

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS

CAMPUS DE BOTUCATU

CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE SOJA

***A Bemisia tabaci* BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)**

PATRÍCIA LEITE CRUZ

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em Agronomia
(Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP

Abril 2015

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS

CAMPUS DE BOTUCATU

CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE SOJA

***A Bemisia tabaci* BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)**

PATRÍCIA LEITE CRUZ

Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agronômicas da UNESP – Campus de Botucatu,
para obtenção do título de Doutor em Agronomia
(Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP

Abril 2015

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO
DA INFORMAÇÃO - DIRETORIA TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA
- LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Cruz, Patrícia Leite, 1987-
C957c Caracterização de resistência de genótipos de soja A
Bemisia tabaci biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) / Patrícia
Leite Cruz. - Botucatu : [s.n.], 2015
x, 98 f. : grafs., tabs., fots. color.
color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Fa-
culdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2015
Orientador: Edson Luiz Lopes Baldin
Inclui bibliografia

1. Soja - resistência a doenças e pragas. 2. Soja - Me-
lhoramento genético. 3. Mosca branca. I. Baldin, Edson Luiz
Lopes. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita
Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônô-
micas. III. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE SOJA A *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

AUTORA: PATRÍCIA LEITE CRUZ

ORIENTADOR: Prof. Dr. EDSON LUIZ LOPES BALDIN

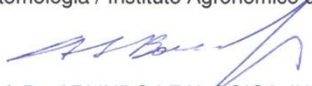
Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de DOUTOR EM AGRONOMIA (PROTEÇÃO DE PLANTAS), pela Comissão Examinadora:


Prof. Dr. EDSON LUIZ LOPES BALDIN
Dep de Proteção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrômicas de Botucatu


Prof. Dr. CARLOS FREDERICO WILCKEN
Dep de Proteção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrômicas de Botucatu


Prof. Dr. JOSÉ DJAIR VENDRAMIM
Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia / Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" - Usp


Prof. Dr. ANDRÉ LUIZ LOURENÇÃO
Entomologia / Instituto Agrônomo de Campinas


Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOICA JUNIOR
Departamento de Fitossanidade / Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal

Data da realização: 26 de março de 2015.

A Deus, pela vida, por guiar meu caminho e por me dar força e sabedoria para concretização deste sonho.

OFEREÇO

DEDICO

*À minha amada mãe Leone,
por todo o incentivo, confiança e pelo exemplo de vida*

*Às minhas irmãs Karina e Vanessa,
por todo o carinho e amizade e por compreenderem a minha ausência nos momentos difíceis*

*Aos meus cunhados Andrade e Ednaldo,
por todo o apoio e incentivo*

*Aos meus queridos sobrinhos Ana Luíza, Davi e Isabela,
por alegrarem minha vida*

*Ao meu amado Manoel,
por todo o amor, cumplicidade e apoio em todos os momentos*

Amo vocês

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin, pela sua orientação, amizade, confiança, incentivo e exemplo de dedicação profissional.

À Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia- Proteção de Plantas, pela oportunidade.

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

A todos os professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Proteção de Plantas, pelos ensinamentos transmitidos e por contribuírem para o meu crescimento pessoal e profissional.

Aos funcionários da biblioteca da UNESP/FCA e às funcionárias da Seção de Pós-Graduação da UNESP/FCA, pela amizade, auxílio e atenção durante todos esses anos.

À Profa. Dra. Giuseppina Pace Pereira Lima, por disponibilizar seu laboratório para realização das análises bioquímicas e pelos conhecimentos compartilhados.

À Profa. Dra. Tatiane Maria Marques e ao seu orientado Ricardo Tozin, pela disponibilidade e auxílio nas análises de microscopia.

A todos os funcionários do Departamento de Proteção Vegetal, pela amizade e colaboração na execução deste trabalho.

À Ivana Ferraz, Danila Monte, Susiane Moura e Françoise Lima, por terem em algum momento representado minha família em Botucatu.

À Gleice Nunes, pela amizade e companheirismo durante todos esses anos.

À Rafaela Morando, Ivana Silva e Leysimar Pitzr, pela amizade, companheirismo e apoio incondicional na execução deste trabalho. Serei sempre grata.

À Marylia Gabriella e Amanda Rodrigues, pela amizade e carinho.

À Maria de Jesus pela amizade, exemplo e pelas palavras de apoio.

Ao Ewerton Gasparetto e Willian Takata, pela amizade e auxílio nas análises dos dados.

Aos amigos do Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI), Camila Souza, Elaine, Paulo, Luiz, Vinícius, Bruna, Camila, Marcos e Felipe, pelo convívio, momentos de descontração e auxílio em várias etapas da pesquisa.

A todos que contribuíram para realização deste trabalho, **muito obrigada!**

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	VIII
LISTA DE FIGURAS	X
1. RESUMO	1
2. SUMMARY	3
3. INTRODUÇÃO GERAL	5
CAPÍTULO I - Caracterização de antixenose em genótipos de soja para <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)	13
Resumo	14
Abstract.....	15
Introdução	16
Material e métodos	17
Resultados e discussão.....	21
Conclusões	27
Agradecimentos.....	27
Referências.....	27
CAPÍTULO II – Desempenho de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de soja.....	44
Resumo.....	45
Abstract.....	45
Introdução	46
Material e Métodos.....	48
Resultados e Discussão.....	50

Conclusão.....	54
Agradecimentos.....	54
Referências.....	54
CAPÍTULO III - Tolerância da soja KS-4202 ao ataque de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).....	65
Resumo	66
Introdução	67
Material e métodos	70
Resultados.....	73
Discussão	75
Agradecimentos.....	80
Referências.....	80
4. CONSIDERAÇÕES FINAIS	90
5. CONCLUSÕES	92
6. REFERÊNCIAS.....	93

LISTA DE TABELAS

Tabela	Página
CAPÍTULO I - Caracterização de antixenose em genótipos de soja para <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)	
Tabela 1. Relação de genótipos de soja avaliados, respectivas genealogias/origens e justificativas para investigação para resistência à <i>B. tabaci</i> biótipo B.	34
Tabela 2. Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos, ovos/cm ² de <i>B. tabaci</i> biótipo B e estádios fenológicos de 15 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação ⁽¹⁾	35
Tabela 3. Médias ($\pm$ EP) de ninfas/cm ² de <i>B. tabaci</i> biótipo B aos 18 e 33 dias após a infestação (DAI) e notas de colonização aos 48 DAI de 15 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação ⁽¹⁾	36
Tabela 4. Médias ($\pm$ EP) de ovos/cm ² de <i>B. tabaci</i> biótipo B obtidos aos 3 DAI em folíolos de 14 genótipos de soja, em ensaio sem chance de escolha, em casa de vegetação.....	37
Tabela 5. Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos e de ovos/cm ² de <i>B. tabaci</i> biótipo B em 10 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação ⁽¹⁾	38
Tabela 6. Médias ($\pm$ EP) de densidade, comprimento e inclinação de tricomas presentes na superfície abaxial de folíolos de 10 genótipos de soja ⁽¹⁾	39
Tabela 7. Coeficientes de correlação de Pearson (r) obtidos entre a atratividade média (média do número de insetos atraídos após 24, 48 e 72 horas), número de ovos/cm ² , densidade e tamanho de tricomas.	40
CAPÍTULO II – Desempenho de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de soja	
Tabela 1. Relação de genótipos de soja utilizados, respectivas genealogias/origens e justificativas para utilização para investigação para resistência à <i>B. tabaci</i> biótipo B.	61
Tabela 2. Médias ($\pm$ EP) de período ninfal, desenvolvimento de ovo-adulto e emergência de adultos de <i>B. tabaci</i> biótipo B em genótipos de soja em casa de vegetação ⁽¹⁾	62
Tabela 3. Médias ($\pm$ EP) de viabilidade de ovos, período de incubação, duração do período ninfal, desenvolvimento de ovo-adulto e emergência de adultos de <i>B. tabaci</i> biótipo B provenientes de diferentes populações em casa de vegetação ⁽¹⁾	63

CAPÍTULO III - Tolerância da soja KS-4202 ao ataque de *Bemisia tabaci* biótipo B
(Hemiptera: Aleyrodidae)

Tabela 1 Médias ($\pm$ EP) de total de vagens, peso seco de vagens e total de sementes produzidas por plantas de ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ submetidas a diferentes padrões de infestação por <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	85
Tabela 2 Médias ($\pm$ EP) de peso seco de sementes e peso seco de biomassa total de plantas de ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ submetidas a diferentes padrões de infestação por <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	85
Tabela 3 Teor de proteína total solúvel e atividade da enzima superóxido dismutase em genótipos de soja aos 7, 14, 21 e 28 dias após a infestação com <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	88
Tabela 4 Atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase em genótipos de soja aos 7, 14, 21 e 28 dias após a infestação com <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	89

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
CAPÍTULO I - Caracterização de antixenose em genótipos de soja para <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)	
Figura 1. Escala crescente de colonização por ninfas de <i>B. tabaci</i> biótipo B em folíolos de soja, nota 1= folíolo com poucas ninfas,...; nota 5= folíolo totalmente infestado por ninfas.	41
Figura 2. Micrografia eletrônica de varredura (MEV) de tricomas na superfície abaxial de folíolos de 10 genótipos de soja: A: PI-229358; B: ‘P98Y11’; C: ‘IAC-17’; D: UX-2569-159; E: ‘KS-4202’; F: ‘TMG1176 RR’; G: ‘Jackson’ (PI 548657); H: ‘Conquista’; I: ‘IAC-19’; J: PI-227687.	42
Figura 3. Classificação quanto à inclinação dos tricomas em relação à superfície foliar: A: exemplo de tricoma inclinado (‘P98Y11’); B: exemplo de tricoma ereto (UX-2569-159).	43
CAPÍTULO III - Tolerância da soja KS-4202 ao ataque de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)	
Fig 1 Média de ninfas vivas/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B nos genótipos ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ para cada padrão de infestação	86
Fig 2 Comparação de porcentagem de redução na produtividade entre ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ para cada padrão de infestação com <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B. Médias seguidas de letras iguais, nas colunas, para cada padrão de infestação, não diferem entre si, pelo teste Tukey (P>0,05). ns= não significativo. Infestado e sem controle (F= 0,449; df= 3; P= 0,5507); Infestado e com controle aos 15 DAI (F= 17,652; df= 3; P= 0,0246); Infestado e com controle aos 30 DAI (F= 4,992; df= 3; P= 0,1116); Infestado e com controle aos 45 DAI (F= 20,211; df= 3 ; P= 0,0205); Infestado e com controle aos 60 DAI (F= 4,532; df=3 ; P= 0,1231). DAI= Dias após a infestação.....	87

CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE SOJA A *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE). Botucatu, 2015. 98p. Tese (Doutorado em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas. Universidade Estadual Paulista (UNESP).

Autor: PATRÍCIA LEITE CRUZ

Orientador: EDSON LUIZ LOPES BALDIN

1. RESUMO

A soja, *Glycine max* (L.) Merrill, é uma das culturas mais importantes para o Brasil, com elevada produtividade e forte participação nas exportações. Essa leguminosa representa uma importante fonte nutricional para o homem e seus derivados podem ser utilizados na nutrição animal ou mesmo na produção de energia renovável, na forma de biodiesel. Embora a cultura apresente elevado potencial, o ataque de pragas, como o da mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae), compromete uma parcela significativa do volume produzido. Esse inseto tornou-se praga de importância econômica para a cultura da soja devido às infestações crescentes e dificuldades de manejo. O controle desse hemíptero é feito principalmente através de aplicações de inseticidas sintéticos, os quais são geralmente utilizados de forma abusiva, impactando sobre a saúde do homem e o meio ambiente. Esse quadro estimula o estudo de alternativas menos agressivas e mais eficientes, alinhadas ao manejo integrado de pragas (MIP). Nesse sentido, o uso de cultivares resistentes é considerada uma valiosa ferramenta, podendo reduzir a população das pragas abaixo do nível de dano econômico, sem prejuízos sócioambientais. Neste trabalho, 15 genótipos de soja foram avaliados sob o ataque de *B. tabaci* biótipo B, visando caracterizar possíveis tipos de resistência (antixenose, antibiose e tolerância) contra o inseto. Inicialmente, foram realizados ensaios de antixenose (com e sem chance de escolha). A evolução da colonização do inseto confinado aos genótipos e a configuração dos tricomas das plantas também foram avaliados. Em adição, foram realizados ensaios de desempenho

biológico, a fim de caracterizar a ocorrência de antibiose. Na última etapa, foram realizados testes de tolerância (genótipos sob diferentes níveis de infestação), bem como análises bioquímicas (proteínas totais solúveis, superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase) visando correlacionar com os resultados obtidos. Os genótipos ‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ expressam antixenose como mecanismo de resistência contra *B. tabaci* biótipo B. ‘P98Y11’, PI-229358 e ‘Jackson’ podem ser utilizados em programas de melhoramento da soja como fontes de resistência contra a mosca-branca, devido às características dos seus tricomas. Os materiais ‘TMG132 RR’, ‘P98Y11’ e UX-2569-159 apresentam níveis moderados de resistência por antibiose contra *B. tabaci* biótipo B. O genótipo ‘KS-4202’ apresenta tolerância ao ataque de *B. tabaci* biótipo B. As enzimas oxidativas estudadas aparentemente não são as principais causas da tolerância encontrada nesse genótipo.

Palavras-chave: *Glycine max*, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, antixenose, antibiose, tolerância.

CHARACTERIZATION OF SOYBEAN RESISTANCE TO *Bemisia tabaci* BIOTYPE B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) Botucatu, 2015. 98p. Tese (Doutorado em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas. Universidade Estadual Paulista (UNESP).

Author: PATRÍCIA LEITE CRUZ

Adviser: EDSON LUIZ LOPES BALDIN

2. SUMMARY

Soybean, *Glycine max* (L.) Merrill, is one of the most important crops in Brazil with high productivity and expressive participation in exports. This leguminous is an important nutritional source for human and their derivatives may be used in animal feed or in the production of renewable energy as biodiesel. Although it has high production potential, the pest attack such as silverleaf whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae), undertakes a significant amount of the volume produced. This insect has become pest of economic importance to the soybean crop due to the increasing infestations and difficulties of management. The control of this hemipteran is made mainly through applications of synthetic insecticides, which are often overly utilized, having an impact on human and the environmental health. This situation encourages the study of less aggressive and more efficient alternatives, suitable to the integrated pest management (IPM). In this sense, the use of resistant genotype is considered a valuable tool, which can reduce the population of pests below the economic injury level without socio-environmental damage. In this work, 15 soybean genotypes were evaluated under attack of *B. tabaci* biotype B to characterize possible types of resistance (antixenosis, antibiosis and tolerance) against this insect. Initially, antixenosis assays were performed (free and no choice). The raise of the colonization of this insect confined to the genotypes and the characteristics of trichomes were also evaluated. In addition, biological performance tests were conducted to characterize the occurrence of antibiosis. In the last step, tolerance tests were conducted (genotypes under

different levels of infestation) and biochemical analysis (total soluble protein, superoxide dismutase, peroxidase and polyphenoloxidase) in order to correlate to the results obtained. The genotypes ‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ and ‘IAC-19’ express antixenosis as resistance mechanism against *B. tabaci* biotype B. ‘P98Y11’, PI-229358 and ‘Jackson’ may be used in soybean breeding programs as sources of resistance against the silverleaf whitefly, due to their trichomes characteristics. The materials ‘TMG132 RR’, ‘P98Y11’ and UX-2569-159 show moderate levels of antibiosis against *B. tabaci* biotype B. The genotype ‘KS-4202’ express tolerance to attack of *B. tabaci* biotype B. The oxidative enzymes studied apparently are not the main causes of tolerance found in this genotype.

Keywords: *Glycine max*, silverleaf whitefly, host plant resistance, antixenosis, antibiosis, tolerance.

3. INTRODUÇÃO GERAL

De origem chinesa, a soja [*Glycine max* (L.) (Merrill)] destaca-se como uma cultura de grande importância econômica em todo o mundo, sendo relatada como base alimentar do povo chinês há mais de 5.000 anos. Seus grãos representam uma excelente fonte de vitaminas do complexo B, potássio, zinco, dentre outros minerais. Além da importância na nutrição humana, a soja e seus derivados, provenientes do processamento industrial dos grãos, apresentam outras inúmeras utilizações, tais como: adubação verde, nutrição animal como silagem e farelo, fabricação de tintas, fibras, adesivos, tecidos e cosméticos, além da produção de energia renovável, na forma de biodiesel (ENDRES, 2001; PRADO, 2007).

A cultura da soja possui grande importância econômica para o Brasil, sendo responsável por uma significativa parcela do agronegócio nacional. Destaca-se como um dos mais importantes produtos de exportação do país, com produção de aproximadamente 86 milhões de toneladas de grãos na safra 2013/14, e estimativa de 94 milhões de toneladas para a safra 2014/15. A área plantada com soja no país tende a crescer graças à melhor rentabilidade da cultura, exportações crescentes e menores custos de produção em relação a outras opções para o plantio de verão. A soja é cultivada em todas as regiões do Brasil, no entanto, concentra-se principalmente no Centro-Oeste, responsável por 45,6% da produção brasileira, e no Sul do país, com 34,4% da produção (AGRIANUAL, 2015). A produtividade

da soja é frequentemente reduzida devido ao ataque de inúmeras pragas, como o da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae), considerada uma das principais ameaças em diversas regiões produtoras (TAMAI et al., 2006; VIEIRA et al., 2011).

Bemisia tabaci pertence à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha e família Aleyrodidae, a qual é dividida nas subfamílias Aleyrodicinae (com origem principalmente nas Américas do Sul e Central) e Aleyrodinae (com origem ampla pelo mundo) (INBAR; GERLING, 2008). A subfamília Aleyrodinae apresenta *Bemisia* como o gênero principal, além de ser o mais prejudicial, amplamente distribuído e estudado em todo o mundo (HAJI et al., 2004).

As moscas-brancas apresentam metamorfose incompleta ou hemimetabolia, passando pelas fases de ovo, ninfa (I, II, III e IV/pupário) e adulto durante o seu ciclo de desenvolvimento. A reprodução pode ocorrer de forma sexual ou partenogenética. Os adultos são pequenos, medem de 1 a 2 mm de comprimento, sendo as fêmeas maiores que os machos; possuem dois pares de asas membranosas, recobertas por uma substância pulverulenta branca. Tanto os adultos como as ninfas possuem aparelho bucal do tipo sugador labial tetraqueta, em que as mandíbulas e as maxilas formam um tubo duplo que é inserido até o floema, de onde retiram a seiva elaborada que lhes serve como alimento (VILLAS BÔAS et al., 1997; GALLO et al., 2002; WALKER et al., 2010).

O acasalamento dos insetos ocorre logo após a emergência dos adultos (12 a 48 horas) e se repete diversas vezes durante a sua vida. As fêmeas depositam de 10 a 300 ovos durante sua vida, sendo a fecundidade influenciada pela temperatura e pela planta hospedeira; na falta de alimento, a postura pode ser interrompida. Os ovos apresentam formato periforme, com comprimento médio de 0,2 mm, coloração amarela nos primeiros dias e marrom quando próximos da eclosão; são depositados de modo irregular na face inferior das folhas, ficando presos por um pedúnculo curto (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; VILLAS BÔAS et al., 1997; GALLO et al., 2002).

Bemisia tabaci biótipo B pode causar danos diretos à cultura, devido à sucção de seiva e injeção de toxinas durante a alimentação das ninfas e dos adultos, provocando alterações no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas. Os danos

indiretos são causados pela excreção de *honeydew* durante a alimentação, o qual favorece o desenvolvimento de fungos (*Capnodium* sp.), resultando na formação de colônias enegrecidas sobre os tecidos vegetais (fumagina). Em consequência, ocorre redução na capacidade fotossintética das plantas, prejudicando seu desenvolvimento e comprometendo a produtividade (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; GALLO et al., 2002; NARANJO; LEGG, 2010; CAMERON et al., 2013). Adicionalmente, esse inseto destaca-se como um dos mais importantes vetores de patógenos, transmitindo mais de 200 fitoviroses, sendo os únicos transmissores de geminivírus (JONES, 2003; NAVAS-CASTILLO et al., 2011; POLSTON et al., 2014). Na cultura da soja, *B. tabaci* biótipo B atua como vetor do vírus da necrose da haste da soja (*Cowpea mild mottle virus* - CpMMV), pertencente ao gênero *Carlavirus* (ALMEIDA et al., 2005; MARUBAYASHI et al., 2010).

Desde seu primeiro registro no Brasil em 1990 (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994), o biótipo B de *B. tabaci* tornou-se rapidamente uma das pragas mais importantes para o país, causando danos a diversas culturas, com perdas econômicas estimadas em 714 milhões de dólares/ano (OLIVEIRA et al., 2013). Culturas de importância econômica como soja, algodão, feijão e diversas olerícolas, chegam a apresentar perdas que variam de 20% a 100%, quando atacadas pelo inseto (LOURENÇÃO et al., 1999; 2001; OLIVEIRA et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2013).

Bemisia tabaci biótipo B requer constante atenção dos produtores e de toda a comunidade científica e, nesse sentido, diversas pesquisas têm sido conduzidas, visando disponibilizar alternativas eficientes e duradouras para o manejo das populações do inseto. A dificuldade para o manejo dessa praga deve-se ao fato de o inseto possuir uma ampla gama de hospedeiros, ter elevado potencial reprodutivo, tamanho reduzido, alta capacidade de dispersão, além de possuir grande capacidade para desenvolver resistência aos inseticidas (JONES, 2003; BERRY, 2004; MUSA; REN, 2005; OLIVEIRA et al., 2013).

Entre as estratégias de manejo, o controle químico ainda representa a principal ferramenta utilizada pelos produtores para o controle da mosca-branca, o que inviabiliza muitas vezes a adoção de outras táticas de controle, além de onerar os custos de produção da cultura (TOSCANO et al., 2001; VIEIRA et al., 2013). Além disso, sabe-se que

aplicações sucessivas de inseticidas podem causar desequilíbrios no meio ambiente, eliminar insetos benéficos, além de permitir à rápida seleção de indivíduos resistentes aos inseticidas, fazendo com que essa prática se torne menos eficiente (BYRNE et al., 2003; PRABHAKER et al., 2005; SILVA et al., 2009).

Diante da importância da cultura da soja para o Brasil e da expansão de *B. tabaci* biótipo B para as áreas de cultivo, torna-se cada vez mais importante a busca por alternativas de controle que estejam em consonância com as práticas do Manejo Integrado de Pragas (MIP). Nesse sentido, a busca por genótipos resistentes merece destaque, uma vez que além de ser um método com reconhecida eficiência e que apresenta compatibilidade com outras táticas de controle, possui diversas outras características desejáveis, tais como: especificidade para uma ou várias pragas; efeito cumulativo, atuando em sucessivas gerações do inseto; persistência por vários anos; facilidade de incorporação dentro das atividades das propriedades; e por fim, a possibilidade de manter a população de insetos abaixo do nível de dano econômico, sem interferir no meio ambiente, tornando a cultura mais rentável para o produtor (PAINTER, 1951; KOGAN, 1982; AUCLAIR, 1989; LARA, 1991; SMITH, 2005; VENDRAMIM; GUZZO, 2009).

Painter (1951) definiu como resistente aquela planta que, devido à soma relativa de suas características hereditárias, é menos danificada que outra em igualdade de condições. A resistência de plantas é dividida em três tipos: antixenose (não preferência), antibiose e tolerância. A antixenose é caracterizada pela presença de fatores químicos ou morfológicos na planta, que afetam negativamente o comportamento do inseto durante o processo de colonização. Na antibiose, a planta embora normalmente utilizada para alimentação afeta negativamente a biologia do inseto, interferindo no seu ciclo de desenvolvimento, reprodução e sobrevivência. Tanto a antibiose quanto a antixenose podem realizar pressão de seleção sobre o inseto-praga, podendo levar ao desenvolvimento de biótipos, já que ambas induzem uma resposta do inseto. Já a tolerância é a habilidade da planta em resistir ou recuperar-se de uma injúria causada pelo inseto, sem afetar sua biologia e o seu comportamento (PAINTER, 1951; SMITH, 2005). A tolerância é considerada uma resistência mais horizontal, conferida por vários genes, sendo geralmente mais estável e duradoura do que a resistência vertical ou monogênica, comum nas outras categorias de resistência. Além disso,

diferentemente da antibiose e da antixenose, a tolerância é uma resposta da planta e não do inseto, motivo pelo qual ela não impõe pressão de seleção sobre as populações do inseto, sendo considerada a mais sustentável entre as categorias de resistência (PAINTER, 1951; SMITH, 2005).

Na interação inseto-planta, a planta não se constitui em uma entidade passiva, mas se comporta como um organismo ativo e, dessa forma, vem desenvolvendo, por meio de seleção no decorrer do processo evolutivo, certos mecanismos de proteção que interferem na sua utilização pelos insetos. Tais mecanismos ou causas de resistência são normalmente divididos em três grupos: físicos, morfológicos e químicos (LARA, 1991; VENDRAMIM; GUZZO, 2009).

As causas físicas são representadas basicamente pela cor do substrato vegetal que, em alguns casos, afeta não apenas a seleção hospedeira para a alimentação e a oviposição, mas também a biologia do inseto. As causas químicas incluem as substâncias que atuam no comportamento ou metabolismo do inseto e por impropriedades nutricionais na planta. A alteração no comportamento ocorre principalmente durante o processo de seleção hospedeira para alimentação e oviposição, resultando na resistência por antixenose. O efeito no metabolismo é resultante da ingestão pelo inseto de compostos ou substâncias (metabólitos tóxicos, inibidores enzimáticos e reprodutivos) que podem afetar a biologia, o desenvolvimento e a reprodução do inseto, resultando na resistência por antibiose. A impropriedade nutricional da planta, seja pela deficiência qualitativa ou quantitativa de nutrientes, também pode causar resistência por antibiose (LARA, 1991; VENDRAMIM; NISHIKAWA, 2001).

As causas morfológicas são representadas por diversas características da planta que podem afetar a locomoção, o acasalamento, a seleção hospedeira para a alimentação e oviposição, e a ingestão e digestão do alimento pelos insetos. Essas características podem ser agrupadas basicamente em fatores estruturais relacionados à dimensão e à disposição das estruturas vegetais e aos fatores da epiderme, entre os quais se incluem espessura, dureza, textura, cerosidade e pilosidade (tricomas) (LARA, 1991; VENDRAMIM; NISHIKAWA, 2001).

