valores médios encontrados para o ciclo ovo-adulto tenham sido numericamente inferiores aos do presente estudo, deve-se considerar o efeito da temperatura, que pode ter sido mais adequada ao inseto na condução desses trabalhos. Assim, o prolongamento de seu ciclo ovo-adulto pode ser explicado pela temperatura média ocorrida, que foi de 20,5ºC, abaixo da melhor faixa para essa mosca-branca.

No segundo experimento, foram constatadas diferenças na fase de ovo, sendo aqueles colocados em soja os primeiros a darem origem a ninfas (8,2 dias) em comparação com os colocados em corda-de-viola, que demoraram 9,1 dias (Tabela 5), ficando os demais em posição intermediária. Comparando-se os períodos de incubação deste com os do primeiro experimento, verifica-se diferença no tempo médio, que foi de 13,5 dias no primeiro e de 8,6 neste. Essas alterações no tempo necessário para a ninfa eclodir se devem ao aumento da temperatura neste segundo experimento, no qual a temperatura média foi de 21,15°C, com amplitude de 15,1°C a 30,0°C na fase de ovo e 12,4 a 30,6°C na fase de ninfa. Temperaturas mais altas podem encurtar as fases de

desenvolvimento do inseto, conforme ALBERGARIA & CIVIDANES (2002) detectaram para o desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em soja. Para a fase de ovo, esses autores observaram variação no período de incubação de 22,4 dias (15ºC) a 5,1 dias (30ºC); já a emergência dos adultos variou entre 21,8 dias a 30ºC e 40,4 dias a 20ºC.

Tabela 5. Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em quatro espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), setembro de 2009.

	Duração (dias)		
Tratamento	**Ovo***	**Ninfa***	**Ovo-Adulto***
Leiteiro	8,4 ± 0,09 ab	18,3 ± 0,11 a	26,7 ± 0,20 a
Corda-de-viola	9,1 ± 0,11 c	19,1 ± 0,09 b	28,1 ± 0,18 b
Picão-branco	8,7 ± 0,09 abc	19,8 ± 0,14 c	28,5 ± 0,09 b
Soja	8,2 ± 0,06 a	21,4 ± 0,12 d	29,6 ± 0,15 c
Picão-preto	8,8 ± 0,17 bc	26,2 ± 0,11 e	35,0 ± 0,24 d
CV (%)	2,7	1,3	1,3

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Na fase de ninfa foram verificadas diferenças entre todos os tratamentos, sendo a duração mais longa observada no picão-preto (26,2 dias), que diferiu das demais e, a mais curta, em leiteiro (18,3), indicando que a mosca-branca pode ter um número maior de gerações em determinado período de tempo neste hospedeiro que nos demais. Para esta fase, as médias obtidas são comparáveis às da duração da fase de ninfa do primeiro experimento.Segundo GACHOKA et al. (2005), a duração do período ninfal de dois biótipos não identificados de *B. tabaci* em leiteiro variou entre nove e 16 dias, aproximadamente, entre temperaturas variando de 20 a 30 ºC.

Com base no ciclo ovo-adulto, as tendências observadas para a fase de ninfa se mantiveram, ficando o leiteiro como a planta que permitiu o mais rápido desenvolvimento (26,7 dias) e o picão-preto com o maior tempo (35 dias), diferindo das demais.

No primeiro experimento, a viabilidade dos ovos manteve-se acima de 94% para todos os tratamentos, com exceção do caruru que apresentou média de 87,5% (Tabela 6). NAVA-CAMBEROS et al. (2001) também encontraram viabilidades acima de 90%

para a fase de ovo em várias plantas cultivadas. Os presentes resultados também concordam com os de CAMPOS et al. (2009) que, ao avaliar parâmetros biológicos desse inseto em genótipos de algodoeiro, observaram valores entre 97 e 100%.

Tabela 6. Viabilidade (±EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em três espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), agosto de 2009.

Tratamento	**Ovo(*)(**)**	**Ninfa(*)(**)**
Caruru	87,5 ± 1,36 a	75,0 ± 0,79 a
Maria-pretinha	94,0 ± 2,31 ab	85,5 ± 2,00 b
Falsa-serralha	96,5 ± 1,00 ab	89,0 ± 1,69 b
Soja	97,0 ± 1,45 b	95,0 ± 1,36 c
CV(%)	8,4	4,0

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).
** Dados originais. Para análise, as médias de viabilidade foram transformadas em arc sen √x.

Entretanto, em plantas infestantes, GACHOKA et al. (2005), avaliando a biologia de dois biótipos de *B. tabaci*, encontraram viabilidade de ovo em leiteiro de 29,9%; nas outras infestantes avaliadas, como *Chromolaena odorata* e *Desmodium tortuosum*, essas taxas aumentaram para 47,5 e 63,4%, respectivamente.