Com relação à tolerância, existem diversos fatores da planta que contribuem para esse comportamento frente ao ataque dos insetos, dentre os quais se destacam: elevada taxa de crescimento relativo; aumento de ramificação ou perfilhamento após a liberação da dominância apical, aumento de taxa fotossintética pós-dano; armazenamento prévio de elevados níveis de carbono nas raízes para serem disponibilizados na parte aérea; capacidade de deslocamento de carbono das raízes para as brotações após a ocorrência de danos; aumento na produção de hormônios, enzimas oxidativas e compostos aleloquímicos (STRAUSS; AGRAWAL, 1999; HENG-MOSS et al., 2004; FRANZEN et al., 2007).

Dada a importância de *B. tabaci* como praga na cultura da soja, e do apelo pelo uso de táticas de controle menos agressivas ao ambiente, alguns trabalhos têm sido desenvolvidos na busca por materiais de soja resistentes (ROSSETTO et al., 1977; LOURENÇÃO; YUKI, 1982; LOURENÇAO; MIRANDA, 1987; VALLE; LOURENÇÃO, 2002; LIMA; LARA, 2004; VIEIRA et al., 2011; SILVA et al., 2012; VALLE et al., 2012). Essas pesquisas tiveram como objetivo principal caracterizar principalmente a ocorrência de antixenose (atratividade, colonização e oviposição) e antibiose; no entanto, até o momento não existem pesquisas quanto à expressão de tolerância sob o ataque do inseto.

Alguns materiais têm sido indicados como resistentes à mosca-branca, tais como: 'IAC-17', IAC-18 'IAC-19', IAC-24, 'IAC-100', PI-229358, BR-82 12547, D 75-10169, Coodetec 201 e BRS Barreiras, expressando antixenose como mecanismo de resistência (VALLE; LOURENÇÃO, 2002; LIMA; LARA, 2004; VIEIRA et al., 2011; SILVA et al., 2012; VALLE et al., 2012). Os genótipos 'IAC-100', 'IAC-19', IAC-24, 'IAC-17' foram citados como portadores de resistência por antibiose, porém em níveis muito baixos, sugerindo uma possível ocorrência simultânea de antixenose e antibiose nesses materiais (LIMA; LARA, 2004; SILVA et al., 2012). Com relação à antibiose, a maioria dos ensaios avaliou apenas o desempenho de populações da primeira geração da mosca-branca e não em gerações sucessivas, o que poderia melhor exhibir os efeitos antibióticos dos materiais ao longo do tempo.

Apesar das causas da resistência de genótipos de soja a *B. tabaci* biótipo B ainda não terem sido bem elucidadas, alguns trabalhos mostram que a densidade e a inclinação dos tricomas são importantes fatores a serem investigados. Genótipos de soja que apresentam tricomas mais eretos ou em maior densidade têm sido destacados como mais atrativos e preferidos para oviposição, enquanto aqueles com tricomas paralelos ou levemente inclinados em relação à superfície foliar têm se mostrado mais resistentes (McAUSLANE, 1996; LAMBERT et al., 1995; VALLE; LOURENÇÃO, 2002).

Diante da dificuldade de se obterem novas fontes de resistência em genótipos de soja no Brasil, surge também a possibilidade de avaliar genótipos de diferentes origens e que apresentem potencial de resistência contra *B. tabaci* biótipo B. Nos Estados Unidos, alguns genótipos de soja têm sido destacados como portadores de resistência ao pulgão-da-soja *Aphis glycines* Matsumura, considerada uma das pragas mais limitantes para o cultivo da cultura no país. Diversos autores reportaram a ocorrência de resistência (antibiose e antixenose) nos genótipos ‘Jackson’ e ‘Dowling’, tendo sido identificado um único gene (*Rag* e *Rag 1*, respectivamente) como responsável pela resistência sobre o afídeo (HILL et al., 2004; 2006; DIAZ-MONTANO et al., 2006; LI et al., 2007).

Outro material americano promissor, identificado como tolerante a *A. glycines* é ‘KS-4202’ (PIERSON et al., 2010; PROCHASKA et al., 2013). Ao compararem plantas de ‘KS-4202’ infestadas e não infestadas com o pulgão, Pierson et al. (2010) verificaram que para alguns parâmetros comparados, como peso de sementes, número de sementes por vagem ou danos na planta, não houve diferença entre plantas infestadas ou não, sugerindo a ocorrência de tolerância nesse material. Posteriormente, Prochaska et al. (2013) ao avaliarem a resistência de genótipos de soja em condições de campo, também sugeriram que esse material apresenta tolerância ao pulgão, já que plantas de ‘KS-4202’ obtiveram uma perda mínima de produção, suportando populações do pulgão que causariam perdas significativas na maioria dos materiais. Alguns trabalhos têm demonstrado que a tolerância de ‘KS-4202’ contra o pulgão-da-soja pode está diretamente envolvida com a maior atividade de peroxidases em plantas infestadas (PIERSON et al., 2011; MARCHI-WERLE et al. 2014).

A ocorrência de resistência múltipla (sobre mais de uma espécie de inseto) é uma característica altamente desejável em genótipos comerciais, já tendo sido documentada para várias espécies de pragas em diferentes culturas (LARA, 1991). Nesse contexto, este trabalho foi desenvolvido com o intuito de caracterizar os mecanismos de resistência contra *B. tabaci* biótipo B utilizando genótipos de soja nacionais promissores (VALLE; LOURENÇÃO, 2002; SILVA et al., 2012; 2014) e americanos, resistentes a outros insetos sugadores (HILL et al., 2004; 2006; PIERSON et al., 2010; PROCHASKA et al., 2013).

Os objetivos específicos do trabalho foram: a) verificar a ocorrência de antixenose em testes com e sem chance de escolha, e a possível correlação com os tricomas presentes na superfície abaxial dos diferentes materiais de soja; b) avaliar parâmetros biológicos até a segunda geração de *B. tabaci* biótipo B, confinada a diferentes genótipos de soja, visando melhor caracterizar a ocorrência de antibiose; c) verificar a possível tolerância de ‘KS-4202’ à mosca-branca, bem como investigar a resposta da planta sob infestação do inseto através de análises bioquímicas (conteúdo de proteínas totais solúveis, superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase).

Para atingir esses objetivos a tese foi dividida em três capítulos, sendo o primeiro intitulado “Caracterização de antixenose em genótipos de soja para *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)”, conforme as normas da revista Bragantia; o segundo intitulado “Desempenho de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de soja”, redigido conforme as normas da revista Pesquisa Agropecuária Brasileira; e o terceiro intitulado “Tolerância da soja ‘KS-4202’ ao ataque de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)”, redigido conforme as normas da revista Journal of Pest Science.

**CAPÍTULO I - Caracterização de antixenose em genótipos de soja para *Bemisia tabaci*
biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**

Revista: Bragantia

**Caracterização de antixenose em genótipos de soja para *Bemisia tabaci* biótipo B
(Hemiptera: Aleyrodidae)**

RESUMO

Este trabalho teve como objetivo avaliar 15 genótipos de soja frente ao ataque da mosca-branca, visando caracterizar a ocorrência de antixenose. Inicialmente foi realizado um teste com chance de escolha utilizando todos os genótipos, avaliando-se a atratividade e a preferência para oviposição aos três, 18 e 33 dias após a infestação. Decorridos 48 dias da infestação, foi determinado o nível de colonização das plantas por ninfas da mosca-branca, utilizando-se uma escala visual de 1 a 5. Na sequência, foi realizado um ensaio sem chance de escolha, onde as plantas foram infestadas individualmente, e após 72 horas avaliado o número total de ovos. A partir dos resultados da primeira etapa (testes com e sem chance de escolha) foram selecionados 10 genótipos para um novo ensaio com chance de escolha. A atratividade foi avaliada 24, 48 e 72 horas após a infestação e a oviposição aos três dias após a infestação. Os tricomas desses materiais também foram caracterizados quanto à densidade, tamanho e inclinação, buscando estabelecer possíveis correlações com a atratividade e a preferência para oviposição. No primeiro ensaio com chance de escolha, os materiais que demonstraram indicativo de antixenose contra a mosca-branca foram: ‘IAC-17’ (baixa atratividade); ‘IAC-19’ (baixas atratividade e baixa oviposição) e UX-2569-159 (baixas oviposição e colonização por ninfas). ‘Jackson’, ‘P98Y11’ e PI-229358 também demonstraram esse mesmo mecanismo de resistência, com menores índices de oviposição em teste sem chance de escolha. No segundo ensaio com chance de escolha, ‘P98Y11’, ‘TMG1176 RR’ e ‘Jackson’ foram os genótipos que expressaram antixenose por se mostrarem menos atrativos e ovipositados. A antixenose evidenciada pelos genótipos ‘P98Y11’, ‘Jackson’ e PI-229358 pode estar relacionada às características de seus tricomas (baixa densidade e/ou inclinados). Assim, ‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ são materiais promissores quanto à resistência para *B. tabaci* biótipo B, podendo ser trabalhados em programas de melhoramento da soja visando resistência a insetos.

Palavras-chave: *Glycine max*, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, não-preferência, tricoma.

**Characterization of antixenosis in soybean genotypes to *Bemisia tabaci* biotype B
(Hemiptera: Aleyrodidae)**

ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate 15 genotypes of soybean against the silverleaf whitefly infestation in order to characterize the occurrence of antixenosis. Initially, it was conducted a free-choice test using all materials evaluating the attractiveness and the oviposition preference after three, 18 and 33 days of infestation. After a 48-day infestation, it was determined the level of plant colonization by whitefly nymphs, using a visual scale ranging from 1 to 5. After that, in a no-choice test the plants were individually infested, and after 72 hours the total number of eggs was assessed. Based on the results of the first step (free and no choice tests), ten genotypes were selected for a new free-choice test. The attractiveness was evaluated 24, 48 and 72 hours after infestation while the oviposition was evaluated after three days. The trichomes of these materials were also characterized for density, size and inclination to establish the possible correlations to the attractiveness and oviposition preference. In the first free-choice test, the materials that demonstrated indicative of antixenosis against silverleaf whitefly were: ‘IAC-17’ (low attractiveness); ‘IAC-19’ (low attractiveness and low oviposition) and UX-2569-159 (low oviposition and low colonization by nymphs). ‘Jackson’, ‘P98Y11’ and PI-229358 also showed the same resistance mechanism with lowest levels of oviposition in no-choice test. In the second free-choice test, ‘P98Y11’, ‘TMG1176 RR’ and ‘Jackson’ were the genotypes that expressed antixenosis showing to be less attractive and oviposited. The possible antixenosis showed by ‘P98Y11’, ‘Jackson’ and PI-229358 genotypes could be associated to the characteristics of their trichomes (low density and/or inclined). Then, ‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ and ‘IAC-19’ are promising materials for resistance to *Bemisia tabaci* biotype B, and can be utilized in soybean breeding programs focusing on resistance to insects.

Key words: *Glycine max*, silverleaf whitefly, host plant resistance, non-preference, trichome.

1. INTRODUÇÃO

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B é considerada uma das pragas mais invasivas e destrutivas para diversas culturas em todo o mundo, sendo responsável por perdas de bilhões de dólares anualmente (Brown et al., 1995; Oliveira et al., 2013). No Brasil, esse inseto tem limitado a produtividade de várias culturas, entre elas a da soja [*Glycine max* (L.) Merrill] (Tamai et al., 2006; Vieira et al., 2011), considerada uma das mais importantes para o país, devido à extensiva área plantada, elevada produtividade e expressiva participação nas exportações (Agrianual, 2015).

Bemisia tabaci biótipo B é um inseto extremamente polífago, que pode danificar diretamente as plantas, por alimentar-se da seiva do floema e pela injeção de toxinas pelas ninfas e adultos durante a alimentação, provocando alterações no seu desenvolvimento vegetativo e reprodutivo. O inseto também pode provocar danos indiretos devido à excreção de *honeydew*, que favorece o desenvolvimento de fungos (*Capnodium* sp.), os quais formam colônias enegrecidas sobre os tecidos vegetais (fumagina), afetando a capacidade fotossintética das plantas (Musa & Ren, 2005; Naranjo & Legg, 2010; Cameron et al., 2013), ou ainda, devido à sua capacidade de transmitir inúmeros vírus (Navas-Castillo et al., 2011; Polston et al., 2014).

Diante dos diversos danos ocasionados pelo inseto e do fato do seu controle ser feito principalmente por aplicações de inseticidas sintéticos, os quais causam desequilíbrios ambientais e oneram os custos de produção (Toscano et al., 2001; Vieira et al., 2013), torna-se importante avaliar alternativas de controle mais sustentáveis e que se adequem ao Manejo Integrado de Pragas (MIP), a fim de reduzir o uso abusivo de inseticidas. O uso de materiais resistentes pode ser uma ferramenta valiosa para o manejo das pragas, possibilitando a redução da população do inseto abaixo do nível de dano econômico, sem agredir o meio ambiente e tornando a cultura mais rentável para o produtor (Painter, 1951; Smith, 2005).

Uma planta resistente é aquela que, devido à soma relativa de suas características hereditárias, é menos danificada que outra em igualdade de condições (Painter, 1951). Segundo Smith (2005), existem três tipos de resistência: antixenose (não preferência), antibiose e tolerância. Uma planta apresenta resistência por antixenose quando possui fatores químicos ou morfológicos, que afetam negativamente o comportamento do inseto durante o

processo de colonização. A antibiose ocorre quando o inseto se alimenta normalmente da planta, mas esta exerce efeitos adversos sobre sua biologia, interferindo no seu ciclo de desenvolvimento, reprodução e sobrevivência. Já a tolerância representa a habilidade da planta em resistir ou recuperar-se de uma injúria causada pelo inseto, sem afetar a biologia e o comportamento do mesmo (Painter, 1951; Smith, 2005).

Para antixenose, são diversas as causas da resistência de uma planta a determinado inseto; dentre elas, existem as morfológicas, representadas por diversas características da planta que podem afetar o processo de seleção hospedeira. Essas características podem ser agrupadas basicamente em fatores estruturais relacionados à dimensão e à disposição das estruturas vegetais e aos fatores da epiderme, entre os quais se incluem a espessura, a dureza, a textura, a cerosidade e a pilosidade (tricomas) (Lara, 1991; Vendramim & Nishikawa, 2001). Entre os fatores morfológicos relacionados à resistência de soja à mosca-branca, alguns trabalhos mostram que a densidade e a inclinação dos tricomas são importantes fatores a serem investigados. Genótipos de soja que apresentam tricomas mais eretos ou em maior densidade têm sido destacados como mais atrativos e preferidos para oviposição, enquanto aqueles com tricomas paralelos ou levemente inclinados em relação à superfície foliar têm se mostrado mais resistentes (McAuslane, 1996; Lambert et al., 1995; Valle & Lourenção, 2002).

Buscando obter novas fontes de resistência por antixenose contra *B. tabaci* biótipo B, este trabalho teve como objetivo avaliar genótipos de soja nacionais com resistência à mosca-branca (Valle & Lourenção, 2002; Silva et al., 2012) ou a outras pragas da soja (Silva et al., 2014), e também genótipos americanos resistentes ao pulgão-da-soja *Aphis glycines* Matsumura (Hill et al., 2004; 2006; Pierson et al., 2010; Prochaska et al., 2013), e determinar as possíveis causas dessa resistência.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Os ensaios foram desenvolvidos em casa de vegetação entre os anos de 2013 e 2014. Os 15 genótipos de soja utilizados nos experimentos, suas respectivas genealogias e justificativas para investigação encontram-se descritos na Tabela 1.

Para todos os ensaios, os genótipos de soja foram cultivados em vasos (3 L), preenchidos com substrato autoclavado, formado por solo (latossolo vermelho escuro), areia

grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral curtido), na proporção de 1:1:1. O substrato foi adubado conforme recomendado para a cultura (Mascarenhas & Tanaka, 1997). As plantas foram mantidas em casa de vegetação, livre da infestação do inseto.

Criação de *B. tabaci* biótipo B

A população inicial de *B. tabaci* biótipo B foi obtida junto ao IAC (Instituto Agrônomo de Campinas) e mantida em casa de vegetação (2,0 x 2,5 x 2 m), com teto revestido por vidro e sombrite (30%) e fechada lateralmente com telado antiafídeo (200 mesh). Para a manutenção dos insetos foram fornecidas plantas de couve-de-folha (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) cultivadas em vasos plásticos com capacidade para 2,5 L. A caracterização molecular do inseto foi feita periodicamente durante o trabalho para confirmação do biótipo em estudo de acordo com Walsh et al. (1991), Simon et al. (1994) e De Barro et al. (2003).

Ensaio iniciais

Inicialmente, foi realizado um ensaio de livre chance de escolha com todos os genótipos de soja (Tabela 1) em casa de vegetação sem controle ambiental (temperatura média= 31,3°C; umidade relativa média= 45%; luz natural). Para tanto, os vasos contendo as plantas no estágio vegetativo V3-V4 (Fehr & Caviness, 1977) foram dispostos ao acaso, em círculo, no interior de gaiolas metálicas (2,5 x 3,0 x 2,5 m), com teto revestido por plástico e sombrite (30%) e as laterais revestidas por telado antiafídeo. As plantas foram espaçadas em cerca de 20-30 cm, a fim de evitar o contato entre suas folhas. O delineamento empregado foi de blocos ao acaso (DBC), com sete repetições. Cada gaiola, com 15 vasos (um de cada genótipo), foi considerada uma repetição. As gaiolas foram infestadas liberando-se no centro da gaiola cerca de 1.500 adultos da mosca-branca (50 casais por genótipo) coletados na criação com o auxílio de um aspirador bucal (11 cm de altura e 4 cm de diâmetro). Na coleta dos insetos, foi dada preferência aos pares de mosca-branca, uma vez que, segundo Byrne & Bellows Junior (1991), os casais do inseto costumam ficar pareados.

Avaliou-se a atratividade de adultos, a preferência para oviposição e a colonização, seguindo adaptações das metodologias descritas por Valle & Lourenção (2002), Baldin et al. (2005), Vieira et al. (2011) e Silva et al. (2012).

A primeira avaliação foi realizada três dias após a infestação (3 DAI), contando-se, com o auxílio de um espelho, o número de adultos presentes na face abaxial de três folíolos da planta (estratos superior, médio e inferior). Nessa mesma data, os mesmos folíolos foram removidos e levados para o laboratório, onde com o auxílio de microscópio estereoscópico (aumento de 40x) foi realizada a contagem do número de ovos presentes na face abaxial dos folíolos. Após a contagem, foi medida a área foliar, com auxílio de medidor foliar LI 3000A (LI-COR Inc., Lincoln, NE, EUA), para a determinação do número de ovos por cm².

Após 15 dias da primeira avaliação (18 DAI), quando as plantas se encontravam em estágio V6-R5, foi realizada nova avaliação, seguindo os mesmos procedimentos descritos anteriormente. Porém, nessa avaliação, também se quantificou o número de ninfas presentes nos três folíolos. Aos 33 DAI, com as plantas em V11-R6, foi feita nova avaliação, de forma semelhante à anterior.

Aos 48 DAI (plantas em V18-R7), foi estimada a colonização por ninfas da mosca-branca, utilizando-se uma escala visual de notas de 1 a 5, sendo: nota 1 = folha com poucas ninfas e exúvias;...; nota 5 = folha totalmente colonizada por ninfas e exúvias (Figura 1). Para tanto, foram retirados nove folíolos do terço médio de cada genótipo, sendo que a nota final da parcela resultou da média dos folíolos (Valle & Lourenção, 2002; Coelho et al., 2009; Pierson et al., 2010).

No ensaio sem chance de escolha foram testados os mesmos materiais do teste com chance de escolha, com exceção de 'Dowling', que apresentou baixa germinação. As plantas (V3-V4) foram individualizadas em gaiolas metálicas (35 cm de diâmetro x 55 cm de altura), cobertas com tecido *voile*, onde foram liberados 50 casais da mosca-branca. Após 72 horas da infestação, foi realizada a contagem do número de ovos presentes na face abaxial de três folíolos de cada material, conforme descrito para o teste com chance de escolha. Nesse ensaio, foi adotado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), com oito repetições (cada planta individualizada representou uma repetição).

Ensaio com genótipos selecionados

A partir dos resultados obtidos nos testes com e sem chance de escolha, foram selecionados dez genótipos (com indicativos de resistência e suscetibilidade) para realização de novos ensaios e caracterização de tricomas. Foi realizado um teste com chance de escolha em casa de vegetação sem controle ambiental (temperatura média= 29,5°C; umidade relativa média= 49%; luz natural), conforme metodologia descrita anteriormente. Porém, nestes casos, foram realizadas somente avaliações de atratividade (24, 48 e 72 horas após a liberação dos insetos) e de oviposição, 72 horas após a infestação.

Paralelamente, buscou-se correlacionar a densidade, o tamanho e a inclinação dos tricomas presentes na superfície abaxial dos folíolos dos dez genótipos de soja, com a atratividade e a preferência para oviposição verificados. Para tanto, outras plantas foram cultivadas na mesma época daquelas utilizadas no segundo teste com chance de escolha, sob as mesmas condições. Para as análises, foram utilizados folíolos do estrato médio das plantas (V₃-V₄). A densidade de tricomas foi quantificada através da contagem do número de tricomas presentes em 10 mm² da face abaxial dos folíolos, em microscópio estereoscópico, sob aumento de 32x (Valle & Lourenção, 2002). O delineamento foi o inteiramente casualizado, com dez tratamentos (genótipos) e dez repetições, sendo cada folíolo uma repetição.

Para a obtenção de imagens mais detalhadas dos tricomas e medição de comprimento dos mesmos, amostras da região mediana do limbo foliar foram preparadas, conforme metodologia descrita por Robards (1978) e analisadas sob microscópio eletrônico de varredura Fei Quanta 200. O comprimento dos tricomas foi obtido com o auxílio do software Scandium, acoplado ao sistema de captura de imagens do microscópio eletrônico de varredura.

Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância pelo Teste F. A normalidade foi verificada através do teste de Shapiro-Wilk e a homogeneidade através do teste de Levene. Quando verificada significância nos efeitos dos tratamentos, foi utilizado o teste Tukey ($p < 0,05$) para a comparação das médias. Os dados referentes à atratividade de adultos, número de ovos por cm² e número de ninfas/cm² foram transformados em $(x+0,5)^{1/2}$ e os dados

referentes às notas de colonização, densidade e tamanho de tricomas em $(x)^{1/2}$ (Banzatto & Kronka, 2006). Foram realizadas análises de correlação de Pearson (r) entre os parâmetros atratividade média (média do número de insetos atraídos após 24, 48 e 72 horas), número de ovos/cm², densidade e tamanho de tricomas. Para as análises foi utilizado o software estatístico SAS 9.2 (SAS INSTITUTE, 2001).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

No primeiro ensaio com chance de escolha foram verificadas diferenças quanto à atratividade de *B. tabaci* biótipo B pelos genótipos de soja em todas as avaliações (Tabela 2). ‘TMG1176 RR’, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ foram os menos atrativos aos 3 DAI, diferindo de ‘Dowling’, PI-274454, ‘KS-4202’ e PI-227687, que atraíram o maior número de insetos. Aos 18 DAI, ‘IAC-19’ e ‘IAC-17’ mantiveram-se entre os menos infestados, juntamente com UX-2569-159, PI-274454 e ‘Dowling’, os quais se diferiram somente de ‘Conquista’, o mais atrativo. Nesta avaliação, o número de insetos observados foi reduzido significativamente em todas as plantas. Isso provavelmente ocorreu porque nessa data os insetos inicialmente liberados já haviam morrido e os novos adultos ainda não tinham emergido.

Na última avaliação (33 DAI) (Tabela 2), quando o número de insetos observados em todos os genótipos aumentou devido à emergência de novos adultos dentro da casa de vegetação, ‘KS-4202’ destacou-se com a menor média de insetos observados (5,3 adultos). Contudo, vale destacar que nesta última avaliação alguns dos genótipos, incluindo ‘KS-4202’, já se encontravam em fase reprodutiva, portanto, com porte reduzido e com menor disponibilidade de folhas em relação a outros genótipos, que ainda se encontravam em fase vegetativa. Isso pode explicar sua menor média de insetos observados na última avaliação, em comparação às avaliações anteriores, onde esse material ficou entre os mais atrativos para a mosca-branca. Esses resultados sugerem que para as condições em que o ensaio ocorreu e diante das diferenças fenológicas observadas entre os materiais, a diferenciação entre os mesmos deve ser feita com base nas primeiras avaliações, quando as plantas se apresentaram em estágio de desenvolvimento semelhante.

O baixo número de indivíduos observados nos genótipos ‘IAC-17’, ‘IAC-19’, ‘TMG1176 RR’, UX-2569-159 e PI-274454 pode estar relacionada à possível liberação de

voláteis repelentes pelas folhas, os quais fazem com que os insetos se afastem da planta (Panda & Kush, 1995).

Com relação à oviposição (Tabela 2), ‘TMG1176 RR’, UX-2569-159 e ‘IAC-19’ apresentaram as menores médias de ovos/cm² aos 3 DAI, diferindo de PI-227687, PI-274454, ‘KS-4202’ e ‘Dowling’, que foram os mais ovipositados. Os genótipos ‘IAC-19’ e UX-2569-159 mantiveram-se com baixa oviposição aos 18 DAI, diferindo de ‘KS-4202’, material com maior número de ovos. Diante do aumento no número de adultos dentro da casa de vegetação na última avaliação (33 DAI), também foram obtidas as maiores médias de oviposição, que variaram de 9,0 a 79,3 ovos/cm², contrastando com as médias obtidas nas primeiras avaliações, que variaram de 0,9 a 12,5 ovos/cm² (3 DAI), e de 0,1 a 3,4 (18 DAI). O genótipo UX-2569-159, pouco ovipositado nas avaliações anteriores, manteve este comportamento na última avaliação (33 DAI), diferindo de PI-227687, PI-274454, ‘IAC-100’ e ‘Conquista’, que foram os mais ovipositados.

A menor preferência de *B. tabaci* biótipo B pelos genótipos ‘IAC-17’ (menor atratividade) e ‘IAC-19’ (menor atratividade e oviposição) nas duas primeiras avaliações (3 e 18 DAI), confirma a importância desses materiais como fontes de resistência à mosca-branca, sendo seu plantio uma opção para áreas com problemas de infestações (Valle & Lourenção, 2002; Vieira et al., 2011; Silva et al., 2012; Valle et al., 2012). Os resultados encontrados para PI-227687 ratificam aqueles obtidos por Rossetto et al. (1977) e Valle & Lourenção (2002), que também observaram que, embora este seja um material que apresente resistência múltipla a insetos, foi muito infestado pela mosca-branca.