Quanto à viabilidade de ninfas (Tabela 6), as maiores médias foram induzidas pela soja (95,0%), enquanto caruru induziu a menor (75,0%); maria-pretinha (85,5%) e falsa-serralha (89,0%) situaram-se de forma intermediária. Assim como na viabilidade de ovos, GACHOKA et al. (2005) encontraram viabilidades de ninfas abaixo de 20% para as plantas infestantes testadas. Em plantas cultivadas, os dados de viabilidade de ninfas aproximam-se aos do presente trabalho, conforme estudos de COELHO et al. (2009), em que as taxas de emergência de adultos variaram de 68,2 a 90,9%. Contrastando com esses resultados, MIZUNO & VILLAS BÔAS (1997) obtiveram uma porcentagem de viabilidade de ninfas de 50% em repolho e de 47,5% em tomate, a 25°C.

No segundo experimento, não houve diferenças entre os tratamentos para viabilidade de ovos (Tabela 7), que oscilou de 90,5% (picão-preto) a 97,5% (soja), estando os valores próximos aos obtidos no primeiro experimento. A viabilidade de ninfas variou entre 75,5% para corda-de-viola e 93% para soja, sendo que esta leguminosa não diferiu do leiteiro (91,5%) nem do picão-branco (89,5%).

ALBERGARIA & CIVIDANES (2002), avaliando a biologia de *B. tabaci* biótipo B em soja, obtiveram porcentagem de emergência de adultos variando de 53,5% (a 35°C) a 86% (a 30°C).

Tabela 7. Viabilidade (±EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em espécies de plantas infestantes na fase vegetativa, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), setembro de 2009.

Tratamento	**Ovo**[(*)(**)]	**Ninfa**[(*)(**)]
Corda-de-viola	93,5 ± 2,03 a	75,5 ± 2,78 a
Picão-preto	90,5 ± 2,42 a	79,5 ± 2,15 a
Picão-branco	92,5 ± 2,23 a	89,5 ± 1,65 b
Leiteiro	97,0 ± 1,45 a	91,5 ± 1,27 b
Soja	97,5 ± 1,36 a	93,0 ± 1,22 b
CV(%)	9,2	4,4

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).
** Dados originais. Para análise, as médias de viabilidade foram transformadas em arc sen √x.

4.4 Desenvolvimento ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em plantas na fase reprodutiva

A duração do período de incubação (Tabela 8) não foi afetada pelas plantas avaliadas. Nesse período, a temperatura média foi de 20,8ºC, com amplitude de 12,8 a 28,4ºC. As médias, que não diferiram entre si, variaram de 12,3 dias em maria-pretinha, corda-de-viola e leiteiro a 13,0 dias em caruru e estão próximas às obtidas no primeiro experimento, em que os valores obtidos ficaram entre 13,3 e 13,7 dias (Tabela 4).

Com relação à duração do período de ninfa (Tabela 8), em que a temperatura média foi de 20,2ºC (11,6°C – 29,2°C), foram constatados valores médios entre 24,0 e 26,2 dias para maria-pretinha, corda-de-viola, leiteiro, soja e falsa-serralha, as plantas que promoveram o desenvolvimento mais rápido dessa fase; e de 30,7 e 36,1 dias para picão-preto e caruru, respectivamente, as plantas infestantes que induziram o desenvolvimento mais lento, sendo essas duas últimas as menos favoráveis ao inseto.

LARA (1991) afirma que, quando a planta fornece uma alimentação inadequada ao inseto, este pode ter seu desenvolvimento prejudicado, prolongando seu ciclo de vida e/ou interferindo na viabilidade de uma ou mais fases de seu ciclo. Essa inadequação alimentar pode ter ocorrido com as ninfas que se alimentaram em caruru e picão-preto, nas quais se observou prolongamento da fase de ninfa.

O período de duração de ovo a adulto diferiu entre os tratamentos (Tabela 8),

variando de 36,3 (maria-pretinha) a 49,1 (caruru). Plantas de caruru e de picão-preto, portanto, prolongaram o ciclo do inseto, enquanto os menores valores foram encontrados em falsa-serralha, soja, leiteiro, corda-de-viola e maria-pretinha, que induziram um tempo de desenvolvimento mais curto.

Tabela 8. Médias (±EP) (dias) do período de incubação, da fase de ninfa e do ciclo ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes na fase reprodutiva, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), abril de 2009.

	Duração (dias)		
Tratamento	**Ovo***	**Ninfa***	**Ovo-Adulto***
Maria-pretinha	12,3 ± 0,10 a	24,0 ± 0,56 a	36,3 ± 0,49 a
Corda-de-viola	12,3 ± 0,17 a	24,5 ± 1,06 a	36,8 ± 1,13 a
Leiteiro	12,3 ± 0,21 a	25,0 ± 0,45 a	37,3 ± 0,62 a
Soja	12,4 ± 0,30 a	26,1 ± 0,59 a	38,5 ± 0,64 a
Falsa-serralha	12,4 ± 0,22 a	26,2 ± 0,79 a	38,6 ± 0,85 a
Picão-branco	12,5 ± 0,20 a	27,1 ± 0,45 ab	39,6 ± 0,40 ab
Picão-preto	12,6 ± 0,14 a	30,7 ± 1,07 b	43,3 ± 0,96 b
Caruru	13,0 ± 0,09 a	36,1 ± 1,12 c	49,1 ± 1,17 c
CV (%)	6,8	3,5	4,7

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Ao se examinar a viabilidade média dos ovos (Tabela 9), verifica-se que soja e falsa–serralha induziram 100% de viabilidade, diferindo do caruru, com 92%; quanto aos outros tratamentos, as viabilidades atingiram 99% (picão-preto), 98% (leiteiro e picão-branco), 97,5% (maria-pretinha) e 96,5% (corda-de-viola), estando dentro dos valores normalmente encontrados para essa fase do inseto, como no trabalho realizado por ALBERGARIA & CIVIDANES (2002) que, em soja, registraram porcentagens de viabilidade de ovo entre 58,6 e 97,7%.

A viabilidade de ninfas também diferiu entre as plantas, sendo as porcentagens mais baixas apresentadas pelas plantas de caruru e picão-preto (74%), e corda-de-viola (80,5%). As maiores viabilidades foram obtidas em soja e leiteiro (97%), falsa-serralha (93,5%) e picão-branco (92%), indicando serem plantas mais adequadas ao desenvolvimento ninfal do inseto.

Na fase vegetativa, as ninfas apresentaram viabilidades próximas às ninfas do estádio reprodutivo, sendo que em ambas o caruru, a corda-de-viola e o picão-preto apresentaram as menores viabilidades. Também concordando com o obtido no estádio

reprodutivo, na fase vegetativa observou-se que o leiteiro e a soja foram os hospedeiros mais adequados para o desenvolvimento do inseto.

ALVES et al. (2005) também relatam alta emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B para seis genótipos de *Curcurbita* sp, com médias entre 46,6 e 93,8%. CAMPOS et al. (2009), ao avaliarem parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de algodoeiro, registraram médias de emergência de adultos entre 30,7% e 64,2%.

4.5 Análise de agrupamento UPGMA

No dendrograma obtido pelo método UPGMA (Figura 7), é possível verificar a formação de três grupos distintos. O grupo A é formado pelo leiteiro, que se diferencia dos demais, e confirma que essa infestante é bom hospedeiro para *B. tabaci* biótipo B. No grupo B ficaram maria-pretinha, falsa-serralha e soja, como hospedeiros intermediários para o inseto e, um terceiro e último grupo, C, ficou representado por picão-branco, picão-preto, caruru e corda-de-viola, sendo esses últimos considerados hospedeiros de menor preferência pela mosca-branca.

Tabela 9. Viabilidade (± EP) (%) de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B em sete espécies de plantas infestantes na fase reprodutiva, em comparação com a soja, em condições de casa de vegetação (n=5). Campinas (SP), abril de 2009.

Tratamento	**Ovo(*)(**)**	**Ninfa(*)(**)**
Caruru	92,0 ± 2,89 a	74,0 ± 1,87 a
Picão-preto	99,0 ± 0,61 ab	74,0 ± 2,31 a
Corda-de-viola	96,5 ± 1,69 ab	80,5 ± 1,45 a
Maria-pretinha	97,5 ± 1,22 ab	87,5 ± 2,09 ab
Picão-branco	98,0 ± 1,11 ab	92,0 ± 3,20 b
Falsa-serralha	100,0 ± 0,00 b	93,5 ± 2,31 b
Leiteiro	98,0 ± 1,22 ab	97,0 ± 1,27 b
Soja	100,0 ± 0,00 b	97,0 ± 0,55 b
CV (%)	7,8	6,8

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de tukey ($p \leq 0,05$).
** Dados originais. Para análise, as médias foram transformadas em arc sen √x.

Segundo MOUND & HALSEY (1978), as famílias com o maior número de espécies hospedeiras de *B. tabaci* são Leguminosae, Compositae, Malvaceae, Solanaceae e Euphorbiaceae, sendo que o leiteiro pertence a essa última família de plantas. Os mesmos autores ainda relacionaram 24 espécies hospedeiras (a maioria do

gênero *Euphorbia*) dessa espécie de mosca-branca e, dentre elas, estão o leiteiro e *Euphorbia pulcherrima*, que tem o nome vulgar de bico-de-papagaio. Essas duas euforbiáceas são geralmente utilizadas em criações desse inseto para experimentação, devido ao rápido desenvolvimento ovo-adulto e também à alta viabilidade das fases imaturas. Assim, SOUZA & VENDRAMIM (2000) realizaram seus trabalhos de pesquisa de *B. tabaci* biótipo B com insetos oriundos de criações em *E. heterophylla.*

No grupo B encontra-se a soja, da família das leguminosas, na qual há registros de 56 espécies de plantas que hospedam *B. tabaci*, sendo a família com maior número de hospedeiros registrados, com espécies de *Phaseolus* e *Vigna*, *Crotalaria juncea*, *Cassia* sp, *Glycine* sp, entre outras (MOUND & HALSEY, 1978). Também nesse grupo há a falsa-serralha, da família Compositae, com 33 hospedeiras registradas, e a maria-pretinha pertencente às solanáceas, com 27 espécies que servem de reservatório para o inseto (MOUND & HALSEY, 1978). Nessa última família encontram-se hospedeiras com importância econômica como a batata *Solanum tuberosum* (LIMA et al., 2002), o fumo (*Nicotiana tabacum)*, o tomateiro (*Solanum esculentum)* (WOOL et al., 1993), e algumas infestantes como *Nicandra physaloides* e *Datura stramonium* (VILLAS BÔAS et al., 2003).