Apesar das médias de ninfas/cm² terem variado de 1,5 (‘IAC-17’) a 6,3 (‘TMG132 RR’) na segunda avaliação (18 DAI), e de 3,5 (‘IAC-17’) a 10,7 (‘KS-4202’) aos 33 dias após a infestação, não foram encontradas diferenças significativas entre os materiais para esse parâmetro (Tabela 3). Quanto às notas de colonização atribuídas aos 48 DAI, UX-2569-159 foi o material menos favorável a colonização da mosca-branca, apresentando a menor nota (1,8) e diferindo de ‘Dowling’ (3,3) e de ‘TMG1176 RR’ (3,3). A baixa colonização verificada no genótipo UX-2569-159 provavelmente esteja relacionada à menor oviposição observada em todas as avaliações (Tabela 2), indicando a expressão de resistência por antixenose contra a mosca-branca. Os genótipos PI-229358, ‘P98Y11’ e ‘Jackson’, que ficaram em posição intermediária quanto à oviposição no teste com chance de escolha (Tabela 2), foram os que

apresentaram as menores médias de ovos/cm² em teste sem chance de escolha (Tabela 4), diferindo de ‘KS-4202’ e ‘TMG1176 RR’, os mais preferidos para oviposição.

Considerando os resultados obtidos, alguns materiais foram selecionados para a realização de novos ensaios de atratividade e preferência para oviposição com chance de escolha e avaliação de tricomas, visando estabelecer possíveis correlações. ‘Jackson’, ‘P98Y11’ e PI-229358 foram selecionados por apresentarem indicativos de resistência por antixenose em teste sem chance de escolha; UX-2569-159 foi selecionado porque apresentou a menor nota de colonização por ninfas da mosca-branca e por ter se destacado entre os menos ovipositados em teste com chance de escolha; ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ foram selecionados, porque além de serem relatados na literatura como resistentes à mosca-branca, mantiveram esse comportamento em algumas das avaliações com chance de escolha; ‘TMG1176 RR’ foi selecionado com o intuito de melhor entender o comportamento desse genótipo frente ao ataque da mosca-branca, uma vez que se mostrou pouco atrativo e ovipositado na primeira avaliação do teste com chance de escolha, e altamente ovipositado em teste sem chance de escolha; por fim, PI-227687, ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ foram selecionados por mostrarem-se suscetíveis à mosca-branca.

No ensaio de atratividade com os dez materiais de soja selecionados, também foram verificadas diferenças entre os genótipos nas três avaliações (Tabela 5). Nas duas primeiras (24 e 48 h após a infestação), ‘TMG1176 RR’ foi o menos atrativo, diferindo de PI-227687, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’. Na última avaliação (72 h), ‘P98Y11’ também se destacou como menos atrativo, juntamente com ‘TMG1176 RR’. De maneira oposta, PI-227687, revelou a maior média de insetos atraídos, enquanto que os demais genótipos apresentaram valores intermediários.

Levando em consideração a média das três avaliações realizadas (Tabela 5), observa-se que ‘TMG1176 RR’, ‘P98Y11’ e ‘Jackson’ foram os que menos atraíram a mosca-branca, diferindo dos demais materiais. Com relação à oviposição (Tabela 5), nota-se que os materiais menos atrativos, também foram os menos ovipositados. PI-227687 foi o material mais atrativo e o mais ovipositado. Durante o processo de seleção do hospedeiro para alimentação ou oviposição, os insetos respondem a diversos estímulos da planta, e a ausência de tais estímulos ou a presença de repelentes, compostos anti-alimentares ou deterrentes para alimentação podem contribuir para diferentes níveis de resistência por antixenose (Panda & Kush, 1995).

Provavelmente, algumas dessas características estejam associadas com a menor atratividade e menor preferência para oviposição observada nos genótipos ‘Jackson’, ‘P98Y11’ e ‘TMG1176 RR’.

Comparando os resultados do segundo ensaio com chance de escolha com os obtidos anteriormente, pode-se observar que ‘TMG1176 RR’ manteve o mesmo comportamento apresentado na avaliação realizada aos 3 DAI no primeiro ensaio (baixa atratividade e baixa preferência para oviposição); ‘P98Y11’ e ‘Jackson’ que haviam se destacado no teste sem chance de escolha como pouco ovipositados, mostraram-se pouco atrativos e ovipositados no segundo ensaio com chance de escolha, confirmando a ocorrência de resistência por antixenose.

Os resultados encontrados para ‘P98Y11’ e ‘Jackson’ indicam que estes possuem maior nível de resistência contra a mosca-branca, já que apresentaram comportamento similar em ambas as modalidades de ensaio (com e sem chance de escolha) (Lara, 1991). Além disso, o fato de um genótipo ser pouco preferido quando é a única opção para o hospedeiro tem uma aplicação prática em campo, já que na maioria das vezes, extensas áreas são plantadas com somente uma cultivar, não permitindo que o inseto escolha, conseqüentemente reduzindo a população da praga (Lourenção & Yuki, 1982).

Dentre os materiais americanos estudados, ‘Jackson’ e UX-2569-159 foram os mais promissores, o primeiro por ter sido pouco atrativo e ovipositado, e o segundo pela baixa colonização e oviposição em teste com chance de escolha. Nos Estados Unidos, diversos trabalhos já reportaram a ocorrência de resistência (antibiose) do genótipo ‘Jackson’ contra o pulgão-da-soja *A. glycines* (Hill et al., 2004; 2006; Diaz-Montano et al., 2006), estimulando estudos em relação à resistência contra a mosca-branca, e a possível constatação de resistência múltipla.

Quanto à densidade de tricomas (Tabela 6), PI-227687 apresentou a maior média (73,4/10 mm²); porém, com menor comprimento (342,1 µm), diferindo dos demais para ambos os parâmetros. O inverso foi observado para PI-229358, que apresentou os tricomas mais longos (951,7 µm) e a menor densidade (16,4/10 mm²). Esses resultados corroboram os encontrados por Valle & Lourenção (2002) e Lima & Lara (2004), os quais também observaram maior densidade de tricomas em PI-227687 e menor em PI-229358.

Os valores dos coeficientes de correlação indicaram correlação significativa somente entre número de adultos e de ovos/cm² (Tabela 7). Essa correlação pode ser claramente observada na Tabela 6, onde PI-227687 que apresentou a maior média geral de atratividade (18,7 adultos) também foi o mais ovipositado (6,2 ovos/cm²); já os materiais menos atrativos também foram os menos ovipositados, como por exemplo, ‘TMG1176 RR’ com média de 3,4 adultos atraídos e 0,9 ovos/cm². Essa mesma correlação foi encontrada nos trabalhos de Valle & Lourenção (2002) e Valle et al. (2012), indicando que os adultos da mosca-branca tendem a selecionar simultaneamente os melhores locais para alimentação e oviposição (Van Lenteren & Noldus, 1990).

McAuslane (1996) verificou que genótipos de soja com alta densidade de tricomas mostraram-se mais ovipositados pela mosca-branca. Posteriormente, Valle & Lourenção (2002) sugeriram que o elevado número de ovos colocados pela mosca-branca na PI-227687, poderia estar associado ao alto número de tricomas presentes nos folíolos deste genótipo, o que foi confirmado por Lima & Lara (2004) e Silva et al. (2012). Apesar de não terem sido encontradas correlações significativas para tais parâmetros neste trabalho, essa tendência também foi observada, já que em ambos os ensaios com chance de escolha (Tabelas 2 e 5), o material PI-227687, que se destacou com a maior densidade de tricomas (Tabela 6) também apresentou elevada oviposição. De maneira semelhante, pode-se associar a menor atratividade e preferência para oviposição de ‘P98Y11’ no teste com chance de escolha, com o menor número de tricomas presentes em seus folíolos.

Já para PI-229358, que também possui baixo número de tricomas, verificaram-se médias intermediárias de atratividade e oviposição nos testes com chance de escolha; porém, o material foi um dos menos ovipositados no teste sem chance de escolha. Essa preferência intermediária observada em PI-229358 no teste com chance de escolha pode estar associada ao maior tamanho dos seus tricomas e não à densidade (Tabela 6). Segundo Vieira et al. (2011), além da elevada densidade, o maior comprimento dos tricomas também pode favorecer a permanência e a oviposição do inseto na planta, por evitar que estes sejam levados pelo vento. Além disso, os tricomas podem proporcionar um microclima mais adequado para oviposição (Butter & Vir, 1989), além de representarem proteção contra inimigos naturais, os quais são mais eficientes em folhas com menor densidade de tricomas ou glabras (Li et al., 1987).

A fim de fornecer informações adicionais sobre os tricomas nos diferentes materiais, a Figura 2 mostra a micrografia eletrônica de varredura (MEV) de tricomas presentes na superfície abaxial de folíolos dos dez genótipos de soja avaliados no segundo teste com chance de escolha. Com relação à inclinação dos tricomas em relação à superfície foliar, os materiais foram separados em duas categorias: tricomas inclinados ou eretos. Na Figura 3 tem-se exemplificado o que foi considerado tricoma inclinado e ereto. Tal classificação foi realizada com base em observação visual das imagens de MEV. Dessa forma, ‘IAC-17’, PI-227687, ‘Conquista’, ‘KS-4202’, ‘Jackson’ e ‘P98Y11’ apresentaram tricomas inclinados em relação à superfície foliar, enquanto que PI-229358, ‘IAC-19’, ‘TMG1176 RR’ e UX-2569-159 apresentaram tricomas mais eretos (Tabela 6). De acordo com Lambert et al. (1995), plantas de soja que possuem tricomas paralelos ou levemente inclinados em relação à superfície foliar, mostraram-se mais resistentes à mosca-branca do que plantas com tricomas mais eretos, sugerindo que a inclinação dos tricomas também é um fator que confere resistência a *B. tabaci* biótipo B em plantas de soja. Valle et al. (2012) observaram, que alguns dos materiais que se destacaram pela baixa preferência para oviposição, apresentavam tricomas paralelos ou ligeiramente inclinados, já aqueles mais preferidos pela mosca-branca possuíam tricomas mais eretos em relação a superfície foliar.

No presente estudo, considerando-se os genótipos que apresentaram indicativos de resistência, somente ‘Jackson’ e ‘P98Y11’ (Figura 2 G e B, respectivamente) apresentam tricomas mais inclinados em relação à superfície foliar, corroborando o observado por Lambert et al. (1995) e Valle et al. (2012) que também observaram tal característica para alguns materiais que se mostraram resistentes à mosca-branca. Já PI-227687 (Figura 2J) que também apresenta tricomas mais inclinados se destacou como um dos mais atrativos e ovipositados. Nesse caso, a maior atratividade deste material deve estar associada ao elevado número de tricomas presentes na superfície abaxial de seus folíolos.

Os resultados sugerem que fatores como a densidade, o tamanho e a inclinação dos tricomas possuem papel importante na resistência de alguns genótipos de soja contra a mosca-branca. Assim, a possível antixenose evidenciada pelos genótipos ‘P98Y11’, ‘Jackson’ e PI-229358 pode estar relacionada às características de seus tricomas (baixa densidade e/ou inclinados), tornando esses materiais importantes fontes de resistência contra a mosca-branca. Entretanto, tricomas não são os únicos responsáveis pelas diferenças observadas entre os

genótipos, já que fatores bioquímicos das plantas também podem interferir no reconhecimento pelo inseto do hospedeiro mais adequado para alimentação, oviposição, acasalamento ou abrigo (Lara, 1991).

Em linhas gerais, no primeiro ensaio com livre chance de escolha, os materiais que demonstraram indicativo de antixenose contra a mosca-branca foram: ‘IAC-17’ (baixa atratividade); ‘IAC-19’ (baixa atratividade e oviposição) e UX-2569-159 (baixa oviposição e colonização por ninfas do inseto). No ensaio com livre chance de escolha, os materiais ‘Jackson’, ‘P98Y11’ e PI-229358 também demonstraram ter esse mesmo mecanismo de resistência, apresentando os menores índices de oviposição. No segundo ensaio, ‘P98Y11’, ‘TMG1176 RR’ e ‘Jackson’ foram os genótipos que expressaram antixenose por se mostrarem menos atrativos e ovipositados. Esses materiais representam possíveis fontes de resistência, podendo ser explorados em programas de melhoramento visando à resistência a insetos.

4. CONCLUSÕES

‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ expressam antixenose como mecanismo de resistência para *B. tabaci* biótipo B.

‘P98Y11’, PI-229358 e ‘Jackson’ podem ser utilizados em programas de melhoramento da soja como fontes de resistência a *B. tabaci* biótipo B, devido às características dos seus tricomas.

AGRADECIMENTOS

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida ao primeiro autor, à FAPESP, pelo auxílio à pesquisa (Auxílio nº 2013/13672-7) e ao CNPq, pela bolsa de produtividade em pesquisa concedida ao segundo autor.

REFERÊNCIAS

AGRIANUAL 2015. Anuário Estatístico da Agricultura Brasileira. São Paulo: FNP – Consultoria & Agroinformativos, 409-444, 2015.

Baldin, E. L. L., Vendramim, J. D., & Lourenção, A. L. (2005). Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 34, 435-441. doi: [10.1590/S1519-566X2005000300012](https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300012)

Banzatto, D. A., & Kronka, S. N. (2006). Experimentação agrícola, 4ª edição. Jaboticabal: FUNEP.

Brown, J. K., Frohlich, D. R., & Rosell, R. C. (1995). The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Annual Review of Entomology*, 40, 511-534. doi: [10.1146/annurev.en.40.010195.002455](https://doi.org/10.1146/annurev.en.40.010195.002455)

Butter, N. S., & Vir, B. K. (1989). Morphological basis of resistance in cotton to the whitefly *Bemisia tabaci*. *Phytoparasitica*, 17, 251-261. doi: [10.1007/BF02980754](https://doi.org/10.1007/BF02980754)

Byrne, D. N., & Bellows Junior, T. S. (1991). Whitefly biology. *Annual Review of Entomology*, 36, 431-457. doi: [10.1146/annurev.en.36.010191.002243](https://doi.org/10.1146/annurev.en.36.010191.002243)

Cameron, R., Lang, E. B., Annan, I. B., Portillo, H. E., & Alvarez, J. M. (2013). Use of fluorescence, a novel technique to determine reduction in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) nymph feeding when exposed to benevia and other insecticides. *Journal of Economic Entomology*, 106, 597-603. doi: [10.1603/EC12370](https://doi.org/10.1603/EC12370)

Coelho, S. A. M. P., Lourenção, A. L., Melo, A. M. T., & Schammass, E. A. (2009). Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia*, 68, 1025-1035. doi: [10.1590/S0006-87052009000400024](https://doi.org/10.1590/S0006-87052009000400024)

De Barro, P. J., Scott, K. D., Graham, G. C., Lange, C. L., & Schutze, M. K. (2003). Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Molecular Ecology Notes*, 3, 40-43. doi: [10.1046/j.1471-8286.2003.00344.x](https://doi.org/10.1046/j.1471-8286.2003.00344.x)

Diaz-Montano, J., Reese, J. C., Schapaugh, W. T., & Campbell, L. R. (2003). Characterization of antibiosis and antixenosis to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae) in several soybean genotypes. *Journal of Economic Entomology*, 99, 1884-1889. doi: [10.1603/0022-0493-99.5.1884](https://doi.org/10.1603/0022-0493-99.5.1884)

Fehr, W. R., & Caviness, C. E. (1977). Stages of soybean development. Iowa State University Cooperative Extension Service Special Rep. 80. Iowa State University, Ames, IA.

Heng-Moss, T. M., Baxendale, F. P., Riordan, T. P., & Foster, J. E. (2002). Evaluation of buffalograss germplasm for resistance to *Blissus occiduus* (Hemiptera: Lygaeidae). *Journal of Economic Entomology*, 95, 1054-1058. doi: [10.1603/0022-0493-95.5.1054](https://doi.org/10.1603/0022-0493-95.5.1054)

Hill, C. B., Li, Y., & Hartman, G. L. (2004). Resistance to the soybean aphid in soybean germplasm. *Crop Science*, 44, 98-106. doi: [10.2135/cropsci2004.9800](https://doi.org/10.2135/cropsci2004.9800)

Hill, C. B., Li, Y., & Hartman, G. L. (2006). Soybean aphid resistance in soybean Jackson is controlled by a single dominant gene. *Crop Science*, 46, 1606-1608. doi: [10.2135/cropsci2005.11-0438](https://doi.org/10.2135/cropsci2005.11-0438)

Lambert, A. L., McPherson, R. M., & Espelie, K. E. (1995). Soybean host plant resistance mechanisms that alter abundance of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, 24, 1381-1386. doi: [10.1093/ee/24.6.1381](https://doi.org/10.1093/ee/24.6.1381)

Lara, F. M. (1991). Princípios de resistência de plantas a insetos. São Paulo: Ícone.

Li, Z. H., Lammes, F., Van Lenteren, J. C., Huisman, P. W. T., Van Vianen, A., & De Ponti, O. M. B. (1987). The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae). XXV. Influence of leaf structure on the searching activity of *Encarsia formosa*. *Journal of Applied Entomology*, 104, 297-304. doi: [10.1111/j.1439-0418.1987.tb00528.x](https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1987.tb00528.x)

Lima, A. C. S., & Lara, F. M. (2004). Resistência de genótipos de soja à mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 33, 71-75. [doi: 10.1590/S1519-566X2004000100013](https://doi.org/10.1590/S1519-566X2004000100013)

Lourenção, A. L.; & Yuki, V. A. (1982). Oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) em três variedades de soja sem chance de escolha. *Bragantia*, 41, 199-202.

Mascarenhas, H. A. A., & Tanaka, R. T. Soja. In: Raij, B. Van., Cantarella, H., Quaggio, J. A., & Furlani, A. M. C. (Eds.). (1997). Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo (p. 202-203). 2. ed. rev. e atual. Campinas: IAC (IAC-Boletim 100).

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

Musa, P. D., & Ren, S. (2005). Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. *Insect Science*, 12, 25-30. [doi: 10.1111/j.1744-7917.2005.00004.x](https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2005.00004.x)

Naranjo, S. E., & Legg, J. P. (2010). Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: Stansly, P. A., & Naranjo, S. E (Eds.). *Bemisia: bionomics and management of a global pest* (p. 105-107). Springer: Dordrecht.

Navas-Castillo, J., Olivé, E. F., & Campos, S. C. (2011). Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Annual Review of Phytopathology*, 49, 219-248. [doi: 10.1146/annurev-phyto-072910-095235](https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235)

Oliveira, C. M.; Auad, A. M.; Mendes, S. M.; & Frizzas, M. R. (2013). Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. *Journal of Applied Entomology*, 137, 1-15. [doi: 10.1111/jen.12018](https://doi.org/10.1111/jen.12018)

Painter, R. H. (1951). Insect resistance in crop plants. New York: McMillan.

Panda, N., & Khush, G. S. (1995). Host plant resistance to insects. Wallingford, UK: CAB International.

Pierson, L. M., Heng-Moss, T. M., Hunt, T. E., & Reese, J. (2010). Categorizing the resistance of soybean genotypes to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). *Journal of Economic Entomology*, 103, 1405-1411. doi: [10.1603/EC09324](https://doi.org/10.1603/EC09324)

Polston, J. E., De Barro, P., & Boykin, L. M. (2014). Transmission specificities of plant viruses with the newly identified species of the *Bemisia tabaci* species complex. *Pest Management Science*, 70, 1547- 1552. doi: [10.1002/ps.3738](https://doi.org/10.1002/ps.3738)

Prochaska, T. J., Pierson, L. M., Baldin, E. L. L., Hunt, T. E., Heng-Moss, T. M., & Reese, J. (2013). Evaluation of reproductive stage soybeans for resistance to soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). *Journal of Economic Entomology*, 106, 1036-1044. doi: [10.1603/EC12320](https://doi.org/10.1603/EC12320)

Rossetto, D., Costa, A. S., Miranda, M. A. C., Nagai, V., & Abramides, E. (1977). Diferenças na oviposição de *Bemisia tabaci* em variedades de soja. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 6, 256-263.

Robards, A. W. (1978). An introduction to techniques for scanning electron microscopy of plant cells. In: Hall, J.L. (Ed.). *Electron Microscopy and Cytochemistry of Plant Cells* (p. 343-403). New York: Elsevier.

SAS INSTITUTE. SAS/STAT user's guide, version 8.1. SAS Institute, Cary, 2001.

Silva, J. P. G. F., Baldin, E. L. L., Canassa, V. F., Souza, E. S., & Lourenção, A.L. (2014). Assessing antixenosis of soybean entries against *Piezodorus guildinii* (Hemiptera: Pentatomidae). *Arthropod-Plant Interactions*, 8, 349-359. doi: [10.1007/s11829-014-9316-1](https://doi.org/10.1007/s11829-014-9316-1)

Silva, J. P. G. F., Baldin, E. L. L., Souza, E. S., & Lourenção, A. L. (2012). Assessing *Bemisia tabaci* (Gann.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72, 516-522. doi: [10.4067/S0718-58392012000400009](https://doi.org/10.4067/S0718-58392012000400009)

Simon, C., Frati, F., Beckenbach, A., Crespi, B., Liu, H., & Flook, P. (1994). Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene-sequences and a compilation of conserved polymerase chain-reaction primers. *Annals of the Entomological Society of America*, 87, 651-701. doi: [10.1093/aesa/87.6.651](https://doi.org/10.1093/aesa/87.6.651)

Smith, C. M. (2005). *Plant resistance to arthropods*. Dordrecht, the Netherlands: Springer Science & Business.

Tamai, M. A., Martins, M. C., Lopes, P. V. L., & Oliveira, A. C. B. (2006). Perda de produtividade em cultivares de soja causada pela mosca-branca no cerrado baiano. *Comunicado Técnico 21, Fundação BA*, 7p.

Toscano, N. C., Prabhaker, N., Castle, S. J., & Henneberry, T. J. (2001). Interregional differences in baseline toxicity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to the two insect growth regulators, buprofezin and pyriproxyfen. *Journal of Economic Entomology*, 94, 1538-1546. doi: [10.1603/0022-0493-94.6.1538](https://doi.org/10.1603/0022-0493-94.6.1538)

Valle G. E., & Lourenção A. L. (2002). Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 31, 285-295. doi: [10.1590/S1519-566X2002000200017](https://doi.org/10.1590/S1519-566X2002000200017)

Valle, G. E., Lourenção, A. L., & Pinheiro, J. B. (2012). Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. *Journal of Pest Science*, 85, 431-442. doi: [10.1590/S1519-566X2002000200017](https://doi.org/10.1590/S1519-566X2002000200017)

Van Lenteren, J. C.; & Noldus, P. J. (1990). Whitefly-plant relationships: behavioural and ecological aspects. In: Gerling, D. (Ed.). Whiteflies: their bionomics, pest status and management (p. 47-89). Andover: Intercept.

Vendramim, J. D., & Nishikawa, M. A. N. (2001). Melhoramento para resistência a insetos. In: Nass, L. L., Valois, A. C. C., Melo, I. S., Valadares-Inglis, M.C. (Ed.), Recursos genéticos e melhoramento-plantas (p. 737-781). Rondonópolis: Fundação MT.

Vieira, S. S., Bueno, A. F., Bueno, R. C. O. F., & Hoffman-Campo, C. B. (2011). Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotropical Entomology, 40, 117-122. [doi: 10.1590/S1519-566X2011000100018](https://doi.org/10.1590/S1519-566X2011000100018)

Vieira, S. S., Bueno, A. F., Bueno, R. C. O. F., Boff, M. I. C., & Gobbi, A. L. (2013) Different timing of whitefly control and soybean yield. Ciência Rural, 43, 247-253. [doi: 10.1590/S0103-84782013000200009](https://doi.org/10.1590/S0103-84782013000200009)

Walsh, P. S., Metzger, D. A., & Higuchi, R. (1991). Chelex-100 as a medium for simple extraction of DNA for PCR-based typing from forensic material. Biotechniques, 4, 506-513.

Tabela 1. Relação de genótipos de soja avaliados, respectivas genealogias/origens e justificativas para investigação para resistência à *B. tabaci* biótipo B.

Genótipo	Genealogia/ Origem	Histórico de resistência
‘KS-4202’	KS4694 x C1842 (EUA)	Tolerância para <i>Aphis glycines</i> (Pierson et al., 2010; Prochaska et al., 2013)
‘Jackson’ (PI 548657)	‘Volstate’(2) x ‘Palmetto’(USDA/ EUA)	Antibiose para <i>A. glycines</i> (Hill et al., 2006)
UX-2569-159	Universidade de Nebraska (EUA)	Indicativo de antibiose para <i>A. glycines</i> (ensaios preliminares)
‘Dowling’ (PI 548663)	‘Semmes’ x PI 200492 (USDA/ EUA)	Antibiose para <i>A. glycines</i> (Hill et al., 2004)
‘IAC-17’	D72-9601-1 x IAC-8	Antixenose para <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Silva et al., 2012; Valle e Lourenção, 2002)
‘IAC-19’	D72-9601-1 x IAC-8	Antixenose para <i>B. tabaci</i> biótipo B (Valle e Lourenção, 2002)
‘Conquista’	Lo76-4484 ² x Numbaíra	Comercial suscetível (Silva et al., 2012)
‘IAC-100’	‘IAC-12’ x IAC-78-2318	Antixenose para <i>Piezodorus guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-229358	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-274454	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-227687	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-274453	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
‘P98Y11’	Pioneer	Material comercial
‘TMG132 RR’	Tropical Melhoramento & Genética	Material comercial
‘TMG1176 RR’	Tropical Melhoramento & Genética	Material comercial

Tabela 2. Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos, ovos/cm² de *B. tabaci* biótipo B e estádios fenológicos de 15 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação⁽¹⁾.