No grupo C ficaram as plantas menos adequadas a *B. tabaci* biótipo B: o picão-branco e o picão-preto, pertencentes à família Compositae, o caruru, Amaranthaceae, e a corda-de-viola, Convolvulaceae. Poucas espécies são relacionadas como hospedeiras de *B. tabaci* em Amaranthaceae. MOUND & HALSEY (1978) relacionaram sete espécies, entre elas duas infestantes, *Amaranthus retroflexus* e *Gomphrena globosa*, mas nenhuma com importância econômica. Dentre as espécies de Convolvulaceae, provavelmente a mais importante seja *Ipomoea batatas*, batata-doce, uma ótima hospedeira de mosca-branca (LIMA et al., 2002). A corda-de-viola, também uma Convolvulaceae, de acordo com os dados obtidos, foi considerada uma hospedeira pouco atrativa para *B. tabaci* biótipo B, porém capaz de servir como hospedeira.

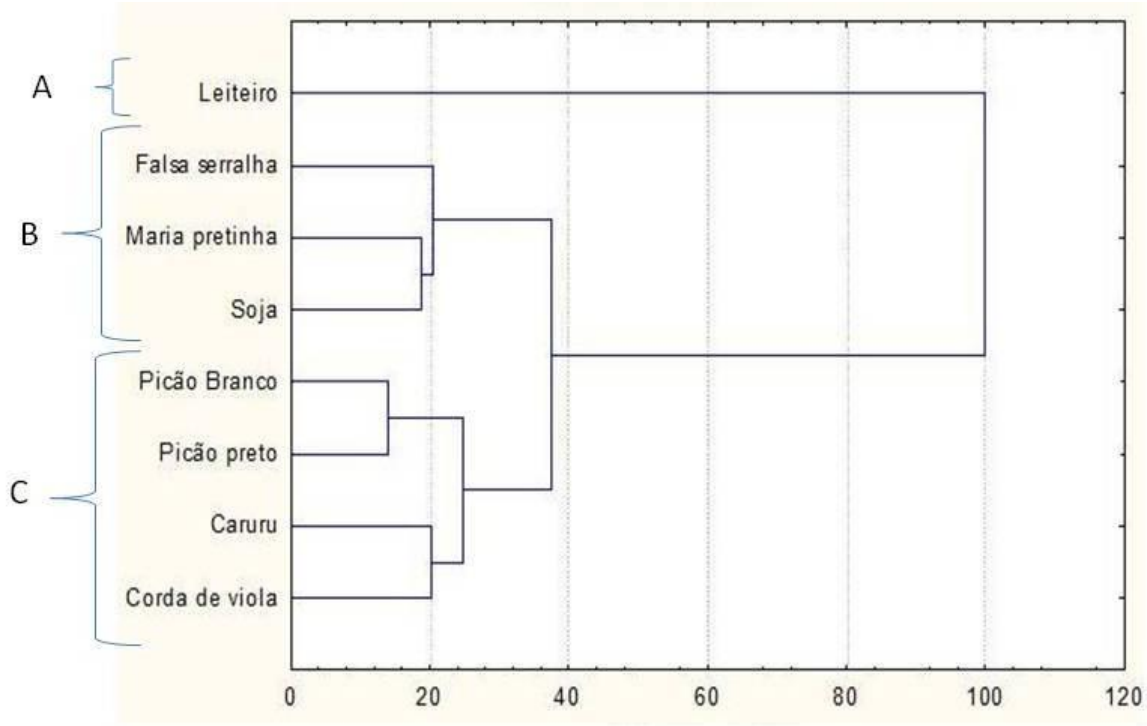

Figura 7 – Classificação hierárquica das plantas infestantes como hospedeiras de *B. tabaci* biótipo B por distância euclidiana calculada a partir das variáveis ‘atratividade de adultos (adultos/cm²)’, ‘desenvolvimento ovo-adulto’, ‘viabilidade de ovos e ninfas com plantas em estádio reprodutivo’; ‘oviposição em testes com e sem chance de escolha’ e ‘colonização’, pelo método UPGMA de agrupamento.

5 CONCLUSÕES

a) Todas as plantas infestantes avaliadas foram capazes de permitir a reprodução do inseto e, portanto, podem manter as populações de *B. tabaci* biótipo B no campo, durante períodos de entressafra.

b) Dentre as plantas infestantes avaliadas, o leiteiro foi a mais adequada a *B. tabaci* biótipo B.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBERGARIA, N.M.M.S.; CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 3, p. 359-363, 2002.

ALVES, A.C.; LOURENÇÃO, A.L.; MELO, A.M.T. Resistência de genótipos de aboboreira a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 6, p. 973-979, 2005.

ARNAUD, L.S.E.P.; SANTOS, C.D.G.; LIMA, J.A.A.; FEITOSA, F.A.A. Predominância de begomovírus em tomateiros na região produtora da Ibiapaba, Ceará, e sua detecção natural em plantas daninhas. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, n.3, p. 241-246, 2007.

ARRUDA, G.P.; WARUMBY, J.F.; LYRA NETTO, A.M.C.; DE FRANÇA, G.E.; ARRUDA FILHO, G.P.; CAVALCANTI, E.C.L.B.; ALBUQUERQUE G.F.A. Levantamento da ocorrência de mosca branca *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) no Estado de Pernambuco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 17, 1998, Rio de Janeiro. **Anais...** Curitiba: Sociedade Brasileira de Entomologia, 1998, p.913.

BALDIN, E. L. L.; TOSCANO, L. C.; LIMA, A. C. S.; LARA, F. M.; BOIÇA JUNIOR, A. L. Preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* biótipo B por genótipos de *Cucurbita moschata* e *Cucurbita maxima*. **Boletín de Sanidad Vegetal Plagas,** v. 26, n. 1, p. 409-413, 2000.

BALDIN, E. L. L.; VENDRAMIM, J. D.; LOURENÇÃO, A. L. Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 3, p. 435-441, 2005.

BAKKE, H. A.; LEITE, A. S. M.; SILVA, L. B. Estatística multivariada: aplicação da análise fatorial na engenharia de produção. **Revista Gestão Industrial**. v.4, n.4, p. 01-14, 2008.

BELLOTTI, A.C.; ARIAS, B. Host plant resistance to whiteflies with emphasis on cassava as a case study. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 813-823, 2001.

BERRY, S.D.; FONDONG, V.N.; REY, C.; ROGAN, D.; FAUQUET, C.M.; BROWN, J.K. Molecular evidence for five distinct *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) geographic haplotypes associated with cassava plants in Sub Saharan Africa. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 97, n.4, p. 852-859, 2004.

BEZERRA, M. S.; OLIVEIRA, M. R. V.; VASCONCELOS, S. D. Does the Presence of Weeds Affect *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) Infestation on Tomato Plants in a Semi-arid Agro-ecosystem? **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 6, p. 769-775, 2004.

BONDAR, G. Aleyrodídeos do Brasil (2ª. Contribuição). **Boletim do Laboratório de Pathologia Vegetal**, Bahia, n.5, 1928.

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

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

BROWN, J. K. Molecular markers for the identification and global tracking of whitefly vector-begomovirus complexes. **Virus Research**, v. 71, n. 1-2, p. 233-260, 2000.

BUCKNER, J. S.; FREEMAN, T. P.; RUUD, R. L.; CHU, C.; HENNEBERRY, T. J. Characterization and functions of the whitefly egg pedicel. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 49, n. 1, p. 22-33, 2002.

BUTLER JUNIOR, G. D.; HENNEBERRY, T. J.; CLAYTON, T. E. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): Development, oviposition and longevity in relation to temperature. **Annals of Entomological Society of America**, v. 76, n. 2, p. 310-313, 1983.

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

CALADO FILHO, G.C.; TOSCANO, L.C.; AGUIRRE, W.M.; MARUYMA, W.I.; SILDA, R.F.R. Biologia de *Bemisia* sp. em plantas de mandioca. **Revista Raízes e Amidos Tropicais,** v. 3, 2007.

CALVITTI, M.; REMOTTI, P. C. Host preference and performance of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on weeds in Central Italy. **Environmental Entomology**, v. 27, n.6, p. 1350-1356, 1998.

CAMPOS, Z. R.; BOIÇA JUNIOR, A. L.; LOURENÇÃO, A. L.; CAMPOS, A. R. Parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de algodoeiro. **Bragantia**, v.68, n.4, p.1003-1007, 2009.

CHU, C.C.; FREEMAN, T.P.; BUCKNER, J.S.; HENNEBERRY, T.J.; NELSON, D.R.; NATWICK, E.T. Susceptibility of upland cotton cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Homoptera: Aleyrodidae) in relation to leaf age and trichome density. **Annals of Entomological Society of America**, v.94, n.5, p.743-749, 2001.

CHU, D.; ZHANG, Y.; BROWN, J.K.; CONG, B; XU, B; WU, Q.; ZHU, G. The introduction of the exotic Q biotype of *Bemisia tabaci* from the Mediterranean region into China on ornamental crops. **Florida Entomologist,** v. 89, n. 2, p. 168-174, 2006.

COELHO, S. A. M. P.; LOURENÇÃO, A. L.; MELO, A. M. T.; SCHAMMASS, E. A. Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia,** v.68, n.4, p. 1025-1035, 2009.

COLARICCIO, A.; BERGMANN, J. C.; ELIAS, M.; CHAVES, A. L. R.; CHAGAS, C. M.; ZERBINI, M. T*omato rugose mosaic virus* in Tomato Crops in São Paulo State, Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v.31, n. 6, p. 600-606, 2006.