Genótipo	Avaliação					
	3 DAI		18 DAI		33 DAI	
	Nº de insetos atraídos	Estádio	Nº de insetos atraídos	Estádio	Nº de insetos atraídos	Estádio
‘TMG1176 RR’	1,7 $\pm$ 0,38 a	V3-V4	1,29 $\pm$ 0,31ab	V6-V10	19,1 $\pm$ 4,64 ab	R2
‘IAC-17’	3,0 $\pm$ 0,84 a	V3-V4	0,5 $\pm$ 0,19 a	V7-V9	21,5 $\pm$ 3,73 b	R2
‘IAC-19’	3,1 $\pm$ 0,75 a	V3-V4	0,7 $\pm$ 0,28 a	V8-V10	14,8 $\pm$ 2,02 ab	R2
UX-2569-159	3,9 $\pm$ 1,23 ab	V3-V4	0,3 $\pm$ 0,13 a	R4-R5	15,3 $\pm$ 2,74 ab	R5-R6
‘P98Y11’	4,0 $\pm$ 0,62 ab	V4	1,4 $\pm$ 0,58 ab	V7-V9	14,4 $\pm$ 3,06 ab	R2
‘IAC-100’	4,2 $\pm$ 1,05 ab	V3-V4	1,0 $\pm$ 0,50 ab	V6-R1	25,8 $\pm$ 7,79 b	R2-R5
‘TMG132 RR’	4,3 $\pm$ 0,69 abc	V3-V4	1,9 $\pm$ 0,71 ab	V7-V9	29,1 $\pm$ 7,09 b	R2
‘Conquista’	4,8 $\pm$ 1,31 abc	V3-V4	4,6 $\pm$ 1,72 b	V7-V8	35,8 $\pm$ 6,53 b	R2
‘Jackson’	5,8 $\pm$ 0,81 abcd	V3-V4	1,1 $\pm$ 0,51 ab	R1-R2	26,4 $\pm$ 6,98 b	R2-R5
PI-274453	6,1 $\pm$ 1,42 abcd	V3-V4	0,9 $\pm$ 0,31 ab	V10-V11	24,0 $\pm$ 5,77 b	V11-V13
PI-229358	6,4 $\pm$ 2,96 abcd	V3-V4	1,3 $\pm$ 0,29 ab	V10-R2	20,5 $\pm$ 3,42 b	R1-R2
‘Dowling’	12,7 $\pm$ 2,81 bcd	V4	0,5 $\pm$ 0,18 a	V8-R2	18,2 $\pm$ 4,39 ab	R2-R5
PI-274454	13,5 $\pm$ 4,30 bcd	V3-V4	0,7 $\pm$ 0,30 a	V9-V11	35,1 $\pm$ 12,28 b	V12-V14
‘KS-4202’	13,8 $\pm$ 2,93 cd	V3-V4	2,2 $\pm$ 0,94 ab	R4-R5	5,3 $\pm$ 1,06 a	R5
PI-227687	14,4 $\pm$ 2,25 d	V3-V4	2,9 $\pm$ 1,10 ab	V6-V11	33,4 $\pm$ 5,59 b	V11-V13
F	5,76*		2,60*		4,21*	
CV (%)	33,18		40,64		25,42	

Genótipo	Avaliação					
	3 DAI		18 DAI		33 DAI	
	Nº de ovos/cm ²	Estádio	Nº de ovos/cm ²	Estádio	Nº de ovos/cm ²	Estádio
‘TMG1176 RR’	0,9 $\pm$ 0,20 a	V3-V4	1,2 $\pm$ 0,34 ab	V6-V10	22,9 $\pm$ 8,06 ab	R2
UX-2569-159	1,8 $\pm$ 0,56 a	V3-V4	0,1 $\pm$ 0,04 a	R4-R5	9,0 $\pm$ 3,82 a	R5-R6
‘IAC-19’	1,9 $\pm$ 0,62 a	V3-V4	0,5 $\pm$ 0,16 a	V8-V10	19,7 $\pm$ 5,53 ab	R2
‘TMG132 RR’	2,4 $\pm$ 0,62 ab	V3-V4	1,9 $\pm$ 0,49 ab	V7-V9	29,4 $\pm$ 6,31 ab	R2
‘Jackson’	2,5 $\pm$ 0,31 ab	V3-V4	0,8 $\pm$ 0,25 ab	R1-R2	26,7 $\pm$ 6,65 ab	R2-R5
‘Conquista’	2,6 $\pm$ 0,59 ab	V3-V4	1,9 $\pm$ 0,36 ab	V7-V8	79,3 $\pm$ 8,57 b	R2
‘P98Y11’	2,9 $\pm$ 0,60 ab	V4	1,2 $\pm$ 0,28 ab	V7-V9	26,4 $\pm$ 10,72 ab	R2
‘IAC-100’	3,2 $\pm$ 0,68 ab	V3-V4	1,6 $\pm$ 0,50 ab	V6-R1	41,8 $\pm$ 9,72 b	R2-R5
PI-229358	3,7 $\pm$ 1,00 ab	V3-V4	1,8 $\pm$ 0,20 ab	V10-R2	17,9 $\pm$ 6,30 ab	R1-R2
‘IAC-17’	3,9 $\pm$ 1,47 ab	V3-V4	0,9 $\pm$ 0,32 ab	V7-V9	22,3 $\pm$ 5,59 ab	R2
PI-274453	4,4 $\pm$ 1,01 abc	V3-V4	0,9 $\pm$ 0,18 ab	V10-V11	19,1 $\pm$ 4,50 ab	V11-V13
‘Dowling’	7,3 $\pm$ 2,07 bcd	V4	1,3 $\pm$ 0,66 ab	V8-R2	26,9 $\pm$ 7,80 ab	R2
‘KS-4202’	10,9 $\pm$ 2,50 cd	V3-V4	3,4 $\pm$ 1,36 b	R4-R5	17,9 $\pm$ 8,27 ab	R5
PI-274454	11,2 $\pm$ 2,07 d	V3-V4	2,2 $\pm$ 1,00 ab	V9-V11	45,8 $\pm$ 10,39 b	V12-V14
PI-227687	12,5 $\pm$ 2,15 d	V3-V4	1,7 $\pm$ 0,37 ab	V6-V11	35,4 $\pm$ 6,46 b	V11-V13
F	9,90*		2,59*		3,14*	
CV (%)	29,54		32,09		32,02	

⁽¹⁾Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Dados originais; para análise foram transformados em $(x + 0,5)^{1/2}$.

Tabela 3. Médias ($\pm$ EP) de ninfas/cm² de *B. tabaci* biótipo B aos 18 e 33 dias após a infestação (DAI) e notas de colonização aos 48 DAI de 15 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação⁽¹⁾.

Genótipo	Nº de ninfas/cm ² (18 DAI)	Nº de ninfas/cm ² (33 DAI)	Nota de Colonização ⁽²⁾ (48 DAI)
‘IAC-17’	1,5 $\pm$ 0,56	3,5 $\pm$ 1,72	2,4 $\pm$ 0,33 ab
‘IAC-19’	2,5 $\pm$ 0,98	5,2 $\pm$ 2,83	2,1 $\pm$ 0,22 ab
PI-229358	2,5 $\pm$ 0,82	7,7 $\pm$ 3,06	2,9 $\pm$ 0,44 ab
‘Conquista’	2,7 $\pm$ 0,65	4,4 $\pm$ 0,85	3,0 $\pm$ 0,42 ab
‘TMG1176 RR’	2,8 $\pm$ 0,59	4,8 $\pm$ 0,62	3,3 $\pm$ 0,36 b
‘Jackson’	2,9 $\pm$ 0,79	6,3 $\pm$ 1,26	2,9 $\pm$ 0,33 ab
‘IAC-100’	2,9 $\pm$ 0,85	3,7 $\pm$ 0,76	2,7 $\pm$ 0,26 ab
PI-274454	4,2 $\pm$ 1,57	4,2 $\pm$ 1,21	2,7 $\pm$ 0,24 ab
‘P98Y11’	3,1 $\pm$ 0,63	6,6 $\pm$ 2,73	2,1 $\pm$ 0,35 ab
UX-2569-159	3,3 $\pm$ 0,33	8,1 $\pm$ 1,83	1,8 $\pm$ 0,23 a
‘KS-4202’	3,7 $\pm$ 0,71	10,7 $\pm$ 1,76	3,0 $\pm$ 0,40 ab
‘Dowling’	4,1 $\pm$ 1,32	4,4 $\pm$ 1,35	3,3 $\pm$ 0,34 b
PI-227687	4,2 $\pm$ 1,60	4,4 $\pm$ 1,42	2,7 $\pm$ 0,44 ab
PI-274453	4,2 $\pm$ 1,57	4,9 $\pm$ 1,62	2,7 $\pm$ 0,24 ab
‘TMG132 RR’	6,3 $\pm$ 1,86	5,8 $\pm$ 1,36	3,0 $\pm$ 0,26 ab
F	1,19 ^{ns}	1,65 ^{ns}	2,92 [*]
CV (%)	33,10	32,83	25,11

⁽¹⁾ Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Dados originais; para análise as médias do Nº de ninfas/cm² foram transformados em $(x+0,5)^{1/2}$ e as médias da nota de colonização em $(x)^{1/2}$.

⁽²⁾ Escala de notas de colonização: nota 1 = folha com poucas ninfas;...; nota 5 = folha totalmente colonizada por ninfas.

Tabela 4. Médias ($\pm$ EP) de ovos/cm² de *B. tabaci* biótipo B obtidos aos 3 DAI em folíolos de 14 genótipos de soja, em ensaio sem chance de escolha, em casa de vegetação.

Genótipo	Nº de ovos/cm ²
PI-229358	1,1 $\pm$ 2,61 a
‘P98Y11’	1,1 $\pm$ 2,75 a
‘Jackson’	1,2 $\pm$ 2,85 a
‘IAC-19’	1,6 $\pm$ 3,83 ab
‘TMG132 RR’	1,7 $\pm$ 4,26 ab
‘IAC-17’	2,0 $\pm$ 4,79 ab
PI-227687	2,7 $\pm$ 6,72 ab
UX-2569-159	2,8 $\pm$ 6,86 ab
‘Conquista’	3,0 $\pm$ 7,38 ab
PI-274453	3,5 $\pm$ 8,58 ab
‘IAC-100’	3,5 $\pm$ 8,55 ab
PI-274454	3,8 $\pm$ 9,36 ab
‘TMG1176 RR’	4,9 $\pm$ 11,94 b
‘KS-4202’	5,6 $\pm$ 13,72 b
F	3,90*
CV (%)	26,55

⁽¹⁾Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Dados originais; para análise foram transformados em $(x + 0,5)^{1/2}$.

Tabela 5. Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos e de ovos/cm² de *B. tabaci* biótipo B em 10 genótipos de soja, em ensaio com chance de escolha, em casa de vegetação⁽¹⁾.

Genótipo	Número de insetos atraídos			Média geral ⁽²⁾	Número de ovos/cm ²
	24 h	48 h	72 h		
‘TMG1176 RR’	3,5 $\pm$ 0,73 a	3,5 $\pm$ 0,98 a	3,1 $\pm$ 0,72 a	3,4 $\pm$ 0,12 a	0,9 $\pm$ 0,05 a
‘P98Y11’	3,9 $\pm$ 0,64 ab	4,5 $\pm$ 0,50 ab	3,2 $\pm$ 0,65 a	3,9 $\pm$ 0,38 a	1,0 $\pm$ 0,28 a
‘Jackson’	7,1 $\pm$ 0,65 abc	7,2 $\pm$ 0,97 abc	6,9 $\pm$ 1,19 ab	7,1 $\pm$ 0,08 b	1,7 $\pm$ 0,29 ab
UX-2569-159	11,9 $\pm$ 2,94 abcd	9,9 $\pm$ 2,70 abc	8,4 $\pm$ 1,92 ab	10,1 $\pm$ 1,00 c	2,3 $\pm$ 0,51 abc
‘Conquista’	10,9 $\pm$ 2,48 abcd	10,5 $\pm$ 1,82 abc	9,3 $\pm$ 1,58 ab	10,2 $\pm$ 0,48 c	2,9 $\pm$ 0,55 abc
‘KS-4202’	11,1 $\pm$ 2,28 abcd	10,7 $\pm$ 2,31 abc	10,7 $\pm$ 2,07 ab	10,8 $\pm$ 0,15 cd	3,1 $\pm$ 0,66 abc
PI-229358	12,5 $\pm$ 1,15 abcd	11,8 $\pm$ 1,39 abc	9,9 $\pm$ 1,60 ab	11,4 $\pm$ 0,78 cd	4,4 $\pm$ 0,97 bc
‘IAC-19’	14,3 $\pm$ 2,58 bcd	13,5 $\pm$ 1,95 bc	11,5 $\pm$ 1,68 ab	13,0 $\pm$ 0,85 cd	3,0 $\pm$ 0,67 abc
‘IAC-17’	17,5 $\pm$ 0,83 cd	13,0 $\pm$ 1,96 bc	11,6 $\pm$ 1,06 ab	14,0 $\pm$ 1,77 d	4,8 $\pm$ 0,69 bc
PI- 227687	22,5 $\pm$ 6,47 d	18,6 $\pm$ 5,44 c	15,1 $\pm$ 4,82 b	18,7 $\pm$ 2,13 e	6,2 $\pm$ 1,81 c
F	5,40*	3,69*	3,73*	69,53*	5,97*
CV (%)	24,47	24,97	24,87	4,84	21,94

⁽¹⁾Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Dados originais; para análise foram transformados em $(x)^{1/2}$. ⁽²⁾ Média do número de insetos atraídos nas três avaliações (24, 48 e 72 horas).

Tabela 6. Médias ($\pm$ EP) de densidade, comprimento e inclinação de tricomas presentes na superfície abaxial de folíolos de 10 genótipos de soja⁽¹⁾.

Genótipo	Número de tricomas/10 mm ²	Comprimento de tricomas (μ m)	Classificação quanto à inclinação
PI- 229358	16,4 $\pm$ 1,33 a	951,7 $\pm$ 62,56 f	ereto
‘P98Y11’	19,4 $\pm$ 1,42 ab	518,5 $\pm$ 18,75 bc	inclinado
‘IAC-17’	24,1 $\pm$ 1,96 bc	623,5 $\pm$ 28,67 bcde	inclinado
UX-2569-159	28,7 $\pm$ 2,20 cd	768,8 $\pm$ 43,92 ef	ereto
‘KS-4202’	30,1 $\pm$ 2,02 cd	678,2 $\pm$ 47,76 cde	inclinado
‘TMG1176 RR’	30,8 $\pm$ 1,19 cd	561,9 $\pm$ 47,99 bcd	ereto
‘Jackson’	31,5 $\pm$ 1,71 cd	492,0 $\pm$ 17,92 b	inclinado
‘Conquista’	32,4 $\pm$ 2,10 d	641,3 $\pm$ 47,59 bcde	inclinado
‘IAC-19’	35,6 $\pm$ 1,64 d	704,9 $\pm$ 48,32 de	ereto
PI-227687	73,4 $\pm$ 3,98 e	342,1 $\pm$ 26,43 a	inclinado
F	52,65*	18,17*	
CV (%)	9,59	11,86	

⁽¹⁾Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Dados originais; para análise foram transformados em $(x)^{1/2}$.

Tabela 7. Coeficientes de correlação de Pearson (r) obtidos entre a atratividade média (média do número de insetos atraídos após 24, 48 e 72 horas), número de ovos/cm², densidade e tamanho de tricomas.

	Coeficientes de correlação
Ovo x adulto	0,64**
Ovo x densidade de tricomas	0,24
Ovo x tamanho dos tricomas	0,20
Adulto x densidade de tricomas	-0,02
Adulto x tamanho dos tricomas	0,19

** significativo a 1% de probabilidade



Figura 1. Escala crescente de colonização por ninfas de *B. tabaci* biótipo B em folíolos de soja, nota 1= folíolo com poucas ninfas,...; nota 5= folíolo totalmente infestado por ninfas.

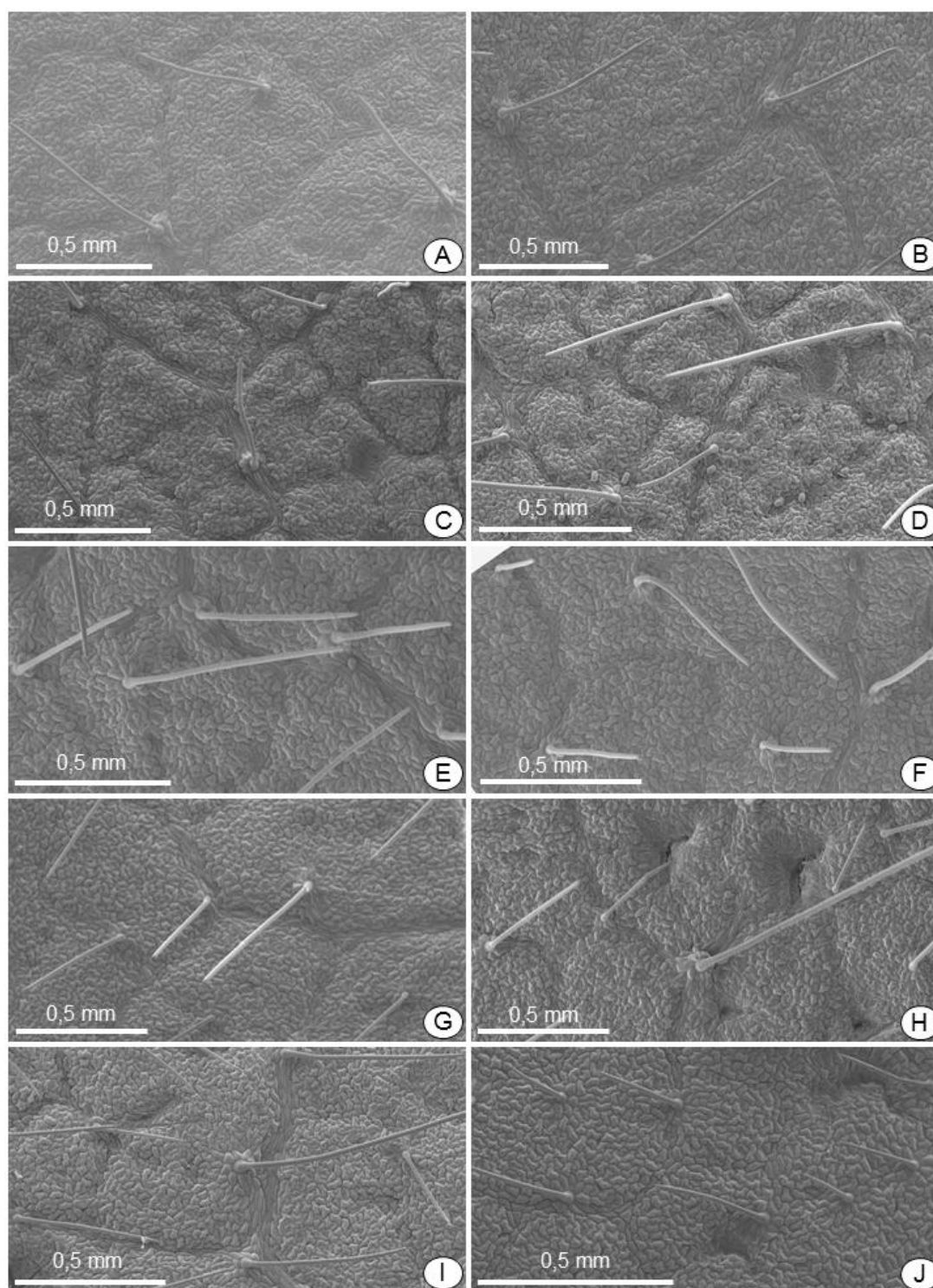


Figura 2. Micrografia eletrônica de varredura (MEV) de tricomas na superfície abaxial de folíolos de 10 genótipos de soja: A: PI-229358; B: 'P98Y11'; C: 'IAC-17'; D: UX-2569-159; E: 'KS-4202'; F: 'TMG1176 RR'; G: 'Jackson' (PI 548657); H: 'Conquista'; I: 'IAC-19'; J: PI-227687.

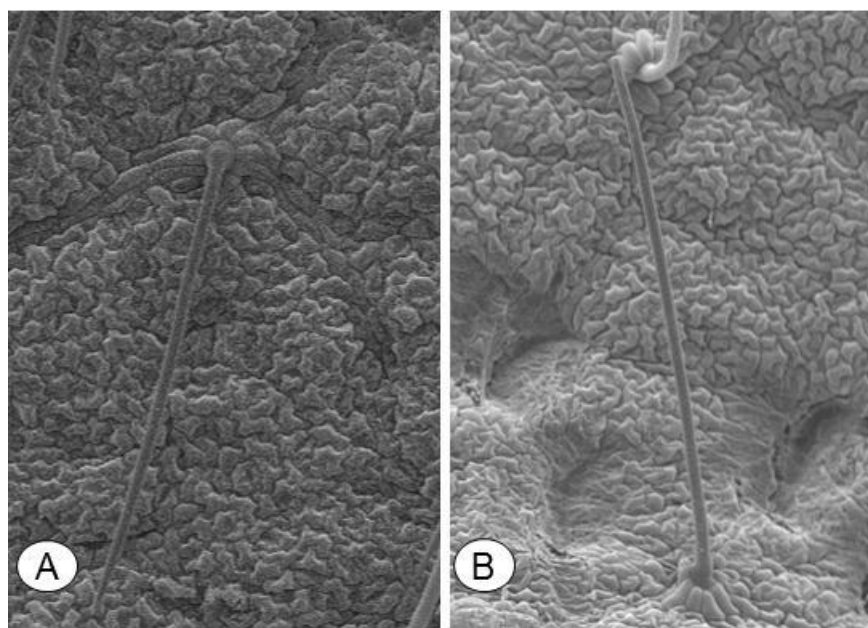


Figura 3. Classificação quanto à inclinação dos tricomas em relação à superfície foliar: A: exemplo de tricoma inclinado ('P98Y11'); B: exemplo de tricoma ereto (UX-2569-159).

**CAPÍTULO II – Desempenho de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em
genótipos de soja**

Revista: Pesquisa Agropecuária Brasileira

Desempenho de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de soja

Resumo – O trabalho teve como objetivo avaliar o desenvolvimento biológico de *Bemisia tabaci* biótipo B em 14 genótipos de soja, em condições de casa de vegetação. Inicialmente, avaliou-se o período ninfal, o período de desenvolvimento de ovo a adulto e a viabilidade da fase jovem da mosca-branca em todos os materiais. Na sequência, foram selecionados cinco genótipos com indicativo de resistência (‘Jackson’, UX-2569-159, ‘P98Y11’, ‘TMG132 RR’ e ‘KS-4202’) e um suscetível (PI-227687) para novos ensaios, onde foram comparadas duas populações do inseto; a primeira proveniente da criação (plantas de couve) e outra correspondente aos insetos criados nos respectivos genótipos selecionados. O ensaio foi realizado em delineamento inteiramente casualizado e cada folíolo contendo 30 ovos representou uma repetição (total de seis por genótipo). Além dos parâmetros avaliados no teste inicial também se determinou a viabilidade e o período de incubação dos ovos. Sugere-se que populações de *B. tabaci* biótipo B previamente estressadas em genótipos com potencial para antibiose apresentem redução progressiva na viabilidade ninfal; no entanto, mais gerações do inseto devem ser investigadas. Constatou-se antibiose em níveis moderados em três genótipos. ‘P98Y11’ e ‘TMG132 RR’ foram menos adequados ao desenvolvimento do inseto, prolongando o seu ciclo de desenvolvimento, e UX-2569-159 provocou elevada mortalidade ninfal.

Termos para indexação: *Glycine max*, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, antibiose.

Performance of *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in soybean genotypes

Abstract – The study aimed to evaluate the biological development of *Bemisia tabaci* biotype B confined on 14 soybean genotypes in the greenhouse. Initially, it was evaluated the nymphal period, development period (egg-adult) and the viability of the silverleaf whitefly young stage in all material. After this period, five genotypes with indicative of resistance (‘Jackson’, UX-2569-159, ‘P98Y11’, ‘TMG132 RR’ and ‘KS-4202’) were selected along a susceptible genotype (PI-227687) for new assays, where the two insect’s populations were compared; the

first population from the rearing (cabbage plants) and another corresponding to insects reared out on selected genotypes. The assay was carried out in a completely randomized design; each leaflet containing 30 eggs represented a replicate (total of six per genotype). Besides the parameters evaluated in preliminary tests we also determined the viability and incubation of eggs. It is suggested that populations of *B. tabaci* biotype B previously stressed in genotypes with potential to antibiosis present progressive reduction in nymphal viability; however, more insect generations should be investigated. It was found antibiosis at moderate levels in three genotypes. 'P98Y11' and 'TMG132 RR' were less suitable for insect development, extending its development cycle, and UX-2569-159 caused high nymphal mortality.

Index Terms: *Glycine max*, silverleaf whitefly, host plant resistance, antibiosis.

Introdução

Com ampla distribuição geográfica, a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) tornou-se um inseto extensivamente estudado em todo o mundo a partir da década de 80, principalmente após os relatos de surtos populacionais do biótipo B em diversos países, com danos sobre uma ampla gama de culturas (Brown et al., 1995). No Brasil, esse biótipo foi constatado pela primeira vez na década de 90 (Lourenção & Nagai, 1994), e desde então, destaca-se como uma importante praga de plantas ornamentais, hortaliças e grandes culturas, como a soja [*Glycine max* (L.) (Merrill)] (Tamai et al., 2006; Lourenção, et al., 2011; Vieira et al., 2011).

O ataque desse aleirodídeo à diferentes culturas no Brasil ocasiona perdas econômicas estimadas em cerca de 714 milhões de dólares/ano (Oliveira et al., 2013). Os prejuízos ocorrem como consequência dos diferentes danos que o inseto pode provocar na planta. Ao se alimentar da seiva do floema, esse inseto causa danos diretos, prejudicando o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas. O dano indireto ocorre durante o processo de alimentação, tanto dos adultos como das ninfas, os quais excretam grande volume de *honeydew*, favorecendo o desenvolvimento de fumagina (*Capnodium* sp.) e, consequentemente, reduzindo a capacidade fotossintética das plantas (Musa & Ren 2005;

Naranjo & Legg, 2010; Cameron et al., 2013). Além disso, esse inseto é destacado como um dos mais importantes vetores de patógenos, sendo o único transmissor de geminivírus (Jones, 2003; Navas-Castillo et al., 2011; Polston et al., 2014). Na cultura da soja, *B. tabaci* biótipo B transmite o vírus da necrose da haste da soja (*Cowpea mild mottle vírus* – CpMMV), pertencente ao gênero *Carlavirus* (Marubayashi et al., 2010).

Para o controle dessa praga utiliza-se quase que exclusivamente o controle químico, realizado por meio de intensivas aplicações de inseticidas. No entanto, além de inviabilizar a adoção de outras táticas de controle, esse método pode levar à rápida seleção de indivíduos resistentes, bem como ocasionar sérios desequilíbrios ambientais (Toscano et al., 2001; Byrne et al., 2003; Prabhaker et al., 2005; Silva et al., 2009). Desta forma, a busca por métodos menos agressivos para o controle da mosca-branca torna-se extremamente necessária. O uso de genótipos resistentes para o controle de insetos-praga é considerado um método com reconhecida eficiência, com grande potencial para ser inserido em qualquer programa de manejo de pragas. Essa prática possibilita manter a população de insetos abaixo do nível de dano econômico, sem interferir no meio ambiente e nas demais táticas de controle empregadas (Kogan, 1982; Lara, 1991; Smith, 2005).