COLARICCIO, A.; EIRAS, M.; CHAVES, A. L. R.; BERGMANN, J. C.; ZERBINI, F. M.; HARAKAVA, R.; CHAGAS, C. M. Tomato yellow vein streak virus, a new *Begomovirus* on tomato from Brazil: complete DNA-A sequence and some molecular and biological features. **Journal of Plant Pathology,** v. 89, n. 3, p. 385-390, 2007.

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

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

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biologia, cria missal y aspectos ecológicos de La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), como plaga Del frijol común. **Turrialba**, v.39, n.1, p.55-62, 1989.

ELBERT, A.; NAUEN, R. Resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides in southern Spain with special reference to neonicotinoids. **Pest Management Science**, v. 56, n. 1, p.60–64, 2000.

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

FANCELLI, M.; VENDRAMIM, J. D.; LOURENÇÃO, A. L.; DIAS, C. T. S. Atratividade e preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em genótipos de tomateiro. **Neotropical Entomology**, v. 32, n. 2, p. 319-328, 2003.

FARIA, J.C.; OLIVEIRA, M.N.; YOKOYAMA, M. Resposta comparativa de genótipos de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) à inoculação com o vírus do mosaico dourado no estágio de plântulas. **Fitopatologia Brasileira**, v. 19, n.4, p. 566-572, 1994.

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

FIRMINO, A. C.; YUKI, V. A.; MOREIRA, A. G.; REZENDE, J. A. M. Tomato yellow vein streak virus: relationship with *Bemisia tabaci* biotype B and host range. **Scientia Agricola**, v. 66, n.6, p. 793-799, 2009.

FUJIIE, A.; OMAR, A. M. S.; SAWAS, A. B.; ABBAS, A.; HADI, M. A.; SAWAS, E. A.; BARAKAT, A.; UEDA, S.; NATSUAKI, K. T. Geographic distribution of *Bemisia tabaci* biotypes collected from autumn-cultured potato fields in Syria. **Journal of The International Society of Southeast Asian Agricultural Science (J ISSAAS),** v. 15, n. 2, p. 12-20, 2009.

GACHOKA, K. K.; OBENG-OFORI, D.; DANQUAH, E. Y. Host suitability of two Ghanaian biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on five common

tropical weeds. **International Journal of Tropical Insect Science**. v. 25. n. 4, p. 236-244, 2005.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R.P.L.; 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, C**. Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002, 920p.

GERLING, D.; HOROWITZ, A.R.; BAUMGAERTNER, J. Autoecology of *Bemisia tabaci*. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v.17, n.1-2, p.5-19, 1986.

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

GUIRAO, P.; BEITIA, F.; CENIS, J.C. Biotype determination of Spanish populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Bulletin of Entomological Research**, v. 87, n. 4, p. 587-593, 1997.

HILJE, L. Prácticas agrícolas para el manejo de *Bemisia tabaci*. **Manejo Integrado de Plagas.** v. 56, p. 22 – 30, 2000.

HILJE, L.; MORALES, F. J. Whitefly bioecology and management in Latin America. In: CAPINERA, J. (ed.). **Encyclopedia of Entomology**. Springer, 2008, p.4250-4260.

HILJE, L.; STANSLY, P. A. Living ground covers for management of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) and tomato yellow mottle virus (ToYMoV) in Costa Rica. **Crop Protection.** v.27, n. 1, p. 10-16, 2008.

ISLAM, M. T.; SHUNXIANG, R. Development and reproduction of *Bemisia tabaci* on three tomato varieties. **Journal of Entomology,** v. 4, n. 3, p. 231–236, 2007.

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

KARUNKER, I.; BENTING, J.; LUEKE, B.; PONGE, T.; NAUEN, R.; RODITAKIS, E.; VONTAS, J.; GORMAN, K.; DENHOLM, I.; MORIN, S. Over-expression of cytochrome P450 CYP6CM1 is associated with high resistance of imidacloprid in the B and Q biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Insect Biochemistry and Molecular Biology,** v. 38, n. 6, p. 634-644, 2008.

KIILL, L. H. P; HAJI, F. N. P.; LIMA, P. C. F. Avaliação do grau de infestação de mosca branca (*Bemisia* spp.) em plantas invasoras em áreas de frutíferas irrigadas. *In* Encontro Latino-Americano e do Caribe sobre mosca-branca e geminivirus (Recife, BR). **Anais...** 1998.

LAMBERT, A.L., MCPHERSON, R.M.; SPARKS, B. Evaluation of selected soybean genotypes for resistance to two whitefly species (Homoptera: Aleyrodidae) in the greenhouse. **Journal of Entomological Science**, v. 30, n. 6, p. 519-526, 1995.

LANJAR, A. G.; SAHITO, H. A. Impact of weeding on whitefly, *Bemisia tabaci*

(Genn.) population on okra crop. **Pakistan Journal Weed Science Research**. v. 13, n.3-4, p. 209-217, 2007.

LARA, F.M. **Princípios de Resistência de Plantas a Insetos**. 2.ed. São Paulo: Ícone, p. 336, 1991.

LIMA, L. H. C.; CAMPOS, L.; QUEIROZ, P. R.; LAGO, W. N. M.; OLIVEIRA, M. R. V. **Identificação de populações de mosca branca *Bemisia* spp. (Hemiptera, Aleyrodidae) coletadas no Paraguai**. Brasília, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. 2002. 5p.

LIMA, L. H. C.; CAMPOS, L.; QUEIROZ, P. R; LAGO, W.N.M.; OLIVEIRA, M. R. V. **Estudos 509 da variabilidade genética da mosca branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera, Aleyrodidae)** n. 510. Documentos. EMBRAPA: Brasília, 2003.

LOURENÇÃO, A. L. ***Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Homoptera: Aleyrodidae) em soja (*Glycine max* (L.) Merril): Influência da variedade, da idade da planta e de cruzamentos intervarietais sobre a oviposição e desenvolvimento do inseto**. Piracicaba, ESALQ/USP, 1980. 58p. Dissertação (Mestrado).

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

LOURENÇÃO, A.L.; YUKI, V.A.; ALVES, S.B. Epizootia de *Aschersonia cf. goldiana* em *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) biótipo B no Estado de São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.28, n.2, p.343-345, 1999.

LOURENÇÃO, A.L.; MIRANDA, M.A.C.; ALVES, S.B. Ocorrência epizoótica de *Verticillium lecanii* em *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) no Estado do Maranhão. **Neotropical Entomology**, v.30, n.1, p.183-185, 2001.

MANSARAY, A.; SUNDUFU, A. J. Oviposition, development and survivorship of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* on soybean, *Glycine max*, and the garden bean, *Phaseolus vulgaris.* **Jounal of Insect Science**, v.9, n.1, p. 1-6, 2009.

MATOS, E.S.; SIQUEIRA, W.J.; LOURENÇÃO, A.L.; MELO, A.M.T.; SAWAZAKI, H.E.; SOUZA-DIAS, J.A.C.; COLARICCIO, A. Resistência de genótipos de tomateiro a um isolado de geminivírus do cinturão verde de Campinas, São Paulo. **Fitopatologia Brasileira,** v. 28, n. 2, p. 159-165, 2003.

MAYNARD, D. N.; CANTLIFFE, D. J. Squash silverleaf and tomato irregular ripening: new vegetable disorders in Florida. University of Florida, Cooperative Extension Service. **Vegetable Crops Fact Sheet**, 1989. 4p.

MCAUSLANE, H.J. Influence of leaf pubescence on ovipositional preference of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on soybean. **Environmental Entomology**, v. 25, n.4, p. 834-841, 1996.

MIZUNO, A. C. R.; VILLAS BÔAS, G. L. Biologia da mosca-branca (*Bemisia argentifolii*) em tomate e repolho. Brasília: Embrapa-CNPH, (Pesquisa em Andamento,

documento nº. 1). 1997. Disponível em: <http://www.cnph.embrapa.br/pa/pa01.html> Acesso em: 15 de março de 2010.

MORALES, F. J. Conventional breeding for resistance to *Bemisia tabaci* – transmitted geminiviruses. **Crop Protection,** v. 20, n. 9, p. 825-834, 2001.

MOUND, L.A.; HALSEY, S.H. **Whitefly of the world*:* a systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data**. British Museum (Natural History); Chichester, John Wiley & Sons, 1978. 340p.

MUÑIZ, M. Host suitability of two biotypes of *Bemisia tabaci* on some common weeds. **Entomologia Experimentalis et Applicata,** v. 95, n. 1, p. 63-70, 2000.

MUSA, P. D.; REN, S. Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. **Insect Science,** v.12, n.1, p. 25-30, 2005.

NARANJO, S. E. Conservation and evaluation of natural enemies in IPM systems for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 835–852, 2001.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C. Special Issue: Challenges and opportunities for pest management of *Bemisia tabaci* in the new century. **Crop Protection,** v. 20, n. 9, p. 707-707, 2001.

NAVA-CAMBEROS, U.; RILEY, D.G.; HARRIS, M.K. Temperature and host plant effects on development, survival, and fecundity of *Bemisia argentifolli* (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**. v. 30, n. 1, p. 55-63, 2001.

OLIVEIRA, M.R.V. Mosca Branca, *Bemisia tabaci* raça B (Hemiptera: 545 Aleyrodidae). In: VILELA, E. F.; ZUCCHI, R. A.; CANTOR, F. (Ed.) **Histórico e Impacto das Pragas Introduzidas no Brasil**. Ribeirao Preto: Holos. v. 9, 2001, p. 61-71.

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

OLIVEIRA, M.R.V.; LIMA, L.H.C. Moscas-brancas na cultura da mandioca no Brasil. **Documentos**. Embrapa-Recursos Genéticos e Biotecnológicos, 2006. 74p.

ORIANI, M. A.; VENDRAMIM, J. D.; BRUNHEROTTO, R. Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em seis genótipos de feijoeiro. **Neotropical Entomology**. v. 37, n.2, p. 191-195, 2008.