Uma planta é tida como resistente a determinado inseto quando, devido à soma relativa de suas características hereditárias, ela é menos danificada que outra em igualdade de condições (Painter, 1951). A resistência de plantas é dividida em três categorias: antixenose, antibiose e tolerância (Smith, 2005). A antixenose é caracterizada pela presença de fatores químicos ou morfológicos na planta, afetando negativamente o comportamento do inseto durante o processo de colonização, alimentação ou abrigo. Quando as plantas apresentam habilidade em resistir ou recuperar-se de uma injúria causada pelo inseto, diz-se que as plantas apresentam resistência por tolerância. A antibiose ocorre quando a planta afeta negativamente a biologia do inseto que a utiliza como hospedeira, interferindo no seu ciclo de desenvolvimento, reprodução, sobrevivência, entre outros parâmetros biológicos (Painter, 1951; Smith, 2005). Os efeitos comuns da antibiose incluem elevada mortalidade nos primeiros estádios e redução da fecundidade dos adultos. Em adição, indivíduos jovens e adultos que sobrevivem aos efeitos da antibiose, normalmente apresentam redução no tamanho e peso de larvas e ninfas, podendo resultar no prolongamento da fase imatura, e, portanto, no seu ciclo de vida (Panda & Khush, 1995).

Diante da importância de *B. tabaci* biótipo B como praga na cultura da soja, alguns trabalhos foram desenvolvidos na busca por materiais de soja resistentes (Rossetto et al., 1977; Lourenção & Yuki, 1982; Lourenção & Miranda, 1987; Valle & Lourenção, 2002; Lima & Lara, 2004; Vieira et al., 2011; Silva et al., 2012; Valle et al., 2012). Entretanto, a maioria das pesquisas tiveram como objetivo principal caracterizar a ocorrência de antixenose, sendo poucos os resultados relacionados à expressão de antibiose (Lima & Lara, 2004; Silva et al., 2012).

Nesse sentido, na busca por genótipos de soja resistentes a *B. tabaci* biótipo B, buscou-se avaliar a possível ocorrência de antibiose em genótipos de soja nacionais, promissores quanto à resistência a pragas da soja (Valle & Lourenção, 2002; Silva et al., 2012; 2014) e americanos, resistentes a outros insetos sugadores como *Aphis glycines* Matsumura (Hill et al., 2004; 2006; Pierson et al., 2010; Prochaska et al., 2013). Além de ensaios tradicionais que comparam o desenvolvimento dos insetos nos diferentes materiais, a partir de populações de insetos provenientes de criações mantidas em outros hospedeiros, também foram realizados ensaios complementares utilizando insetos provenientes de populações previamente confinadas a materiais com indicativo de resistência, visando verificar a possível potencialização de efeitos antibióticos sobre a geração seguinte.

Material e Métodos

O trabalho foi desenvolvido em casa de vegetação da Faculdade de Ciências Agrônomicas (UNESP), Campus de Botucatu (22° 85' S de latitude, 48° 26' W de longitude), no período de agosto a dezembro de 2014. Os 14 genótipos de soja avaliados nos experimentos, suas respectivas genealogias e justificativas para escolha encontram-se descritos na Tabela 1.

A população de *B. tabaci* biótipo B, obtida originalmente da criação do IAC (Instituto Agrônomo de Campinas), foi mantida em casa de vegetação (2,0 x 2,5 x 2 m), com teto revestido por vidro e sombrite (30%) e fechada lateralmente com telado antiafídeo (200 mesh). Para a manutenção dos insetos foram fornecidas plantas de couve-de-folha (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) cultivadas em vasos plásticos com capacidade para 2,5 L. A caracterização

molecular do inseto foi feita periodicamente durante o trabalho para confirmação do biótipo em estudo de acordo com Walsh et al. (1991), Simon et al. (1994) e De Barro et al. (2003).

Os genótipos de soja foram cultivados em vasos (3 L), preenchidos com substrato autoclavado, formado por solo (latossolo vermelho escuro), areia grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral curtido), na proporção de 1:1:1. O substrato foi adubado conforme recomendado para a cultura (Mascarenhas & Tanaka, 1997). As plantas foram mantidas em casas de vegetação, livre da infestação do inseto.

Inicialmente, foi realizado um ensaio com todos os 14 genótipos de soja (Tabela 1) em casa de vegetação (temperatura média de 25,3°C, com máxima de 31,4° C e mínima de 17,3° C; umidade relativa média de 58%, com máxima de 95% e mínima de 38%; luz natural), durante o mês de setembro de 2014. Três plantas de cada genótipo no estágio vegetativo V1-V2 (Fehr & Caviness, 1997) foram individualizadas em gaiolas metálicas (35 cm de diâmetro x 55 cm de altura), cobertas com tecido *voile* e infestadas com aproximadamente 50 casais da mosca-branca (indivíduos provenientes da criação) por um período de 24 h. A coleta dos insetos foi realizada com auxílio de aspirador bucal (11 cm de altura e 4 cm de diâmetro), dando-se preferência aos pares de mosca-branca, uma vez que, segundo Byrne & Bellows Junior (1991), os casais do inseto costumam ficar pareados.

Após 24 h de infestação, os insetos adultos foram removidos e com o auxílio de microscópio estereoscópico (aumento de 40 x), foram examinados dois folíolos por planta, deixando-se 30 ovos (com coloração e formato normais) na face abaxial de cada um deles. Os ovos excedentes foram retirados com auxílio de hastes flexíveis com algodão umedecidas em água (Cruz et al., 2014). Foi adotado um delineamento inteiramente casualizado e cada folíolo contendo 30 ovos representou uma repetição (total de seis por genótipo). Avaliou-se diariamente o período ninfal, o período de desenvolvimento de ovo a adulto e a viabilidade da fase jovem (a partir da emergência de adultos).

A partir dos resultados do ensaio inicial cinco genótipos com indicativos de resistência ('Jackson', UX-2569-159, 'P98Y11', 'TMG132 RR' e 'KS-4202') e um suscetível (PI-227687) foram selecionados para novos ensaios de desempenho biológico, onde foram comparadas duas populações da mosca-branca; uma com indivíduos provenientes da criação (plantas de couve) e outra com insetos criados nos respectivos genótipos selecionados.

Para obtenção dos insetos criados nos respectivos genótipos selecionados, duas plantas de cada genótipo (estágio vegetativo V2-V3) foram submetidas à infestação pela mosca-branca (insetos da criação) por 24 horas, conforme descrito anteriormente. Após esse período, os insetos adultos foram retirados e as plantas monitoradas até a emergência dos adultos, os quais foram coletados para a etapa seguinte do trabalho.

A metodologia utilizada foi a mesma descrita para o primeiro ensaio. Esta etapa também foi desenvolvida em casa de vegetação, porém em condições diferentes (temperatura média de 28,5°C, com máxima de 35,2° C e mínima de 21,5° C; umidade relativa média de 64%, com máxima de 95% e mínima de 37%; luz natural). O ensaio foi realizado durante o mês de novembro de 2014. Nesta etapa, foram utilizadas seis plantas de cada genótipo, sendo três submetidas à infestação com insetos coletados na criação, e três infestadas com os insetos provenientes dos respectivos materiais avaliados. Adotou-se um delineamento completamente casualizado em esquema fatorial 6 x 2 (6 genótipos de soja e 2 populações), com seis repetições para cada combinação, sendo que cada folíolo contendo trinta ovos representou uma repetição (total de seis por genótipo). Os parâmetros biológicos avaliados foram: viabilidade dos ovos, período de incubação, período ninfal, período de desenvolvimento de ovo a adulto e viabilidade da fase jovem.

Todos os dados obtidos nos ensaios foram submetidos à análise de variância pelo teste F. Verificou-se a normalidade dos dados por meio do teste de Shapiro-Wilk, e a homogeneidade pelo teste de Levene. Quando o teste F apresentou significância, as médias foram comparadas pelo teste Tukey, a 5% de probabilidade, com uso do programa estatístico SAS 9.2 (SAS Institute, 2001). Os dados referentes à viabilidade de ovos e da fase jovem foram transformados em arco sen $(x+0,5)^{1/2}$ (Banzatto & Kronka, 2006).

Resultados e Discussão

No ensaio inicial, ‘KS-4202’ (15,4 dias), ‘TMG132 RR’ (15,2 dias), ‘P98Y11’ (15,2 dias), ‘TMG1176 RR’ (15,1 dias), UX-2569-159 (15,1 dias), ‘Jackson’ (14,9 dias) e ‘IAC-100’ (15,0 dias) prolongaram o período ninfal de *B. tabaci* biótipo B, diferindo de PI-227687 e

‘IAC-19’, que apresentaram médias de 14,1 e 14,2 dias, respectivamente (Tabela 2). Com relação ao período de desenvolvimento de ovo-adulto, ‘KS-4202’ (24,2 dias), ‘TMG132 RR’ (24,2 dias) e ‘P98Y11’ (24,0 dias) foram os que mais prolongaram esse período (Tabela 2). O prolongamento no desenvolvimento do inseto pode ter ocorrido em função da menor adequação desses materiais como fonte de alimento para o inseto, sugerindo a ocorrência de antibiose. Esse mecanismo de resistência geralmente está associado a fatores bioquímicos da planta, tais como a presença de aminoácidos livres, ácidos graxos e fibras presentes nos folíolos, os quais podem apresentar efeitos adversos sobre o inseto que tenta colonizá-la, afetando seu desempenho biológico (Lara, 1991; Panda & Khush, 1995; Smith 2005).

Embora a soja PI-227687 tenha sido reportada como portadora de resistência múltipla contra pragas da cultura (Van Duyn et al., 1971; Clark et al., 1972; Smith, 1985; Beach & Todd, 1988), neste trabalho esse material foi o que mais acelerou o desenvolvimento de ovo-adulto (22,7 dias). Esse resultado foi semelhante aos observados por Lima & Lara (2004) e Silva et al. (2012), os quais compararam diferentes materiais de soja quanto à expressão de antibiose para *B. tabaci* biótipo B e também verificaram suscetibilidade em PI-227687. O menor tempo requerido pela mosca-branca para se desenvolver na PI-227687, associado aos relatos de sua maior atratividade e preferência para oviposição pelo inseto (Rossetto et al., 1977; Valle & Lourenção, 2002), indicam que esse material é altamente suscetível à colonização pela mosca-branca, o que possibilita sua utilização como padrão de suscetibilidade em ensaios de resistência.

Quanto à emergência de adultos (Tabela 2), UX-2569-159 demonstrou menor viabilidade para o período ninfal, com média de emergência de adultos de 68,6%, diferindo de ‘IAC-17’ (89,6%), PI-227687 (88,0%), PI-274453 (87,4%), ‘Conquista’ (86,8%), ‘TMG1176 RR’ (86,8%), ‘TMG132 RR’ (86,1%) e ‘IAC-100’ (85,8%). Isso sugere possível ocorrência de antibiose em UX-2569-159, uma vez que a baixa viabilidade na fase jovem dos insetos pode caracterizar a ocorrência desse mecanismo de resistência (Panda & Khush, 1995). A ingestão de compostos inadequados produzidos pela planta pode ter acarretado alterações fisiológicas nos insetos, causando diferentes níveis de mortalidade ao longo de seu desenvolvimento (Baldin & Beneduzzi, 2010). O genótipo ‘Jackson’, que mostrou viabilidade ninfal semelhante à UX-2569-159 (77,8%), foi citado anteriormente como portador de antibiose contra o pulgão da soja *A. glycines*, reduzindo a fecundidade, a longevidade e a viabilidade dos insetos em

relação a outros materiais (Li et al., 2004). Esses autores também relatam a ocorrência de antibiose em ‘Dowling’; entretanto, nesta pesquisa, esse material mostrou-se favorável ao desenvolvimento dos insetos.

Com base nos resultados do ensaio inicial, foram selecionados alguns genótipos com potencial de resistência para a etapa seguinte: ‘TMG132 RR’, ‘KS-4202’ e ‘P98Y11’ (maiores médias de desenvolvimento ovo-adulto); UX-2569-159 e ‘Jackson’ (baixa emergência de adultos e prolongamento de ciclo). O genótipo PI-227687 foi mantido como padrão suscetível.

A viabilidade dos ovos não foi influenciada pela origem dos insetos utilizados para a infestação das plantas, sendo as médias superiores a 90% (Tabela 3). A interação entre genótipos e procedência da população foi significativa para o parâmetro período de incubação. Assim, não houve diferença entre os genótipos quando a população utilizada para infestação foi proveniente da criação estoque, ocorrendo, no entanto, redução nesse período no genótipo ‘KS-4202’ quando os insetos foram oriundos dos respectivos genótipos. Os genótipos ‘TMG132 RR’, PI-227687, UX-2569-159 e ‘Jackson’, apresentaram aumento no período de incubação quando a infestação foi realizada com insetos provenientes dos genótipos. O aumento no período de incubação pode ter como consequência uma possível perda de potencial biótico dos insetos previamente estressados, efeito esperado em populações que se desenvolveram previamente em materiais portadores de antibiose (Painter, 1951).

Quanto ao período ninfal, a interação não foi significativa (Tabela 3), desta forma, independentemente da população utilizada na infestação, foi observado efeito apenas dos genótipos, tendo ‘P98Y11’ (15,4 dias), ‘TMG132 RR’ (15,3 dias) e ‘KS-4202’ (15,1 dias) sido os materiais que mais prolongaram esse período, diferindo de PI-227687, o mais favorável ao desenvolvimento das ninfas. Com relação ao período de desenvolvimento de ovo-adulto (Tabela 3), também não foi verificada interação significativa, e, novamente foi observado efeito apenas dos materiais, tendo os indivíduos alimentados nos materiais ‘P98Y11’ e ‘TMG132 RR’ apresentado o maior prolongamento dessa fase (21,9 e 21,8 dias, respectivamente). Esses resultados reforçam os encontrados anteriormente, no qual os insetos criados nesses materiais também necessitaram de mais tempo para completarem seu ciclo, sugerindo a expressão de resistência por antibiose nesses genótipos.

A variação no período de desenvolvimento de ovo-adulto foi diferente entre os ensaios (Tabelas 2 e 3). No primeiro ensaio, a variação foi de 22,7 a 24,2 dias, enquanto que no

segundo foi de 20,7 a 21,9 dias. Essa diferença provavelmente tenha ocorrido devido às diferentes condições ambientais onde os experimentos foram realizados, com maiores médias de temperatura no segundo ensaio. Albergaria & Cividanes (2002), estudando o desenvolvimento de ovo-adulto de *B. tabaci* biótipo B em um genótipo de soja, sob cinco diferentes temperaturas, obtiveram grande variação no ciclo biológico do inseto, com redução no ciclo nas maiores temperaturas. Em condições de laboratório, Silva et al. (2012) avaliaram o desenvolvimento da mosca-branca em diferentes materiais de soja, sob condições controladas ($T = 26 \pm 2^\circ \text{C}$; $UR = 70 \pm 10\%$, e fotofase = 12 horas) e obtiveram período de desenvolvimento variando entre 19,3 e 21,3 dias. Para diferentes genótipos de feijão-caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp], Cruz et al. (2014) encontraram variação de 16,4 a 19,3 dias no desenvolvimento de ovo-adulto da mosca-branca ($T = 26 \pm 2^\circ \text{C}$; $UR = 60 \pm 10\%$, e fotofase = 12 horas). Em casa de vegetação (temperatura média 27°C ; umidade relativa média 73,2%), Lima & Lara (2004) verificaram variação entre 18,7 e 19,3 dias no ciclo do inseto em genótipos de soja. Com base na literatura, a biologia da mosca-branca também pode variar em função da planta hospedeira utilizada. Em seu trabalho, Villas Bôas et al. (2002) verificaram diferenças ao avaliarem o desenvolvimento de ovo-adulto da mosca-branca sob condições controladas ($T = 28 \pm 2^\circ \text{C}$; $U.R = 70 \pm 10\%$, e fotofase = 14 horas), em diferentes hospedeiros, obtendo-se períodos mais curtos em repolho (20,5 dias), feijão-comum (21,9 dias) e tomate (22,4 dias), e mais longos em poinsettia (26,6 dias) e mandioca (25,0 dias).

A interação não foi significativa para a emergência de adultos (%). Entretanto, foi observado efeito entre a procedência dos insetos utilizados para infestação, sendo verificada menor emergência de adultos para os descendentes de insetos criados nos genótipos de soja do que para os da criação (69,9% e 76,0%, respectivamente). Em valores absolutos, ‘TMG132 RR’ apresentou a maior diferença, com 82,4% e 64,7% de emergência para os descendentes de indivíduos da criação e de indivíduos criados no próprio genótipo, respectivamente. Isso sugere que os insetos previamente estressados, devido ao desenvolvimento em uma planta pouco adequada, poderiam gerar menor número de indivíduos.

Considerando-se todos os resultados do segundo ensaio (Tabela 3), não houve um aumento expressivo no nível de resistência pela utilização de insetos previamente estressados. Entretanto, devido à redução na emergência de adultos em alguns materiais, bem como aparente redução geral de viabilidade ninfal, sugere-se que, para trabalhos futuros, sejam

avaliadas mais gerações do inseto, o que poderia tornar os efeitos mais evidentes. Para a soja cultivada a campo, isso seria uma característica extremamente desejável, uma vez que o inseto passa por várias gerações ao longo do ciclo da cultura.

Os genótipos ‘P98Y11’, ‘TMG132 RR’ e KS-4202 foram os menos adequados ao desenvolvimento do inseto, prolongando o seu ciclo de desenvolvimento, o que indica a ocorrência de antibiose nestes materiais. UX-2569-159 também demonstrou ter esse mesmo mecanismo de resistência, provocando elevada mortalidade ninfal. Esses materiais podem apresentar fatores de resistência em sua constituição, podendo ser explorados em programas de melhoramento da soja visando resistência a insetos.

Conclusão

Os genótipos ‘P98Y11’, ‘TMG132 RR’, KS-4202 e UX-2569-159 apresentam níveis moderados de resistência por antibiose contra a mosca-branca.

Agradecimentos

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida ao primeiro autor, à FAPESP, pelo auxílio à pesquisa (Auxílio nº 2013/13672-7) e ao CNPq, pela bolsa de produtividade em pesquisa concedida ao segundo autor.

Referências

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

BALDIN, E.L.L.; BENEDUZZI, R.A. Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. **Journal of Pest Science**, v.83, p.223-229, 2010.

BANZATTO, D.A.; KRONKA, S.N. **Experimentação Agrícola**. 4. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2006. 247p.

BEACH, R.M.; TODD, J.W. Foliage consumption and developmental parameters of the soybean looper and the velvet bean caterpillar (Lepidoptera: Noctuidae) reared on susceptible and resistant soybean genotypes. **Journal of Economic Entomology**, v.81, p.310-316, 1988.

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.

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

BYRNE, F. J.; CASTLE, S.; PRABHAKER, N. TOSCANO, N.C. Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. **Pest Management Science**, v.59, p.347-352, 2003.

CAMERON, R.; LANG, E.B.; ANNAN, I.B.; PORTILLO, H.E.; ALVAREZ, J.M. Use of fluorescence, a novel technique to determine reduction in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) nymph feeding when exposed to benevia and other insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v.106, p.597-603, 2013.

CLARK, W.J.; HARRIS, F.A.; MAXWELL, F.G.; HARTWIG, E.E. Resistance of certain soybean cultivars to bean leaf beetle, striped blister and bollworm. **Journal of Economic Entomology**, v.65, p.1669-1672, 1972.

CRUZ, P.L.; BALDIN, E.L.L.; CASTRO, M.J.P. Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. **Journal of Pest Science**, v.87, p.639-645, 2014.

DE BARRO, P.J.; SCOTT, K.D.; GRAHAM, G.C.; LANGE, C.L.; SCHUTZE, M.K. Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Molecular Ecology Notes*, v.3, p.40-43, 2003.

FEHR, W.R.; CAVINESS, C.E. **Stages of soybean development**. Iowa State University Cooperative Extension Service Special Rep. 80. Iowa State University, Ames, IA. 1977.

HILL, C.B.; LI, Y.; HARTMAN, G.L. Resistance to the soybean aphid in soybean germplasm. **Crop Science**, v.44, p.98-106, 2004.

HILL, C.B.; LI, Y.; HARTMAN, G.L. Soybean aphid resistance in soybean Jackson is controlled by a single dominant gene. **Crop Science**, v.46, p.1606-1608, 2006.

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

KOGAN, M. Plant resistance in pest management. In: METCALF, R.L.; LUCKMAN, W.H. (Eds.). **Introduction to insect pest management**. New York: Wiley & Sons, 1982. p.93-134.

LARA, F.M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. São Paulo: Ícone, 1991, v.2, 336p.

LI, Y.; HILL, C.B.; HARTMAN, G.L. Effect of three resistant soybean genotypes on the fecundity, mortality, and maturation of soybean aphid (Homoptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology**, v.97, p.1106-1111, 2004.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M. Resistência de genótipos de soja à mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.33, p.71-75, 2004

LOURENÇÃO, A.L.; MIRANDA, M.A.C. Resistência de soja a insetos: VIII. IAC 78-2318, linhagem com resistência múltipla. **Bragantia**, v.46, p. 65-72, 1987.

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

LOURENÇÃO, A.L.; VENDRAMIM, J.D.; FUGI, C.G.Q.; VALLE, G.E. Resistência de plantas de importância econômica à mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo b. In: BALDIN, E. L.L.; FUJIHARA, R.T.; FIRMINO, A.C.; NEGRISOLI, E.; SOUZA, E.S.; PRADO, E.P.; MARUBAYASHI, J.M (Org.). **Avanços em fitossanidade**. v.1 , Botucatu, 2011. p.33-54.

LOURENÇÃO, A.L.; YUKI, V.A. Oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) em três variedades de soja sem chance de escolha. **Bragantia**, v. 41, n. 2, p. 199-202, 1982.

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

MASCARENHAS, H.A.A.; TANAKA, R.T. Soja. In: RAIJ, B. Van.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J.A.; FURLANI, A.M.C. (Eds.) **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. 2. ed. rev. e atual, Campinas: IAC, 1997. p.202-203 (IAC-Boletim 100).

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

NARANJO, S.E.; LEGG, J.P. Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: STANSLEY, P.A.; NARANJO, S.E (Ed.). **Bemisia: bionomics and management of a global pest**. Springer, Dordrecht, 2010. p. 105-107.

NAVAS-CASTILLO, J. OLIVÉ, E.F; CAMPOS, S.C. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, p. 219-248, 2011.

OLIVEIRA, C.M.; AUAD, A.M.; MENDES, S.M.; FRIZZAS, M.R. Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. **Journal of Applied Entomology**, v.137, p.1-15, 2013.

PAINTER, R.H. **Insect resistance in crop plants**. New York: McMillan, 1951. 520 p.

PANDA, N.; KHUSH, G.S. **Host plant resistance to insects**. CABI, Wallingford, 1995. 431 p.

PIERSON, L.M.; T.M. HENG-MOSS, T.E. HUNT.; J. REESE. Categorizing the resistance of soybean genotypes to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology** v.103, p.1405-1411, 2010.

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

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

PROCHASKA, T.J.; PIERSON, L.M.; BALDIN, E.L.L.; HUNT, T.E.; HENG-MOSS, T.M.; REESE, J. Evaluation of reproductive stage soybeans for resistance to soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology**, v.106, p.1036-1044, 2013.

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

SAS Institute. 2001. SAS/STAT: Users guide. **SAS Institute**, Cary, North Carolina, USA. 2001. 502p.

SILVA, J.P.G.F.; BALDIN, E.L.L.; CANASSA, V.F.; SOUZA, E.S.; LOURENÇÃO, A.L. Assessing antixenosis of soybean entries against *Piezodorus guildinii* (Hemiptera: Pentatomidae). **Arthropod-Plant Interactions**, v.8, p. 349-359, 2014.

SILVA, J.P.G.F.; BALDIN, E.L.L.; SOUZA, E.S.; LOURENÇÃO, A.L. Assessing *Bemisia tabaci* (genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v.72, p. 516-522, 2012.

SMITH, C.M. Expressions, mechanisms and chemistry of resistance in soybean, *Glycine max* L. (Merr.) to the soybean looper, *Pseudoplusia includens* (Walker). **Insect Science and its Application**, v.6, p.243-248, 1985.

SMITH, C.M. **Plant resistance to arthropods**. Dordrecht, the Netherlands: Springer Science & Business, 2005. 423p.

SILVA, L. D.; OMOTO, C.; BLEICHER, E.; DOURADO, P. M. Monitoring the susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Brazil. **Neotropical Entomology**, v.38, p.116-125, 2009.

SIMON, C.; FRATI, F.; BECKENBACH, A.; CRESPI, B.; LIU, H.; FLOOK, P. Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene-sequences and a compilation of conserved polymerase chain-reaction primers. **Annals of the Entomological Society of America**, v.87, p.651-701, 1994.

TAMAI, M.A.; MARTINS, M.C.; LOPES, P.V.L.; OLIVEIRA, A.C.B. Perda de produtividade em cultivares de soja causada pela mosca-branca no cerrado baiano. Comunicado Técnico 21, Fundação BA, 2006. 7p.

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

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

VALLE, G.E.; LOURENÇÃO, A.L.; PINHEIRO, J.B. Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. **Journal of Pest Science**, v. 85, p. 431-442, 2012.

VAN DUYN, J.W.; TURNIPSEED, S.G.; MAXWELL, J.D. Resistance in soybeans to the Mexican bean beetle. I. Sources of resistance. **Crop Science**, v.11, p.572-573, 1971.

VIEIRA, S.S.; BUENO, A.F.; BUENO, R.C.O.F.; HOFFMAN-CAMPO, C.B. Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.40, p.117-122, 2011.

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

WALSH, P.S.; METZGER, D.A.; HIGUCHI, R. Chelex-100 as a medium for simple extraction of DNA for PCR-based typing from forensic material. **Biotechniques**, v.4, p.506-513, 1991.

Tabela 1. Relação de genótipos de soja utilizados, respectivas genealogias/origens e justificativas para utilização para investigação para resistência à *B. tabaci* biótipo B.