PADIDAM, M.; SAWYER, S.; FAUQUET, C.M. Possible emergence of new geminiviruses by frequent recombimation. **Virology,** v. 265, n. 2, p. 218-225, 1999.

PAULSON, G. S.; BEARDSLEY, J. W. Whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. **Annals of the Entomological Society of America,** v. 78, n. 4, p. 506-508, 1985.

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

RAMOS, E. Q.; ALVES, S. B.; DEMÉTRIO, C. G. B.; COSTA, S. C. Seleção de fungos entomopatogênicos para o controle de *Bemisia tabaci* biótipo B. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología,** n. 73, p. 21-28, 2004.

RAUCH, N.; NAUEN, R. Identification of biochemical markers linked to neonicotinoid cross resistance in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 54, n. 4, p. 165–176, 2003.

SAITO, T.; SUGIYAMA, K. Pathogenicity of three Japanese strains of entomopathogenic fungi against the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Applied Entomoloy and Zoology,** v. 40, n. 1, p. 169-172, 2005.

SCOTT, I. A. W.; WORKMAN, P. J.; DRAYTON, G. M.; BURNIP, G. M. First record of *Bemisia tabaci* biotype Q in New Zealand. **New Zealand Plant Protection,** v. 60, n. 1, p. 264-270, 2007.

SEQUEIRA, R.V.; SHIELDS, A.; MOORE, A.; DE BARRO, P. Inter-seasonal population dynamics and pest status of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B in an Australian cropping system. **Bulletin of Entomological Research.** v. 99, n.4, p. 325-335, 2009.

SILVA, M. S.; LOURENÇÃO, A. L.; SOUZA-DIAS, J. A. C; MIRANDA FILHO, H. S; RAMOS, V. J; SCHAMMASS, E. A. Resistance of potato genotypes (*Solanum* spp.) to *Bemisia tabaci* biotype B. **Horticultura Brasileira**, v. 26, n. 2, p. 221-226, 2008.

SILVA, M. C.; LEMOS, R. N. S.; LIMA, L. H. C.; GOULART FILHO, L. R.; PEREIRA, S. R. F. Variabilidade genética de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em cultivos olerícolas em São Luís, MA. **Neotropical Entomology,** v. 38, n. 6, p. 762-768, 2009.

SIMÓN, B.; MORIONES, E.; SORIA, C.; BEITIA, F.; BOSCO, D.; CENIS, J. L. Variacion genetica de poblaciones de *Bemisia tabaci* (Genn) enla Cuenca Mediterraánea Occidental. **Resumenes...** VII Jornadas Cientificas de la SEEA, Almeria, Spain, 20 Junta de Andalucia, 1999.

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

SINGH, S. P.; MORALES, F. J.; MIKLAS, P. N.; TERÁN, H. Selection for bean golden mosaic resistence in intra-and interracial bean populations. **Crop Science**, v. 40, n. 6, p. 1565-1572, 2000.

SOUZA, A.P.; VENDRAMIM, J.D. Efeito de extratos aquosos de Meliáceas sobre *Bemisia tabaci* biótipo B em tomateiro. **Bragantia,** v. 59, n. 2, p. 173-179, 2000.

TORRES, L. C.; SOUZA, B.; AMARAL, B. B.; TANQUE, R. L. Biologia e Não-Preferência para Oviposição por *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em Cultivares de Algodoeiro. **Neotropical Entomology**, v. 36, n. 3, p. 445-453, 2007.

UEDA, S.; BROWN, J. K. First Report of the Q Biotype of *Bemisia tabaci* in Japan by Mitochondrial Cytochrome Oxidase I Sequence Analysis. **Phytoparasitica,** v. 34, n. 4, p. 405-411, 2006.

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

VENDRAMIM, J. D.; SOUZA, A. P.; ONGARELLI, M. G. Comportamento de oviposição da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em tomateiro. **Neotropical Entomology,** v. 31, n. 1, p. 126-132, 2009.

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; ÁVILA, A. C.; BEZERRA, I. C. **Manejo Integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii*.** Brasília: Embrapa Hortaliças, 1997, 12 p.

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

VILLAS BÔAS, G. L.; INOUE-NAGATA, A. K.; LIMA, R. S.; PEREIRA, W.; GIORDANO, L. de B. Avaliação de plantas daninhas como possíveis hospedeiras de mosca-branca. **Horticultura Brasileira**, v. 21, n. 2, p. 344-347, 2003.

WAGNER, T. L. Temperature-dependent development, mortality, and adult size of sweetpotato whitefly biotype B (Homoptera: Aleyrodidae) on cotton. **Environmental Entomology**. v. 24, n. 5, p. 1179-1188, 1995.

WOOL, D., GERLING, D., BELLOTTI, A. C.; MORALES, F. J. Esterase electrophoretic variation in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hem., Aleyrodidae) among host plants and localities in Israel. **Journal of Applied Entomology**, v.115, n. 1-5, p.185-196, 1993.

YEE, W. L.; TOSCANO, N. C. Ovipositional preference and development of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in relation to alfafa. **Journal of Economic Entomology**, v. 89, n. 4, p. 870-876, 1996.

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