Genótipo	Genealogia/ Origem	Histórico de resistência
‘KS-4202’	KS4694 x C1842 (EUA)	Tolerância para <i>Aphis glycines</i> (Pierson et al., 2010; Prochaska et al., 2013)
‘Jackson’ (PI 548657)	‘Volstate’(2) x ‘Palmetto’(USDA/ EUA)	Antibiose para <i>A. glycines</i> (Hill et al., 2006)
UX-2569-159	Universidade de Nebraska (EUA)	Indicativo de antibiose para <i>A. glycines</i> (ensaios preliminares)
‘Dowling’ (PI 548663)	‘Semmes’ x PI 200492 (USDA/ EUA)	Antibiose para <i>A. glycines</i> (Hill et al., 2004)
‘IAC-17’	D72-9601-1 x IAC-8	Antixenose para <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Silva et al., 2012; Valle e Lourenção, 2002)
‘IAC-19’	D72-9601-1 x IAC-8	Antixenose para <i>B. tabaci</i> biótipo B (Valle e Lourenção, 2002)
‘Conquista’	Lo76-4484 ² x Numbaíra	Comercial suscetível (Silva et al., 2012)
‘IAC-100’	‘IAC-12’ x IAC-78-2318	Antixenose para <i>Piezodorus guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-274454	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-227687	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
PI-274453	Japão	Antixenose para <i>P. guildinii</i> (Silva et al., 2014)
‘P98Y11’	Pioneer	Material comercial
‘TMG132 RR’	Tropical Melhoramento & Genética	Material comercial
‘TMG1176 RR’	Tropical Melhoramento & Genética	Material comercial

Tabela 2. Médias ($\pm$ EP) de período ninfal, desenvolvimento de ovo-adulto e emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de soja em casa de vegetação⁽¹⁾.

Genótipo	Período ninfal (dias)	Desenvolvimento ovo-adulto (dias)	Emergência de adultos (%)
‘KS-4202’	15,4 $\pm$ 0,15 a	24,2 $\pm$ 0,15 a	81,6 $\pm$ 3,33 ab
‘TMG132 RR’	15,2 $\pm$ 0,16 ab	24,2 $\pm$ 0,16 a	86,1 $\pm$ 3,09 a
‘P98Y11’	15,2 $\pm$ 0,16 ab	24,0 $\pm$ 0,16 a	80,9 $\pm$ 2,76 ab
UX-2569-159	15,1 $\pm$ 0,17 abc	23,8 $\pm$ 0,17 ab	68,6 $\pm$ 3,86 b
‘TMG1176 RR’	15,1 $\pm$ 0,14 abc	23,8 $\pm$ 0,14 ab	86,8 $\pm$ 2,33 a
‘IAC-100’	15,0 $\pm$ 0,23 abcd	23,8 $\pm$ 0,23 ab	85,8 $\pm$ 4,69 a
‘Jackson’	14,9 $\pm$ 0,13 abcd	23,8 $\pm$ 0,13 ab	77,8 $\pm$ 4,33 ab
‘IAC-17’	14,7 $\pm$ 0,10 abcde	23,5 $\pm$ 0,10 abc	89,6 $\pm$ 1,36 a
‘Conquista’	14,6 $\pm$ 0,15 bcde	23,5 $\pm$ 0,15 abc	86,8 $\pm$ 2,90 a
‘Dowling’	14,5 $\pm$ 0,07 cde	23,0 $\pm$ 0,07 bc	85,4 $\pm$ 3,38 ab
PI-274453	14,4 $\pm$ 0,12 cde	23,0 $\pm$ 0,12 bc	87,4 $\pm$ 2,06 a
PI-274454	14,3 $\pm$ 0,16 de	23,0 $\pm$ 0,16 bc	79,0 $\pm$ 4,92 ab
‘IAC-19’	14,2 $\pm$ 0,09 e	23,0 $\pm$ 0,09 bc	80,7 $\pm$ 1,67 ab
PI-227687	14,1 $\pm$ 0,19 e	22,7 $\pm$ 0,19 c	88,0 $\pm$ 3,47 a
F	8,75*	8,40*	2,75*
CV (%)	2,38	1,80	9,57

¹Médias seguidas de mesma letra, dentro da coluna, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Para análise, os dados referentes à emergência de adultos (%) foram transformados em arco seno $(x+0,5)^{1/2}$.

Tabela 3. Médias ($\pm$ EP) de viabilidade de ovos, período de incubação, duração do período ninfal, desenvolvimento de ovo-adulto e emergência de adultos de *B. tabaci* biótipo B provenientes de diferentes populações em casa de vegetação⁽¹⁾.

Genótipo	Viabilidade de ovos (%)		
	Procedência dos insetos		
	Criação	Respectivo genótipo	Média
‘Jackson’	94,1 $\pm$ 1,77	88,9 $\pm$ 2,63	91,5 a
PI-227687	95,8 $\pm$ 1,69	90,0 $\pm$ 2,19	92,9 a
UX-2569-159	94,2 $\pm$ 2,63	91,8 $\pm$ 2,01	93,0 a
‘TMG132 RR’	93,5 $\pm$ 1,84	93,3 $\pm$ 2,23	93,4 a
‘P98Y11’	95,8 $\pm$ 1,03	91,3 $\pm$ 1,98	93,5 a
‘KS-4202’	94,9 $\pm$ 2,34	95,5 $\pm$ 3,09	95,2 a
Média	94,7 A	91,8 A	
P (Genótipo)	0,3542		
P (População)	0,0518		
P (Interação)	0,5938		
Genótipo	Período de incubação (dias)		
	Procedência dos insetos		
	Insetos da criação	Respectivo genótipo	Média
PI-227687	6,4 $\pm$ 0,09 a B	6,8 $\pm$ 0,06 a A	6,6
‘Jackson’	6,2 $\pm$ 0,08 a B	6,8 $\pm$ 0,04 a A	6,5
‘TMG132 RR’	6,1 $\pm$ 0,03 a B	6,9 $\pm$ 0,07 a A	6,5
‘P98Y11’	6,4 $\pm$ 0,04 a A	6,7 $\pm$ 0,14 ab A	6,5
UX-2569-159	6,1 $\pm$ 0,04 a B	6,9 $\pm$ 0,04 a A	6,4
‘KS-4202’	6,2 $\pm$ 0,06 a A	6,4 $\pm$ 0,10 b A	6,3
Média	6,3	6,7	
P (Genótipo)	0,0189		
P (População)	0,0000		
P (Interação)	0,0007		
Genótipo	Período ninfal (dias)		
	Procedência dos insetos		
	Insetos da criação	Respectivo genótipo	Média
‘P98Y11’	15,6 $\pm$ 0,15	15,2 $\pm$ 0,37	15,4 a
‘TMG132 RR’	15,6 $\pm$ 0,19	15,1 $\pm$ 0,16	15,3 a
‘KS-4202’	14,9 $\pm$ 0,20	15,4 $\pm$ 0,34	15,1 a
UX-2569-159	15,0 $\pm$ 0,18	14,9 $\pm$ 0,21	14,9 ab
‘Jackson’	14,7 $\pm$ 0,12	14,8 $\pm$ 0,25	14,8 ab
PI-227687	14,5 $\pm$ 0,21	13,7 $\pm$ 0,10	14,1 b
Média	15,0 A	14,8 A	
P (Genótipo)	0,0003		
P (População)	0,2871		
P (Interação)	0,0548		

Tabela 3. (Cont.)

Genótipo	Desenvolvimento ovo-adulto (dias)		
	Procedência dos insetos		
	Insetos da criação	Respectivo genótipo	Média
‘P98Y11’	22,0 ± 0,16	21,9 ± 0,50	21,9 a
‘TMG132 RR’	21,7 ± 0,17	21,8 ± 0,20	21,8 a
‘KS-4202’	21,1 ± 0,20	21,7 ± 0,35	21,4 ab
UX-2569-159	21,1 ± 0,21	21,5 ± 0,19	21,3 ab
‘Jackson’	20,8 ± 0,12	21,6 ± 0,27	21,2 ab
PI-227687	21,0 ± 0,20	20,5 ± 0,11	20,7 b
Média	21,3 A	21,5 A	
P (Genótipo)	0,0005		
P (População)	0,5028		
P (Interação)	0,2596		
Genótipo	Emergência de adultos (%)		
	Procedência dos insetos		
	Insetos da criação	Respectivo genótipo	Média
‘P98Y11’	74,1 ± 4,45	63,3 ± 6,19	68,7 a
‘Jackson’	69,1 ± 4,99	71,9 ± 5,69	70,5 a
‘KS-4202’	72,9 ± 3,05	69,3 ± 4,37	71,1 a
UX-2569-159	74,9 ± 2,42	69,8 ± 5,09	72,3 a
‘TMG132 RR’	82,4 ± 4,15	64,7 ± 4,70	73,6 a
PI-227687	82,5 ± 3,48	80,6 ± 1,92	81,5 a
Média	76,0 A	69,9 B	
P (Genótipo)	0,0694		
P (População)	0,0214		
P (Interação)	0,2210		

¹ Médias seguidas de letras minúsculas iguais na coluna e maiúsculas na linha não diferem pelo teste Tukey ($p > 0,05$). Para análise os dados referentes à viabilidade de ovos (%) e emergência de adultos (%) foram transformados em arco seno $(x+0,5)^{1/2}$.

**CAPÍTULO III - Tolerância da soja KS-4202 ao ataque de *Bemisia tabaci* biótipo B
(Hemiptera: Aleyrodidae)**

Revista: Journal of Pest Science

Resumo

Bemisia tabaci (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) é considerada uma das mais importantes pragas para a cultura da soja, *Glycine max* L. (Merrill), em regiões produtoras do Brasil e do mundo, e o controle químico ainda representa a principal estratégia utilizada para o manejo desse inseto. No entanto, medidas menos agressivas como o uso de genótipos resistentes, destacam-se como uma alternativa eficiente para os programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP). O objetivo deste estudo foi avaliar a possível ocorrência de tolerância a *B. tabaci* biótipo B no genótipo de soja ‘KS-4202’, material reconhecidamente tolerante a *Aphis glycines* Matsumura nos Estados Unidos. A cultivar brasileira Conquista foi utilizada como padrão suscetível. Em casa de vegetação, plantas dos dois genótipos (V3-V4) foram individualizadas em casa de vegetação e submetidas a seis padrões de infestação: 1- sem infestação e sem controle; 2- com infestação e sem controle; 3- infestado e com controle aos 15 dias após a infestação (DAI); 4- infestado e com controle aos 30 DAI; 5- infestado e com controle aos 45 DAI; 6- infestado e com controle aos 60 DAI. Para infestação, liberaram-se 25 casais da mosca-branca por planta. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com seis repetições para cada padrão de infestação. Os parâmetros de produtividade considerados foram: número de vagens/planta, peso seco médio de vagens/planta, número de sementes/planta, peso seco de sementes e peso seco de biomassa total/planta. Para avaliar a resposta das plantas à alimentação da mosca-branca foi realizado um ensaio em esquema fatorial 2 x 2, com cinco repetições para cada combinação. Os fatores foram: 2 genótipos de soja (‘KS-4202’ e ‘Conquista’), 2 níveis de infestação (0 e 25 casais), com quatro datas de coleta de folíolos (7, 14, 21 e 28 DAI). Para cada coleta foi determinado o conteúdo de proteínas e a atividade de enzimas (superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase). A infestação com a mosca-branca afetou o peso médio de sementes e a biomassa total de plantas de ‘Conquista’ mesmo sob o mais curto período de infestação (15 dias). Para ‘KS-4202’ não foram observadas diferenças quanto ao total de vagens/planta, total de sementes/planta e biomassa total quando foram comparadas plantas infestadas (15, 30, 45 e 60 dias) e não infestadas. Os resultados deste trabalho mostram que o genótipo ‘KS-4202’ é tolerante à alimentação de *B. tabaci* biótipo B. As causas dessa tolerância, entretanto,

precisam ser melhor investigadas, uma vez que as enzimas oxidativas estudadas aparentemente não são as principais causas da tolerância encontrada nesse genótipo.

Palavras-chave *Glycine max* • mosca-branca • resistência de plantas a insetos • tolerância • enzimas oxidativas

Mensagem-chave

- A soja é extensamente cultivada em diversas regiões do mundo, sendo o ataque de *Bemisia tabaci* biótipo B pode limitar significativamente a produtividade da cultura a campo.
- Embora no Brasil tenham sido realizados diversos trabalhos enfocando resistência à mosca-branca, este é o primeiro que estuda a tolerância como mecanismo de resistência ao inseto.
- Este é o primeiro relato de tolerância da soja americana ‘KS-4202’ a *B. tabaci* biótipo B.
- Os resultados obtidos neste estudo podem auxiliar programas de melhoramento de soja visando resistência a insetos.

Introdução

Bemisia tabaci (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma das mais sérias pragas agrícolas em todo o mundo (Brown et al. 1995; De Barro, 2011; Oliveira et al. 2013). Desde sua detecção no Brasil em 1991 (Lourenção e Nagai 1994), esse inseto tem provocado danos a uma vasta gama de espécies de plantas (Torres et al. 2007; Baldin e Beneduzzi 2010; Baldin et al. 2013; Cruz et al. 2014), incluindo a cultura da soja [*Glycine max* L. (Merrill)] (Tamai et al. 2006; Vieira et al. 2011; Silva et al. 2012; Valle et al. 2012), com perdas econômicas estimadas em 714 milhões de dólares/ano (Oliveira et al. 2013).

Esse inseto ocasiona danos diretos e indiretos às plantas. Os danos diretos decorrem do processo de alimentação de ninfas e adultos através da seiva do floema, o que compromete o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta; os danos indiretos ocorrem devido à

excreção de *honeydew* durante a alimentação, o qual serve de substrato para a ocorrência de fumagina (*Capnodium* sp.), que torna as folhas enegrecidas, prejudicando a fotossíntese das plantas (Perring 2001; Naranjo e Legg 2010). Além disso, a mosca-branca também é considerada um dos mais importantes vetores de vírus para diversas culturas de importância econômica (Jones 2003). Em soja, existem relatos de *B. tabaci* biótipo B atuando como vetor do vírus da necrose da haste (*Cowpea mild mottle vírus* – CpMMV) (Almeida et al. 2005; Marubayashi et al. 2010).

Diante dos danos ocasionados pela mosca-branca, e do fato de o seu controle ser feito principalmente através de aplicações massivas de inseticidas sintéticos, torna-se importante a busca por ferramentas que possam ser utilizadas no manejo dessa praga. Nesse sentido, a adoção de genótipos resistentes, pode representar uma importante estratégia a ser estudada, uma vez que é um método com eficiência comprovada, além de ser compatível com outras práticas de controle empregadas no Manejo Integrado de Pragas (Painter 1951, Smith 2005).

Uma planta é considerada resistente a determinado inseto quando, devido à soma relativa de suas características hereditárias, é menos danificada que outra em igualdade de condições (Painter 1951). A resistência é classificada em três categorias: antixenose (não preferência), antibiose e tolerância, as quais podem agir isoladamente ou em conjunto (Painter 1951; Panda e Khush, 1995). A antixenose é caracterizada por fatores químicos ou morfológicos presentes na planta, que afetam negativamente o comportamento do inseto durante o processo de colonização. Na antibiose, a planta embora normalmente utilizada para alimentação, afeta negativamente a biologia do inseto. A tolerância é a habilidade da planta em resistir ou recuperar-se de uma injúria causada pelo inseto (Smith 2005). Uma planta é tida como tolerante, quando ela sofre poucos danos em relação às outras, sob um mesmo nível de infestação de determinada espécie de inseto, sem afetar seu comportamento ou biologia (Smith e Clement 2012).

A tolerância é classificada como uma resistência horizontal, conferida por vários genes, sendo geralmente mais estável e duradoura do que a resistência vertical ou monogênica, comum na antibiose (Smith 2005). Além disso, por se tratar de uma resposta da planta e não do inseto, plantas portadoras de tolerância não impõem os mesmos níveis de pressão de seleção impostos por aquelas portadoras de antibiose e antixenose como tipos de resistência, onde a alta pressão de seleção pode resultar no surgimento de biótipos do inseto (Stinchcombe

2002; Smith, 2005). A tolerância pode ser conferida por alguns mecanismos compensatórios da planta, tais como: elevada taxa de crescimento relativo; aumento de taxa fotossintética após o dano do inseto; aumento na produção de hormônios, compostos aleloquímicos e enzimas oxidativas (Strauss e Agrawal 1999; Heng-Moss et al. 2004; Franzen et al. 2007).

De maneira geral, a maioria dos estudos desenvolvidos no Brasil visando selecionar genótipos de soja resistentes à mosca-branca teve como foco principal caracterizar a ocorrência de antixenose e de antibiose (Lima et al. 2002; Valle e Lourenção 2002; Lima e Lara 2004; Vieira et al. 2011; Silva et al. 2012; Valle et al. 2012), não havendo pesquisas que apontem materiais promissores quanto à expressão de tolerância.

Nos Estados Unidos, alguns autores relataram que o genótipo ‘KS-4202’ apresenta tolerância contra o pulgão-da-soja, *Aphis glycines* Matsumura (Hemiptera: Aphididae), considerada uma das pragas mais limitantes para o cultivo da soja na América do Norte (Pierson et al. 2010; Prochaska et al. 2013; Marchi-Werle et al. 2014). A tolerância de ‘KS-4202’ contra o pulgão-da-soja pode estar diretamente envolvida com a maior atividade de peroxidases em plantas infestadas (Pierson et al. 2011; Marchi-Werle et al. 2014). As peroxidases, assim como outras enzimas oxidativas, estão envolvidas em diversos mecanismos de resposta fisiológica das plantas, sendo responsáveis por degradar compostos tóxicos, sintetizados em resposta a algum estresse sofrido (Apel e Hirt 2004).

Considerando que *B. tabaci* biótipo B e *A. glycines* pertencem à mesma ordem (Hemiptera), apresentam comportamento de alimentação semelhante (ambos sugadores), e muitas vezes dividem a mesma guilda na soja, buscou-se avaliar se o genótipo ‘KS-4202’ também apresenta tolerância ao ataque de *B. tabaci* biótipo B, bem como investigar a resposta da planta sob infestação do inseto através de análises bioquímicas (conteúdo de proteínas totais solúveis e atividade das enzimas superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase). A constatação de resistência múltipla neste genótipo pode ser útil aos programas de melhoramento de soja focando resistência a insetos-praga.

Material e métodos

O trabalho foi desenvolvido em casa de vegetação sem controle ambiental (temperatura média= 30,5°C, com máxima de 38,4° C e mínima de 16,4° C; umidade relativa média= 58%, com máxima de 97% e mínima de 35%; luz natural). Foram utilizados os genótipos ‘KS-4202’ [KS4694 x C1842 (EUA)], tolerante a *A. glycines* (Pierson et al. 2010; Prochaska et al. 2013; Marchi-Werle et al. 2014) e ‘Conquista’ (Lo76-4484 x Numbaíra), material comercial brasileiro suscetível a *B. tabaci* biótipo B (Silva et al. 2012), como controle.

Criação de *B. tabaci* biótipo B

A população inicial de *B. tabaci* biótipo B foi obtida junto ao IAC (Instituto Agronômico de Campinas) e mantida em casa de vegetação (2,0 x 2,5 x 2 m), com teto revestido por vidro e sombrite (30%) e fechada lateralmente com telado antiafídeo (200 mesh). Para a manutenção dos insetos foram fornecidas plantas de couve-de-folha (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) cultivadas em vasos plásticos com capacidade para 2,5 L. A caracterização molecular do inseto foi feita periodicamente durante o trabalho para confirmação do biótipo em estudo de acordo com Walsh et al. (1991), Simon et al. (1994) e De Barro et al. (2003).

Ensaaios

Os genótipos de soja ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ foram cultivados em vasos (5 L), preenchidos com substrato autoclavado, formado por solo (latossolo vermelho escuro), areia grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral curtido), na proporção de 1:1:1. O substrato foi adubado conforme recomendado para a cultura (Mascarenhas e Tanaka, 1997). Quando atingiram os estágios vegetativos V₃-V₄ (Fehr e Caviness 1977), as plantas foram acondicionadas individualmente em gaiolas metálicas (35 cm de diâmetro x 55 cm de altura), cobertas com tecido *voile* para o início dos ensaios.

Os materiais foram submetidos a seis padrões de infestação e controle: 1- sem infestação e sem controle; 2- com infestação e sem controle; 3- com infestação e com controle

aos 15 dias após a infestação (DAI); 4- com infestação e com controle aos 30 DAI; 5- com infestação e com controle aos 45 DAI; 6- com infestação e com controle aos 60 DAI. As plantas foram infestadas com 25 casais da mosca-branca, coletadas na criação com auxílio aspirador bucal (11 cm de altura e 4 cm de diâmetro). Na coleta dos insetos, foi dada preferência aos pares de mosca-branca, uma vez que, segundo Byrne e Bellows Junior (1991), os casais do inseto costumam ficar pareados. O teste foi realizado em delineamento experimental inteiramente casualizado, com seis repetições para cada padrão de infestação. Cada planta correspondeu a uma repetição.

Para o controle da mosca-branca foram utilizados os inseticidas à base de lambda-cialotrina + tiametoxam (Engeo Pleno[®]) na dose de 250 mL.ha⁻¹, e piriproxifen (Tiger[®]) na dose de 300 mL.ha⁻¹ em associação, com volume de calda de 200 L.ha⁻¹. Os inseticidas foram aplicados com pulverizador costal manual (S-12), de capacidade para 12L e com bico cone regulável. No momento da aplicação, as plantas foram retiradas das gaiolas, e após a pulverização, esperava-se a secagem do inseticida, para que estas fossem novamente individualizadas nas gaiolas. As aplicações foram realizadas uma única vez por tratamento.

Antes de cada pulverização (15, 30, 45 e 60 DAI) e 15 dias após a última aplicação (75 DAI), três folíolos de cada tratamento foram removidos e levados para o laboratório, onde com o auxílio de microscópio estereoscópico (aumento de 40x) foi realizada a contagem do número de ninfas vivas presentes na face abaxial dos folíolos, visando acompanhar a evolução da infestação nos diferentes tratamentos. Após a contagem, a área foliar foi medida, com auxílio de medidor foliar LI 3000A (LI-COR Inc., Lincoln, NE, EUA), para determinação do número de ninfas vivas/cm².

As plantas foram conduzidas até o final do ciclo e, após a maturação, as vagens foram colhidas e colocadas em sacos de papel e secas em estufa até atingirem 13% de umidade. Os parâmetros de produtividade por tratamento foram calculados individualmente pela avaliação do número de vagens/planta, peso seco de vagens/planta, número de sementes/planta, peso seco de sementes/planta, peso seco de biomassa total/planta (peso do caule + peso das vagens + peso das sementes). Os pesos foram obtidos em balança analítica Marte AY 220 (0,0001g). Realizou-se uma comparação entre a porcentagem de redução na produtividade dos genótipos, comparando-se as médias de peso seco de sementes/planta obtidas nos tratamentos em que as

plantas foram infestadas (controladas ou não) com as obtidas nas plantas não infestadas dos dois genótipo.

Para investigar a resposta das plantas dos genótipos à infestação do inseto, foi realizado um ensaio para avaliar o teor de proteínas totais solúveis e a atividade das enzimas superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase. Para tanto, foi adotado um delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 2 x 2, com cinco repetições para cada combinação. Os fatores foram: dois genótipos de soja ('KS-4202' e 'Conquista') e dois níveis de infestação (0 e 25 casais), com quatro datas de coleta de amostras (7, 14, 21 e 28 DAI). Para as análises enzimáticas, cada repetição foi analisada em triplicata. Para a infestação foi adotado o mesmo procedimento descrito para o ensaio anterior. Em cada coleta foi coletado o trifólio mais jovem completamente expandido, o qual foi congelado em nitrogênio líquido e em seguida armazenado a -20° C para posterior processamento (Marchi-Werle et al. 2014)

A determinação do teor de proteínas totais solúveis (μg proteína. g^{-1} . massa fresca) foi realizada pelo método de Bradford (1976). Os resultados do teor de proteína foram utilizados para os cálculos de determinação das atividades enzimáticas. Para a determinação da atividade da superóxido dismutase (U g^{-1} massa fresca) foi utilizado o método descrito por Beauchamp e Fridovich (1973). A atividade da peroxidase (μmol de H_2O_2 decomposto. min^{-1} . g^{-1} . massa fresca) foi determinada pelo método descrito por Lima et al. (1999). Para determinação da atividade da polifenoloxidase (μmol catecol oxidado. min^{-1} . g^{-1} massa fresca) foi utilizado o método descrito por Kar e Mishra (1976), modificado por Lima et al. (1999).

Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância pelo teste F. Foi verificada a normalidade dos dados por meio do teste de Shapiro-Wilk, e a homogeneidade pelo teste de Levene. Quando o teste F apresentou significância, as médias foram comparadas pelo teste Tukey, a 5% de probabilidade, com uso do software estatístico SAS 9.2 (SAS Institute 2001). Os dados referentes à porcentagem de redução na produtividade foram transformados em arco seno $(x+0,5)^{1/2}$.

Resultados

Verificou-se evolução da colonização da mosca-branca nos dois genótipos ao longo do tempo, sendo as maiores infestações observadas em plantas de ‘KS-4202’ infestadas e não controladas, comparativamente às de ‘Conquista’. Os inseticidas paralisaram o crescimento da população do inseto quando aplicados nos respectivos tratamentos (Figura 1).

Não houve diferença no total de vagens/planta para ‘KS-4202’ em nenhum dos padrões de infestação comparados ($F = 0,512$; $df = 5$; $P = 0,7631$). As plantas de ‘Conquista’ infestadas e não controladas apresentaram menor número de vagens/planta, diferindo dos demais tratamentos ($F = 5,19$; $df = 5$; $P = 0,0078$) (Tabela 1). Para peso seco médio das vagens, as plantas de ‘KS-4202’ infestadas e não controladas apresentaram menor média, diferindo dos demais tratamentos, exceto das plantas infestadas e controladas aos 60 DAI ($F = 3,98$; $df = 5$; $P = 0,0169$). Para ‘Conquista’, somente as plantas sem infestação e as infestadas e controladas aos 15 DAI diferiram das infestadas e não controladas quanto ao peso das vagens ($F = 5,66$; $df = 5$; $P = 0,0055$) (Tabela 1). As plantas de ‘KS-4202’ não apresentaram diferença entre os padrões de infestação comparados para total de sementes/planta ($F = 0,811$; $df = 5$; $P = 0,5600$). As plantas de ‘Conquista’ infestadas e não controladas apresentaram menor número total de sementes/planta, diferindo dos demais tratamentos ($F = 7,20$; $df = 5$; $P = 0,0020$) (Tabela 1).

O peso médio das sementes de ‘KS-4202’ infestadas e não controladas foi inferior ao das parcelas sem infestação e daquelas infestadas e controladas aos 15 DAI ($F = 3,64$; $df = 5$; $P = 0,0234$). Para ‘Conquista’, todas as plantas infestadas (controladas ou não) apresentaram menor peso de sementes, diferindo daquelas não infestadas ($F = 11,77$; $df = 5$; $P = 0,0002$) (Tabela 2). Quanto à biomassa total, as plantas de ‘KS-4202’ não tiveram esse parâmetro afetado sob nenhum padrão de infestação comparado ($F = 2,83$; $df = 5$; $P = 0,0539$), já para ‘Conquista’ todos os tratamentos infestados (controlados ou não) apresentaram biomassa menor que as plantas não infestadas, destacando-se as não controladas com o menor valor ($F = 14,05$; $df = 5$; $P = 0,0001$) (Tabela 2).

Comparando a porcentagem de redução na produtividade entre plantas de ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ sob diferentes padrões de infestação (Figura 2), não houve diferença para o tratamento infestado e sem controle ($F = 0,449$; $df = 3$; $P = 0,5507$), infestado e controlado aos

30 DAI ($F = 4,992$; $df = 3$; $P = 0,1116$) e infestado e controlado aos 60 DAI ($F = 4,532$; $df = 3$; $P = 0,1231$). As plantas de ‘KS-4202’ infestadas e controladas aos 15 DAI ($F = 17,652$; $df = 3$; $P = 0,0246$) e aos 45 DAI ($F = 20,211$; $df = 3$; $P = 0,0205$) apresentaram menor redução na produtividade em relação às plantas de ‘Conquista’.

Com relação ao conteúdo total de proteína (Tabela 3), a interação foi significativa aos 14 dias ($F = 10,402$; $df = 3$; $P = 0,0053$), com plantas de ‘KS-4202’ obtendo maior conteúdo de proteína do que as de ‘Conquista’ no tratamento controle; e redução nas plantas infestadas quando comparadas as sadias. Plantas de ‘KS-4202’ (infestadas ou não) apresentaram maior conteúdo de proteínas em relação à ‘Conquista’ aos 7 dias ($F = 15,107$; $df = 3$; $P = 0,0013$), aos 21 dias ($F = 8,135$; $df = 3$; $P = 0,0115$) e na última avaliação (28 dias) ($F = 20,563$; $df = 3$; $P = 0,0004$). Aos 28 dias também se verificou maior teor de proteína nas plantas não infestadas ($F = 8,228$; $df = 3$; $P = 0,0111$).

Para a enzima superóxido dismutase (Tabela 3), aos sete dias foi observada diferença apenas entre os materiais ($F = 5,819$; $df = 3$; $P = 0,0282$), com ‘Conquista’ apresentando a maior atividade da enzima. Aos 14 dias a interação foi significativa ($F = 5,984$; $df = 3$; $P = 0,0264$), tendo as plantas não infestadas de ‘Conquista’ apresentado maior atividade da enzima comparativamente às de ‘KS-4202’. As plantas de ‘KS-4202’ apresentaram aumento na atividade dessa enzima nas plantas infestadas em relação as não infestadas. Aos 21 dias verificou-se diferença apenas entre os materiais ($F = 10,401$; $df = 3$; $P = 0,0053$), com valores superiores para ‘Conquista’. Aos 28 dias a interação foi significativa ($F = 5,583$; $df = 3$; $P = 0,0311$), tendo as plantas infestadas de ‘Conquista’ apresentado maior atividade da enzima em relação as suas plantas não infestadas, e em relação às plantas de ‘KS-4202’ infestadas.

Quanto à atividade de peroxidase (Tabela 4), não foi observada interação significativa em nenhuma das avaliações realizadas. Aos 14 dias, independentemente do genótipo, as plantas infestadas apresentaram menor atividade de peroxidase do que as plantas controle ($F = 6,402$; $df = 3$; $P = 0,0223$). Aos 28 dias verificou-se maior atividade da peroxidase em ‘Conquista’ ($F = 11,682$; $df = 3$; $P = 0,0035$). Plantas infestadas dos dois genótipos revelaram aumento significativo na atividade da peroxidase ($F = 7,015$; $df = 3$; $P = 0,0175$) em comparação às não infestadas.

Para a enzima polifenoloxidase (Tabela 4), houve diferença somente entre os materiais aos sete dias ($F = 21,660$; $df = 3$; $P = 0,0003$), tendo ‘Conquista’ a maior média. Aos 14 dias,

a interação foi significativa ($F = 10,284$; $df = 3$; $P = 0,0055$) havendo redução na atividade dessa enzima em plantas de ‘Conquista’ infestadas. Aos 21 dias, ‘Conquista’ apresentou maior atividade da enzima ($F = 9,173$; $df = 3$; $P = 0,0080$). Na avaliação de 28 dias, a interação foi significativa, tendo as plantas infestadas de ‘Conquista’ apresentado a maior atividade enzimática ($F = 5,667$; $df = 3$; $P = 0,0301$).

Discussão

A colonização da mosca-branca evoluiu nos dois genótipos ao longo do tempo e manteve-se crescente até o momento da aplicação dos inseticidas. Em todas as avaliações seguintes à pulverização, houve decréscimo no número de ninfas vivas/cm² nos tratamentos em que foi realizado o controle dos insetos, demonstrando a eficiência do defensivo. Entre o tratamento infestado e sem controle, verificou-se que a mosca-branca colonizou progressivamente ambos os materiais. No entanto, na última contagem (75 DAI), a população do inseto tornou-se cerca de três vezes maior em plantas de ‘KS-4202’, mostrando sua adequação à colonização do inseto, o que é esperado em materiais portadores de tolerância (Smith e Clement 2012). De forma similar, Prochaska et al. (2013) verificaram que plantas de ‘KS-4202’ foram mais infestadas por *A. glycines* em campo, comparativamente a outros genótipos comerciais de soja.

Com base nos parâmetros de produção obtidos, o genótipo ‘KS-4202’ demonstrou ser mais tolerante aos danos causados pela alimentação da mosca-branca, em relação à ‘Conquista’. Plantas de ‘KS-4202’ infestadas (com ou sem controle) apresentaram número total de vagens semelhantes às plantas não infestadas. De maneira inversa, plantas de ‘Conquista’ que tiveram as moscas-brancas não controladas produziram cerca de 48% menos vagens do que as plantas não infestadas.

A infestação pela mosca-branca afetou o peso médio das vagens produzidas pelos dois genótipos. No caso de ‘KS-4202’, verificou-se que plantas infestadas e sem controle apresentaram peso de vagem aproximadamente 22% inferior àquelas sem infestação. No entanto, não houve diferença entre as plantas não infestadas e as infestadas e controladas (15, 30, 45 e 60 DAI), sugerindo que o controle em ‘KS-4202’ pode ser realizado até 60 dias após o início da infestação por *B. tabaci* biótipo B, sem redução significativa no peso das vagens.

Para o genótipo ‘Conquista’, plantas infestadas com a mosca-branca e sem controle sofreram redução de peso de vagens de aproximadamente 47% em relação às plantas não infestadas.

Ao analisar a tolerância como mecanismo de resistência em materiais de feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) contra *Thrips palmi* Karny, Frei et al. (2004) observaram que em campo, o genótipo EMP 486, apesar de altamente infestado pelo inseto, não apresentou perdas significativas na produtividade; as plantas infestadas apresentaram redução de 7,3% no número de vagens vazias e de 5,0% no peso das vagens em relação as plantas não infestadas; já para o material suscetível essas reduções foram de 50% e 23,8%, respectivamente. Esses resultados demonstram que materiais tolerantes, apresentam a capacidade de suportar o ataque do inseto sem impactos significativos sobre a produção.

O número total de sementes por planta foi semelhante entre as plantas sadias e infestadas (controladas ou não) de ‘KS-4202’, o que evidencia a capacidade deste material em tolerar os danos provocados por *B. tabaci* biótipo B produzindo quantidades de sementes semelhantes em plantas atacadas ou sadias. Resultado diferente foi observado para ‘Conquista’, cujas plantas infestadas e não controladas produziram cerca de 60% a menos em relação às não infestadas, demonstrando a sensibilidade desse material à alimentação da mosca-branca.

Embora ‘KS-4202’ não tenha tido o número total de sementes por planta afetado pelo inseto, as plantas infestadas e não controladas apresentaram redução no peso médio das sementes de aproximadamente 29% em relação as não infestadas e de 25% para aquelas que tiveram os insetos controlados aos 15 DAI. Esse fato sugere que uma única aplicação de inseticida no início da infestação é capaz de fazer com que as plantas apresentem peso de sementes semelhantes às não infestadas. Para as plantas de ‘Conquista’, nem mesmo o controle inicial do inseto fez com que a infestação não afetasse o peso das sementes, já que todas as plantas infestadas (controladas ou não) apresentaram médias inferiores às plantas não infestadas.

A biomassa de ‘KS-4202’ não foi afetada pela infestação com a mosca-branca. As plantas de ‘Conquista’ tiveram esse parâmetro afetado mesmo sob o mais curto período de infestação (15 dias) em comparação com as plantas não infestadas. Em adição, plantas infestadas e não controladas apresentaram biomassa total cerca de 60% menor do que a

apresentada por plantas sem infestação e cerca de 40% menor do que aquelas que tiveram os insetos controlados aos 60 DAI.

Frei et al. (2004) verificaram que genótipos de feijão comum tolerantes a *T. palmi* apresentaram menor redução na biomassa e na altura das plantas quando comparados a materiais mais suscetíveis sob a mesma pressão de infestação. Estudando a tolerância em genótipos de algodão (*Gossypium* spp.) contra *B. tabaci*, Jindal et al. (2009) verificaram que, sob infestação de 150 casais do inseto, o genótipo NHH 44 mostrou-se tolerante a essa mosca-branca, com redução mínima na altura das plantas infestadas (9,73%) e no número de nós (7,03%), em relação às plantas não infestadas; no genótipo suscetível essas reduções foram de 51,52% e 41,67%, respectivamente. Esses resultados mostram a capacidade que materiais tolerantes apresentam de suportar a pressão sofrida pelo ataque das pragas sem danos significativos na sua estrutura vegetativa.

A comparação da porcentagem de redução na produtividade dos dois materiais em tratamentos infestados e não infestados revelou diferença aos 15 e 45 DAI, com maior redução para ‘Conquista’. Contudo, em valores absolutos, a redução foi sempre maior para ‘Conquista’, o que reforça a maior capacidade que ‘KS-4202’ tem de suportar os danos causados por *B. tabaci* biótipo B, sem impacto sobre a produtividade. Prochaska et al. (2013), ao avaliarem a resistência de genótipos de soja em condições de campo, demonstraram que plantas de ‘KS-4202’ sofreram perda mínima de produção, suportando populações do pulgão-da-soja que causariam perdas significativas na maioria dos materiais.

Diante dos parâmetros observados, é possível inferir que ‘KS-4202’ apresente tolerância à alimentação de *B. tabaci* biótipo B, uma vez que a infestação desse inseto afetou de maneira menos pronunciada seu desenvolvimento vegetativo e reprodutivo, em relação ao observado para ‘Conquista’. Pierson et al. (2010), ao relatarem a ocorrência de tolerância de ‘KS-4202’ ao pulgão-da-soja, também observaram que alguns parâmetros de produtividade (peso de sementes e número de sementes por vagem) não foram afetados em plantas infestadas, comparativamente às não infestadas. Isso demonstra a habilidade desse material em resistir ou recuperar-se da injúria causada pelo inseto, característica presente em materiais tolerantes (Smith 2005).

A tolerância é uma característica muito interessante para uma cultivar de soja, uma vez que, genótipos tolerantes, além de exercerem menor pressão de seleção sobre os insetos

(Stinchcombe 2002; Smith 2005), apresentam níveis de ação (NA) e níveis de dano econômico (NDE) mais elevados em relação a genótipos suscetíveis, exigindo assim, um menor número de aplicações de inseticidas, sendo, portanto uma estratégia compatível com o controle biológico por favorecer a manutenção e a ação dos inimigos naturais nas lavouras (Panda e Khush 1995).

A identificação dos mecanismos envolvidos na tolerância das plantas é uma etapa crucial para compreender como estas se defendem dos herbívoros e para auxiliar programas de melhoramento, pela possibilidade de incorporar características de tolerância em plantas de alto rendimento (Panda e Khush 1995). As análises bioquímicas realizadas neste trabalho mostraram que plantas de ‘KS-4202’ infestadas com a mosca-branca apresentaram aumento significativo na atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) aos 14 dias após a infestação, comparativamente àquelas não infestadas, mantendo essa tendência de aumento nas avaliações posteriores. Para a cultivar Conquista, a diferença significativa na atividade dessa enzima entre plantas infestadas e não infestadas foi observada apenas na última avaliação (28 dias), com maior atividade nas plantas infestadas. Observa-se que a atividade da SOD é sempre maior em ‘Conquista’ quando comparado à ‘KS-4202’, o que pode ser decorrente de diferenças genéticas em suas vias metabólicas utilizadas para eliminar possíveis radicais livres formados durante a infestação (Taggar et al. 2012).

A SOD constitui a primeira linha de defesa contra as ERO's (espécies reativas de oxigênio), produzidas continuamente por plantas sob diferentes condições de estresse. Essa enzima é responsável pela dismutação do radical superóxido (O_2^-) em peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (Gao et al. 2013; Zhang et al. 2014). Os presentes resultados mostram que em ‘KS-4202’ essa enzima foi ativada mais rapidamente (14 dias) do que para ‘Conquista’, onde isso ocorreu quando as plantas ficaram maior tempo submetidas à infestação pelo inseto.

A partir de 21 dias após a infestação com a mosca-branca houve uma tendência de aumento na atividade da peroxidase (POD) em plantas infestadas dos dois materiais, ‘KS-4202’ e ‘Conquista’. Essa enzima desempenha um papel importante na oxidação do H_2O_2 , formado em plantas sob estresse. Dessa forma, o aumento na atividade da POD a partir dessa coleta pode estar relacionado com um possível aumento do H_2O_2 nas células, resultado da ação da SOD (Kawano 2003; Apel e Hirt 2004). A tolerância de ‘KS-4202’ ao pulgão-da-soja tem sido relacionada com a maior atividade da POD em plantas submetidas à alimentação dos

afídeos, uma vez que plantas do genótipo suscetível (infestadas ou não) apresentaram níveis similares de atividade da enzima (Pierson et al. 2011; Marchi-Werle et al. 2014). O aumento na atividade da POD tem sido associado com a resistência a pragas em *Buchloe dactyloides* (Nuttall) (Heng-Moss et al. 2004), trigo (Franzen et al. 2007), couve-de-folhas (Khattab 2007) e cevada (Gutsche et al. 2009).

Outra enzima oxidativa envolvida na defesa das plantas contra os estresses causados pelas pragas é a polifenoloxidase (PFO). Esta apresenta a capacidade de oxidar compostos fenólicos a quinonas, as quais são frequentemente mais impalatáveis ou tóxicas aos insetos do que os fenóis normalmente presentes nas plantas (Mazzafera e Robinson 2000; Sánchez et al. 2000). A maior atividade da enzima PFO foi observada nas plantas do material ‘Conquista’ submetidas à infestação comparativamente às plantas não infestadas aos 28 dias. Esse aumento, provavelmente, ocorreu em função do maior tempo no qual as plantas ficaram expostas a alimentação pela mosca-branca, em resposta ao estresse sofrido.

Wang et al. (2014) observaram aumento na atividade da PFO logo após um dia de alimentação de *A. glycines* em plantas de soja, com progressivo aumento ao longo da infestação. O aumento da atividade da enzima PFO também foi observada em plantas de couve sob infestação de *Brevicoryne brassicae* L. (Khattab 2007), o que demonstra o envolvimento dessa enzima no processo de reação das plantas à alimentação de insetos sugadores.

Os resultados desta pesquisa estão de acordo com trabalhos anteriores que demonstraram que as enzimas oxidativas (SOD, POD e PFO) desempenham um importante papel na resposta da planta a estresses causados pelos insetos (Khattab 2007; Gutsche et al. 2009; Wang et al. 2014). De maneira geral, ocorreram alterações nos níveis das enzimas oxidativas em resposta à alimentação da mosca-branca em ambos os materiais. Entretanto, para o material ‘Conquista’, a ação dessas enzimas não foi suficiente para compensar os danos na produção provocados pela alimentação do inseto.

O material americano ‘KS-4202’ expressou tolerância à alimentação de *B. tabaci* biótipo B, representando uma importante fonte de resistência a ser trabalhada em programas de melhoramento da soja visando resistência a insetos. Entretanto, as causas dessa tolerância precisam ser melhor investigadas, uma vez que as enzimas oxidativas estudadas aparentemente não são as principais causas da tolerância encontrada nesse genótipo.

Agradecimentos

À CAPES, pela bolsa de doutorado concedida ao primeiro autor, à FAPESP, pelo auxílio à pesquisa (Auxílio nº 2013/13672-7) e ao CNPq, pela bolsa de produtividade em pesquisa concedida ao segundo autor.

Referências

- Almeida AMR, Piuga FF, Marim SRR, Kitajima EW, Gaspar JO, Oliveira TG, Moraes TG (2005) Detection and partial characterization of a *Carlavirus* causing stem necrosis of soybean in Brazil. *Fitopat Bras* 2:191-194
- Apel K, Hirt H (2004) Reactive oxygen species: metabolism, oxidative stress, and signal transduction. *Annu Rev Plant Biol* 55:373–399
- Baldin ELL, Beneduzzi RA (2010) Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. *J Pest Sci* 83:223-229
- Baldin ELL, Crotti AEM, Wakabayashi KAL, Silva JPGF, Aguiar GP, Souza ES, Veneziani RC S, Groppo M (2013) Plant-derived essential oils affecting settlement and oviposition of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B on tomato. *J Pest Science* 86:301-308
- Beauchamp CO, Fridovich I (1973) Isoenzymes of superoxidase dismutase from wheat germ. *Biochim Biophys Acta* 317:50- 64
- Byrne DN, Bellows Junior TS (1991) Whitefly biology. *Annu Rev Entomol* 36:431-457
- Bradford MA (1976) A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal Biochem* 72: 248-254
- Brown JK, Frohlich DR, Rosell RC (1995) The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? *Annu Rev Entomol* 40:511-534

- Cruz PL, Baldin, ELL, Castro MJP (2014) Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. *J Pest Sci* 87:639-645
- De Barro PJ (2011) *Bemisia tabaci*, the capacity to invade. In: Thompson, W.M.O (ed) The whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants. Springer Dordrecht, London, pp 181-204
- De Barro PJ, Scott KD, Graham GC, Lange CL, Schutze MK (2003) Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Mol Ecol Notes* 3:40-43
- Fehr WR, Caviness CE (1977) Stages of soybean development. Iowa State University Cooperative Extension Service Special Report 80. Iowa State University, Ames, IA
- Franzen LD, Gutsche AR, Heng-Moss TM, Higley LG, Sarath G, Burd JD (2007) Physiological and biochemical responses of resistant and susceptible wheat to injury by Russian wheat aphid. *J Econ Entomol* 100:1692-1703
- Frei A, Bueno JM, Diaz-Montano J, Gu H, Cardona C, Dorn S (2004) Tolerance as a mechanism of resistance to *Thrips palmi* in common beans. *Entomol Exp Appl* 112:73
- Gao X, Li J, Wang Y, Jiu M, Yan G, Liu S, Wang X (2013) Cloning, expression and characterization of mitochondrial manganese superoxide dismutase from the whitefly, *Bemisia tabaci*. *Int J Mol Sci* 14:871-887
- Gutsche A, Heng-Moss T, Sarath G, Twigg P, Xia Y, Lu G, Mornhinweg D (2009) Gene expression profiling of tolerant barley in response to *Diuraphis noxia* (Hemiptera: Aphididae) feeding. *Bull Entomol Res* 99:163-173.
- Heng-Moss TM, Sarath G, Baxendale FP, Novak D, Bose S, Ni X (2004) Characterization of oxidative enzyme changes in buffalograsses challenged by *Blissus occiduus*. *J Econ Entomol* 97:1086-1095
- Jones DR (2003) Plant viruses transmitted by whiteflies. *Eur J Plant Pathol* 109: 195-219
- Jindal V, Dhaliwal GS, Dhawan AK, Dilawari VK (2009) Mechanisms of resistance in cotton to whitefly (*Bemisia tabaci*): tolerance. *Phytoparasitica* 37:249-254

- Kar M, Mishra D (1976) Catalase, peroxidase and polyphenoloxidase activities during rice leaf senescence. *Plant Physiol* 57: 315-319.
- Kawano T (2003) Roles of the reactive oxygen species-generating peroxidase reactions in plant defense and growth induction. *Plant Cell Rep* 21:829-837
- Khattab H (2007) The defense mechanism of cabbage plant against phloem-sucking aphid (*Brevicoryne brassicae* L.). *Aust J of Basic and Appl Sci* 1:56-62
- Lima ACS, Lara FM, Barbosa JCB (2002) Oviposition Preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) B Biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) on Soybean Genotypes, in Field Conditions. *Neotrop Entomol* 31:297-303
- Lima ACS, Lara FM (2004) Resistance of soybean genotypes to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 33:71-75
- Lima GPP, Brasil OG, Oliveira AM (1999) Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivado sob estresse salino. *Sci Agric* 56: 21-25.
- Lourenção AL, Nagai H (1994) Outbreaks of *Bemisia tabaci* in the São Paulo state, Brazil. *Bragantia* 53:53-59
- Marchi-Werle L, Heng-Moss TM, Hunt TE, Baldin ELL, Baird LM (2014) Characterization of peroxidase changes in tolerant and susceptible soybeans challenged by soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). *J Econ Entomol* 107: 1985-1991
- Marubayashi JM, Yuki VA, Wutke EB (2010) Transmissão do *Cowpea mild mottle virus* pela mosca branca *Bemisia tabaci* biótipo B para plantas de feijão e soja. *Summa Phytopathol* 36:158-160
- Mascarenhas HAA, Tanaka RT (1997) Soja. In: Raij B van, Cantarella H, Quaggio JA, Furlani AMC (eds) *Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo*. 2. ed. rev. e atual, Campinas: IAC, pp 202-203 (IAC-Boletim 100)
- Mazzafera P, Robinson SP (2000) Characterization of polyphenol oxidase in coffee. *Phytochem* 55:285–296

- Naranjo SE, Legg JP (2010) Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: Stansly PA, Naranjo SE (eds) *Bemisia: Bionomics and management of a global pest*. Springer, Dordrecht-Heidelberg-London-New York pp 105-107
- Oliveira CM, Auad AM, Mendes SM, Frizzas MR (2013) Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. *J Appl Entomol* 137:1-15
- Painter RH (1951) Insect resistance in crop plants. McMillan, New York, p 520
- Panda N, Khush GS (1995) Host plant resistance to insects. CABI, Wallingford, p 431
- Perring TM (2001) The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Prot* 20:725-737
- Pierson LM, Heng-Moss TM, Hunt TE, Reese J (2010) Categorizing the resistance of soybean genotypes to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). *J Econ Entomol* 103:1405-1411
- Pierson LM, Heng-Moss TM, Hunt TE, Reese J (2011) Physiological responses of resistant and susceptible reproductive stage soybean to soybean aphid (*Aphis glycines* Matsumura) feeding. *Arth Plant Int* 5:49-58
- Prochaska TJ, Pierson LM, Baldin ELL, Hunt TE, Heng-Moss TM, Reese JC (2013) Evaluation of late vegetative and reproductive stage soybeans for resistance to soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). *J Econ Entomol* 106:1036-1044
- SAS Institute (2001) SAS/STAT user's guide, version 8.1. SAS Institute, Cary
- Silva JPGF, Baldin ELL, Souza ES, Lourenção AL (2012) Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. *Chil J Agric Res* 72:516-522
- Simon C, Frati F, Beckenbach A, Crespi B, Liu H, Flook P (1994) Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene-sequences and a compilation of conserved polymerase chain-reaction primers. *Ann Entomol Soc Am* 87:651-701
- Smith CM (2005) Plant resistance to arthropods molecular and conventional approaches. Springer, Dordrecht, The Netherlands
- Smith CM, Clement SL (2012) Molecular bases of plant resistance to arthropods. *Annu Rev Entomol* 57:309-328

- Stinchcombe JR (2002) Can tolerance traits impose selection on herbivores? *Evol Ecol* 15:595-602
- Strauss SY, Agrawal AA (1999) The ecology and evolution of plant tolerance to herbivory. *Trends Ecol Evol* 14:179-185
- Taggar GK, Gill RS, Gupta AK, Sandhu JS (2012) Fluctuations in peroxidase and catalase activities of resistant and susceptible black gram (*Vigna mungo* (L.) Hepper) genotypes elicited by *Bemisia tabaci* (Gennadius) feeding. *Plant Signal Behav* 7:1321-1329
- Tamai MA, Martins MC, Lopes PVL (2006) Perda de produtividade em cultivares de soja causada pela mosca-branca no cerrado baiano. Comunicado Técnico 21, Fundação BA. 7p.
- Torres LC, Souza B, Amaral BB, Tanque RL (2007) Biology and non-preference for oviposition by *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) on cotton cultivars. *Neotrop Entomol* 36:445-453
- Valle GE, Lourenção AL (2002) Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 31:285-295
- Valle GE, Lourenção AL, Pinheiro JB (2012) Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. *J Pest Sci* 85:431-442
- Vieira SS, Bueno AF, Boff MIC, Bueno RCOF, Hoffman-Campo CB (2011) Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 40:117-122
- Walsh PS, Metzger DA, Higuchi R (1991) Chelex-100 as a medium for simple extraction of DNA for PCR-based typing from forensic material. *Biotechniques* 4:506-513
- Wang X, Zhou L, Xu B, Xing X, Xu G (2014) Seasonal occurrence of *Aphis glycines* and physiological responses of soybean plants to its feeding. *Insect Sci* 21:342-351
- Zhang K, Di N, Ridsdill-Smith J, Zhang B, Tan X, Cao H, Liu Y, Liu T (2014) Does a multi-plant diet benefit a polyphagous herbivore? A case study with *Bemisia tabaci*. *Entomol Exp Appl* 152:148-156

Tabela 1 Médias ($\pm$ EP) de total de vagens, peso seco de vagens e total de sementes produzidas por plantas de ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ submetidas a diferentes padrões de infestação por *Bemisia tabaci* biótipo B

Padrões de infestação	Total de vagens/planta		Peso seco de vagens (g)/planta		Total de sementes/planta	
	‘KS-4202’ ¹	‘Conquista’ ¹	‘KS-4202’ ¹	‘Conquista’ ¹	‘KS-4202’ ¹	‘Conquista’ ¹
Sem infestação e sem controle	21,3 $\pm$ 0,63 a	46,8 $\pm$ 5,28 a	0,23 $\pm$ 0,01 a	0,19 $\pm$ 0,02 a	47,3 $\pm$ 2,78 a	91,3 $\pm$ 8,69 a
Com infestação e controle 15 DAI	24,0 $\pm$ 2,71 a	42,3 $\pm$ 4,42 a	0,23 $\pm$ 0,01 a	0,16 $\pm$ 0,01 ab	54,8 $\pm$ 4,80 a	81,0 $\pm$ 5,96 a
Com infestação e controle 30 DAI	21,5 $\pm$ 1,26 a	51,5 $\pm$ 2,22 a	0,23 $\pm$ 0,01 a	0,15 $\pm$ 0,01 abc	51,3 $\pm$ 3,09 a	95,8 $\pm$ 2,50 a
Com infestação e controle 45 DAI	24,3 $\pm$ 1,93 a	47,5 $\pm$ 4,99 a	0,24 $\pm$ 0,02 a	0,15 $\pm$ 0,01 abc	56,5 $\pm$ 4,05 a	93,0 $\pm$ 10,12 a
Com infestação e controle 60 DAI	23,3 $\pm$ 1,11 a	41,0 $\pm$ 2,12 a	0,21 $\pm$ 0,01 ab	0,12 $\pm$ 0,01 bc	48,5 $\pm$ 2,40 a	80,5 $\pm$ 4,92 a
Com infestação e sem controle	23,3 $\pm$ 1,75 a	24,0 $\pm$ 2,71 b	0,18 $\pm$ 0,00 b	0,10 $\pm$ 0,02 c	53,5 $\pm$ 5,69 a	37,0 $\pm$ 10,61 b
P	0,7631	0,0078	0,0169	0,0055	0,5600	0,0020

¹Médias seguidas de letras iguais na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \geq 0,05$)

Tabela 2 Médias ($\pm$ EP) de peso seco de sementes e peso seco de biomassa total de plantas de ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ submetidas a diferentes padrões de infestação por *Bemisia tabaci* biótipo B

Padrões de infestação	Peso de sementes (g)		Biomassa total (g)	
	‘KS-4202’ ¹	‘Conquista’ ¹	‘KS-4202’ ¹	‘Conquista’ ¹
Sem infestação e sem controle	0,21 $\pm$ 0,01 a	0,23 $\pm$ 0,01 a	19,5 $\pm$ 1,24 a	43,1 $\pm$ 2,39 a
Com infestação e controle 15 DAI	0,20 $\pm$ 0,00 a	0,17 $\pm$ 0,01 b	20,5 $\pm$ 1,45 a	32,5 $\pm$ 1,82 b
Com infestação e controle 30 DAI	0,18 $\pm$ 0,01 ab	0,16 $\pm$ 0,01 b	18,0 $\pm$ 1,37 a	34,2 $\pm$ 2,15 b
Com infestação e controle 45 DAI	0,19 $\pm$ 0,00 ab	0,18 $\pm$ 0,01 b	21,0 $\pm$ 1,25 a	34,8 $\pm$ 2,66 b
Com infestação e controle 60 DAI	0,18 $\pm$ 0,02 ab	0,15 $\pm$ 0,01 b	16,7 $\pm$ 1,32 a	27,3 $\pm$ 1,41 b
Com infestação e sem controle	0,15 $\pm$ 0,00 b	0,15 $\pm$ 0,00 b	15,0 $\pm$ 1,22 a	16,9 $\pm$ 3,00 c
P	0,0234	0,0002	0,0539	0,0001

¹Médias seguidas de letras iguais na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey ($p \geq 0,05$)

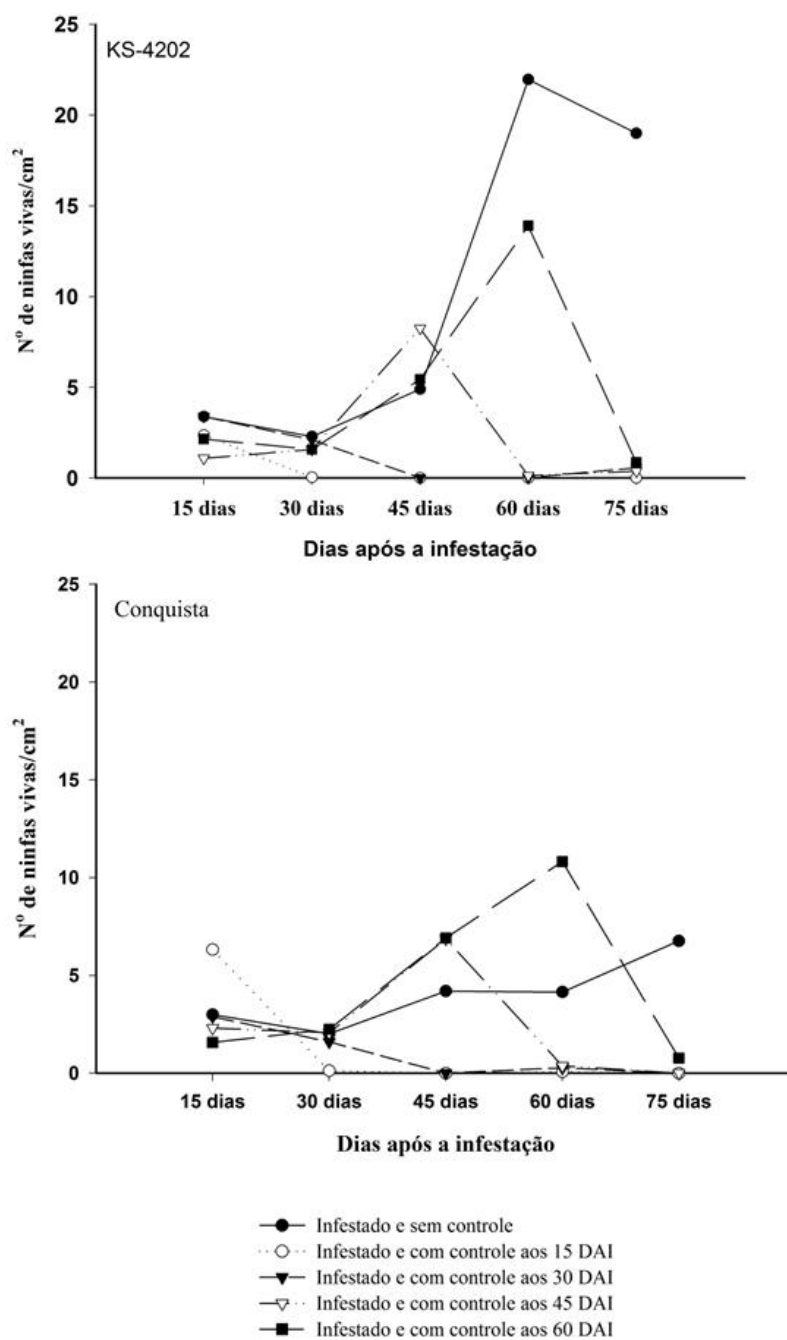


Fig 1 Média de ninfas vivas/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B nos genótipos ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ para cada padrão de infestação

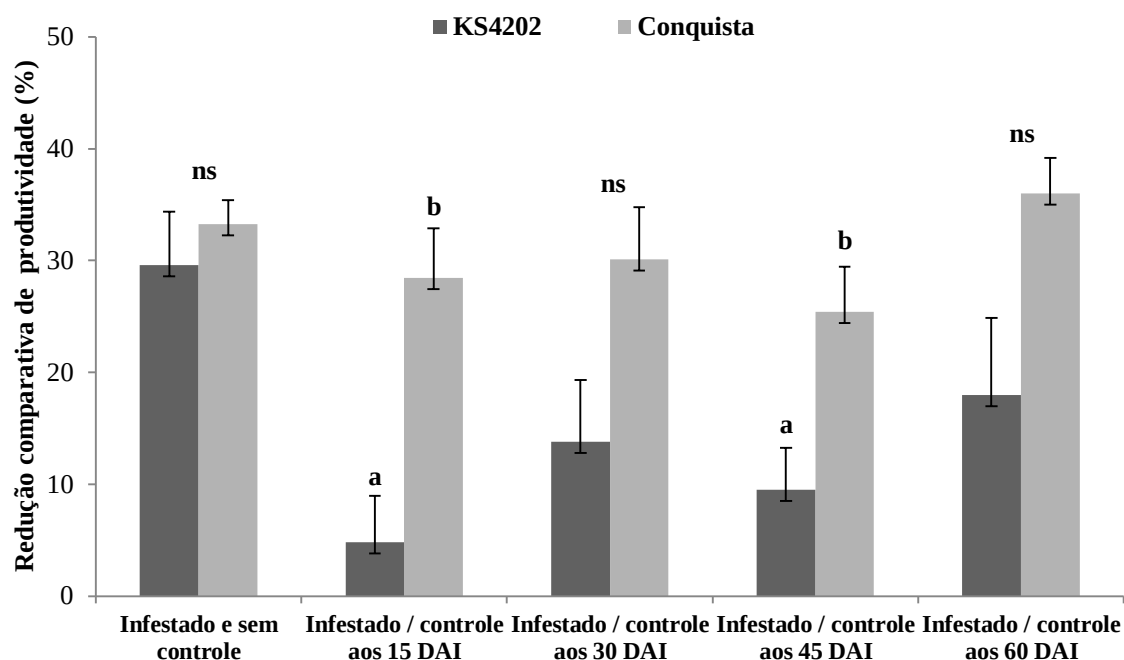


Fig 2 Comparação de porcentagem de redução na produtividade entre ‘KS-4202’ e ‘Conquista’ para cada padrão de infestação com *Bemisia tabaci* biótipo B. Médias seguidas de letras iguais, nas colunas, para cada padrão de infestação, não diferem entre si, pelo teste Tukey ($P > 0,05$). ns= não significativo. Infestado e sem controle ($F = 0,449$; $df = 3$; $P = 0,5507$); Infestado e com controle aos 15 DAI ($F = 17,652$; $df = 3$; $P = 0,0246$); Infestado e com controle aos 30 DAI ($F = 4,992$; $df = 3$; $P = 0,1116$); Infestado e com controle aos 45 DAI ($F = 20,211$; $df = 3$; $P = 0,0205$); Infestado e com controle aos 60 DAI ($F = 4,532$; $df = 3$; $P = 0,1231$). DAI= Dias após a infestação

Tabela 3 Teor de proteína total solúvel e atividade da enzima superóxido dismutase em genótipos de soja aos 7, 14, 21 e 28 dias após a infestação com *Bemisia tabaci* biótipo B

	Proteína total solúvel (µg prot. g ⁻¹ MF)			Superóxido dismutase (U g ⁻¹ proteína)		
	7 dias					
	Tratamento			Tratamento		
Genótipo	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	10,56	14,04	12,30 b	0,290	0,182	0,236 a
‘KS-4202’	17,03	18,10	17,56 a	0,150	0,139	0,144 b
Média	13,80 A	16,07 A		0,220 A	0,160 A	
P (Genótipo)	0,0013			0,0282		
P (Tratamento)	0,1122			0,1328		
P (Interação)	0,3840			0,2213		
	14 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	8,11 b A	7,85 a A	7,98	0,329 a A	0,321 a A	0,325
‘KS-4202’	13,63 a A	8,19 a B	10,91	0,184 b B	0,325 a A	0,254
Média	10,87	8,02		0,256	0,323	
P (Genótipo)	0,0022			0,0338		
P (Tratamento)	0,0027			0,0452		
P (Interação)	0,0053			0,0264		
	21 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	5,17	4,96	5,06 b	0,529	0,597	0,563 a
‘KS-4202’	9,84	8,77	9,30 a	0,263	0,374	0,318 b
Média	6,86 A	7,50 A		0,396 A	0,485 A	
P (Genótipo)	0,0115			0,0053		
P (Tratamento)	0,6744			0,2564		
P (Interação)	0,7779			0,7725		
	28 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	3,13	1,17	2,15 b	0,883 a B	2,280 a A	1,581
‘KS-4202’	8,10	4,40	6,25 a	0,313 a A	0,762 b A	0,537
Média	5,61 A	2,78 B		0,598	1,521	
P (Genótipo)	0,0004			0,0001		
P (Tratamento)	0,0111			0,0003		
P (Interação)	0,3602			0,0311		

¹ Médias seguidas de letras minúsculas iguais na coluna e maiúsculas na linha não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0.05$)

Tabela 4 Atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase em genótipos de soja aos 7, 14, 21 e 28 dias após a infestação com *Bemisia tabaci* biótipo B

	Peroxidase ($\mu\text{mol H}_2\text{O}_2$ decomposto. min^{-1} . mg^{-1} proteína)			Polifenoloxidase ($\mu\text{mol catecol oxidado. min}^{-1}$. mg^{-1} proteína)		
	7 dias					
	Tratamento			Tratamento		
Genótipo	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	$5,98 \times 10^{-3}$	$4,56 \times 10^{-3}$	$5,27 \times 10^{-3}$ a	$2,42 \times 10^{-3}$	$2,16 \times 10^{-3}$	$2,29 \times 10^{-3}$ a
‘KS-4202’	$3,64 \times 10^{-3}$	$3,34 \times 10^{-3}$	$3,49 \times 10^{-3}$ a	$1,40 \times 10^{-3}$	$1,20 \times 10^{-3}$	$1,30 \times 10^{-3}$ b
Média	$4,81 \times 10^{-3}$ A	$3,95 \times 10^{-3}$ A		$1,91 \times 10^{-3}$ A	$1,68 \times 10^{-3}$ A	
P (Genótipo)	0,0645			0,0003		
P (Tratamento)	0,3517			0,2956		
P (Interação)	0,5410			0,8896		
	14 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	$7,08 \times 10^{-3}$	$4,86 \times 10^{-3}$	$5,97 \times 10^{-3}$ a	$3,48 \times 10^{-3}$ a A	$2,24 \times 10^{-3}$ b B	$2,86 \times 10^{-3}$
‘KS-4202’	$6,28 \times 10^{-3}$	$4,72 \times 10^{-3}$	$5,50 \times 10^{-3}$ a	$3,04 \times 10^{-3}$ a A	$3,56 \times 10^{-3}$ a A	$3,30 \times 10^{-3}$
Média	$6,68 \times 10^{-3}$ A	$4,79 \times 10^{-3}$ B		$3,26 \times 10^{-3}$	$2,90 \times 10^{-3}$	
P (Genótipo)	0,5381			0,1284		
P (Tratamento)	0,0223			0,2081		
P (Interação)	0,6646			0,0055		
	21 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	$17,56 \times 10^{-3}$	$19,38 \times 10^{-3}$	$18,47 \times 10^{-3}$ a	$6,82 \times 10^{-3}$	$9,26 \times 10^{-3}$	$8,04 \times 10^{-3}$ a
‘KS-4202’	$12,02 \times 10^{-3}$	$21,30 \times 10^{-3}$	$16,66 \times 10^{-3}$ a	$3,84 \times 10^{-3}$	$4,90 \times 10^{-3}$	$4,37 \times 10^{-3}$ b
Média	$14,79 \times 10^{-3}$ A	$20,34 \times 10^{-3}$ A		$5,33 \times 10^{-3}$ A	$7,08 \times 10^{-3}$ A	
P (Genótipo)	0,6284			0,0080		
P (Tratamento)	0,1498			0,1680		
P (Interação)	0,3243			0,5770		
	28 dias					
	Controle	Infestado	Média	Controle	Infestado	Média
‘Conquista’	$25,90 \times 10^{-3}$	$57,48 \times 10^{-3}$	$41,69 \times 10^{-3}$ a	$8,20 \times 10^{-3}$ a B	$20,72 \times 10^{-3}$ a A	$14,46 \times 10^{-3}$
‘KS-4202’	$15,84 \times 10^{-3}$	$20,62 \times 10^{-3}$	$18,23 \times 10^{-3}$ b	$3,40 \times 10^{-3}$ a A	$6,30 \times 10^{-3}$ b A	$4,85 \times 10^{-3}$
Média	$20,87 \times 10^{-3}$ A	$39,05 \times 10^{-3}$ B		$5,80 \times 10^{-3}$	$13,51 \times 10^{-3}$	
P (Genótipo)	0,0035			0,0002		
P (Tratamento)	0,0175			0,0015		
P (Interação)	0,0686			0,0301		

¹ Médias seguidas de letras minúsculas iguais na coluna e maiúsculas na linha não diferem entre si pelo teste Tukey ($p > 0,05$)

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A resistência de plantas é uma ferramenta que auxilia na diminuição do nível populacional de uma praga e pode ser adotada em conjunto com outras medidas de controle, contribuindo para a redução da infestação de insetos no campo. Devido ao interesse de reduzir o uso de inseticidas químicos utilizados na cultura da soja, acredita-se que o uso de genótipos resistentes é uma importante estratégia a ser inserida em programas de manejo desta cultura.

Os resultados encontrados neste trabalho indicam genótipos promissores quanto à resistência à mosca-branca, com destaque para a inédita identificação de antixenose nos genótipos nacionais ‘P98Y11’ e ‘TMG1176 RR’, e nos materiais americanos UX-2569-159 e ‘Jackson’. Além de antixenose, os materiais ‘P98Y11’ e UX-2569-159 também apresentam resistência moderada por antibiose contra *B. tabaci* biótipo B. De acordo com os resultados do trabalho de antibiose não se identificaram elevados níveis de resistência por esse mecanismo nos materiais avaliados, mas a avaliação inédita com insetos previamente criados nos diferentes genótipos abre possibilidades de estudos posteriores com mais gerações do inseto.

O genótipo americano ‘KS-4202’ expressou tolerância à alimentação de *B. tabaci* biótipo B, com menores perdas em relação à cultivar Conquista. Possivelmente, a ação das enzimas oxidativas estudadas podem estar relacionada com a maior capacidade de plantas de ‘KS-4202’ em tolerar os danos causados pela mosca-branca; entretanto, não demonstram ser a causa principal da resistência. Para trabalhos futuros, sugere-se que outras enzimas oxidativas também sejam investigadas, com análises após um maior período de infestação, uma vez que nas últimas avaliações foi possível observar as maiores atividades enzimáticas.

Os materiais americanos que se destacaram como resistentes à mosca-branca também são descritos como resistentes ao pulgão-da-soja, *Aphis glycines*, o que caracteriza a ocorrência de resistência múltipla nesses materiais, característica extremamente desejada em cultivares nacionais. Embora existam etapas a serem concluídas, principalmente com relação à identificação das causas da resistência dos genótipos de soja frente ao ataque de *B. tabaci* biótipo B, as características descritas sobre esses materiais no presente trabalho poderão auxiliar os programas de melhoramento de soja, focando resistência à mosca-branca e demais insetos-praga da cultura.

5. CONCLUSÕES

- ‘P98Y11’, UX-2569-159, ‘TMG1176 RR’, ‘Jackson’, PI-229358, ‘IAC-17’ e ‘IAC-19’ expressam antixenose para *Bemisia tabaci* biótipo B;
- ‘P98Y11’, PI-229358 e ‘Jackson’ podem ser explorados em programas de melhoramento da soja como fontes de resistência contra a mosca-branca, devido às características dos seus tricomas;
- Os genótipos ‘P98Y11’, ‘TMG132 RR’, KS-4202 e UX-2569-159 apresentam níveis moderados de resistência por antibiose contra a mosca-branca;
- O genótipo ‘KS-4202’ expressa tolerância ao ataque de *B. tabaci* biótipo B;
- Os níveis das enzimas antioxidantes (superóxido dismutase, peroxidase e polifenoloxidase) sofrem alterações em plantas infestadas de ‘KS-4202’ e de ‘Conquista’.

6. REFERÊNCIAS

AGRIANUAL 2015. Anuário Estatístico da Agricultura Brasileira. São Paulo: FNP – Consultoria & Agroinformativos, 2015, p.409-444.

ALMEIDA, A.M.R.; PIUGA, F.F.; MARIM, S.R.R.; KITAJIMA, E.W.; GASPAR, J. O.; OLIVEIRA, T.G.; MORAES, T.G. Detection and partial characterization of a *Carlavirus* causing stem necrosis of soybean in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza, v.2, n.30, p.191-194, 2005.

AUCLAIR, J. L. Host plant resistance. In: MINKS, A. K.; HARREWIJN, P. (Eds.). **Aphids – their biology, natural enemies and control**. Amsterdam: Elsevier Science Publishers, 1989. p.225-265.

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.

BYRNE, F. J.; CASTLE, S.; PRABHAKER, N. TOSCANO, N.C. Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. **Pest Management Science**, v. 59, p. 347-352, 2003.

CAMERON, R.; LANG, E.B.; ANNAN, I.B.; PORTILLO, H.E.; ALVAREZ, J.M. Use of fluorescence, a novel technique to determine reduction in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) nymph feeding when exposed to benevia and other insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v.106, p.597-603, 2013.

DIAZ-MONTANO, J.; REESE, J. C.; SCHAPAUGH, W. T.; CAMPBELL, L. R. Characterization of antibiosis and antixenosis to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae) in several soybean genotypes. **Journal of Economic Entomology**, v. 99, p. 1884-1889, 2006.

EICHELKRAUT, K.; CARDONA, C. Biología, cría massal y aspectos ecológicos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), como plaga del frijol común. **Turrialba**, San Jose, v. 39, n. 1, p. 51-55, 1989.

ENDRES, J.G. **Soy Protein Products**: Characteristics, nutritional aspects, and utilization. AOCS Press, Champaign, IL, 2001. 53 p.

FRANZEN, L.D.; GUTSCHE, A.R.; HENG-MOSS, T.M.; HIGLEY, L.G.; SARATH, G.; BURD, J.D. Physiological and biochemical responses of resistant and susceptible wheat to injury by Russian wheat aphid. **Journal of Economic Entomology**, v.100, p.1692-1703, 2007.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; FILHO, E. B.; 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. 920 p.

HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. A. A.; FERREIRA, R. C. F. Introdução, origem, distribuição geográfica e classificação sistemática. In: HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. (Ed.). **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. p. 15-20.

HENG-MOSS, T.M.; SARATH, G.; BAXENDALE, F.P.; NOVAK, D.; BOSE, S.; NI, X. Characterization of oxidative enzyme changes in buffalograsses challenged by *Blissus occiduus*. **Journal of Economic Entomology**, v.97, n.3, p.1086-1095, 2004.

HILL, C.B.; LI, Y.; HARTMAN, G.L. Resistance to the soybean aphid in soybean germplasm. **Crop Science**, v.44, p.98-106, 2004.

HILL, C.B.; LI, Y.; HARTMAN, G.L. Soybean aphid resistance in soybean Jackson is controlled by a single dominant gene. **Crop Science**, v.46, p.1606-1608, 2006.

HOFFMANN-CAMPO, C. B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA- FERREIRA, B.S.; OLIVEIRA, L.J.; SOSA-GÓMEZ, D.R.; PANIZZI, A.R.; CORSO, I.C.; GAZZONI, D.L.; OLIVEIRA, E.B. Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado. **Circular Técnica Embrapa Soja**, Londrina n.30, p.1-70, 2000.

INBAR, M.; GERLING, D. Plant-mediated interactions between whiteflies, herbivores, and natural enemies. **Annual Review of Entomology**, v. 53, p. 431-448, 2008.

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

KOGAN, M. Plant resistance in pest management. In: METCALF, R.L.; LUCKMAN, W.H. (Eds.). **Introduction to insect pest management**. New York: Wiley & Sons, 1982, p.93-134.

LARA, F.M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. São Paulo: Ícone, 1991, v.2, 336p.

LI, Y.; HILL, C. B.; CARLSON, S. R.; DIERS, B. W.; HARTMAN, G. L. Soybean aphid resistance genes in the soybean cultivars Dowling and Jackson map to linkage group M. **Molecular Breeding**, v. 19, p. 25-34, 2007.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M. Resistência de genótipos de soja à mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.33, p.71-75, 2004.

LOURENÇÃO, A. L.; YUKI, V. A. Oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) em três variedades de soja sem chance de escolha. **Bragantia**, Campinas, v. 41, n. 2, p. 199-202, 1982.

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**, Londrina, v. 28, n. 2, p. 343-345, 1999.

LOURENÇÃO, A. L.; MIRANDA, M. A. C. Resistência de soja a insetos: VIII. IAC 78-2318, linhagem com resistência múltipla. **Bragantia**, v.46, p. 65-72, 1987.

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**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 183-185, 2001.

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

MARCHI-WERLE, L.; HENG-MOSS, T.M.; HUNT, T.E.; BALDIN, E.L.L.; BAIRD, L.M. Characterization of peroxidase changes in tolerant and susceptible soybeans challenged by soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology**, v. 107, p. 1985-1991, 2014.

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

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

NARANJO, S.E.; LEGG, J.P. Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: STANSLY, P.A.; NARANJO, S.E (Ed.). ***Bemisia: bionomics and management of a global pest***. Springer, Dordrecht, 2010, p. 105-107.

NAVAS-CASTILLO, J. OLIVÉ, E.F; CAMPOS, S.C. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, p. 219-248, 2011.

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

OLIVEIRA, C.M.; AUAD, A.M.; MENDES, S.M.; FRIZZAS, M.R. Economic impact of exotic insect pests in Brazilian agriculture. *Journal of Applied Entomology*, v. 137, p. 1-15, 2013.

PAINTER, R.H. **Insect resistance in crop plants**. New York: McMillan, 1951. 520 p.

PIERSON, L.M.; T.M. HENG-MOSS, T.E. HUNT.; J. REESE. Categorizing the resistance of soybean genotypes to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology** v.103, p.1405-1411, 2010.

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

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

PRADO, R.C.O. Soja é alimento e energia. **Boletim de Pesquisa de Soja**, Fundação MT, 2007. p. 11-14.

PROCHASKA, T.J.; PIERSON, L.M.; BALDIN, E.L.L.; HUNT, T.E.; HENG-MOSS, T.M.; REESE, J. Evaluation of reproductive stage soybeans for resistance to soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology**, v.106, p.1036-1044, 2013.

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

- SILVA, J.P.G.F.; BALDIN, E.L.L.; SOUZA, E.S.; LOURENÇÃO, A.L. Assessing *Bemisia tabaci* (genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v.72, n.4, p. 516-522, 2012.
- SILVA, J.P.G.F.; BALDIN, E.L.L.; CANASSA, V.F.; SOUZA, E.S.; LOURENÇÃO, A.L. Assessing antixenosis of soybean entries against *Piezodorus guildinii* (Hemiptera: Pentatomidae). **Arthropod-Plant Interactions**, v.8, p. 349-359, 2014.
- SILVA, L. D.; OMOTO, C.; BLEICHER, E.; DOURADO, P. M. Monitoring the susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 38, p. 116-125, 2009.
- SMITH, C.M. **Plant resistance to arthropods**. Dordrecht, the Netherlands: Springer Science & Business, 2005. 423p.
- STRAUSS, S.Y.; AGRAWAL, A.A. The ecology and evolution of plant tolerance to herbivory. **Trends in Ecology & Evolution**, v.14, p.179-185, 1999.
- TAMAI, M.A.; MARTINS, M.C.; LOPES, P.V.L.; OLIVEIRA, A.C.B. Perda de produtividade em cultivares de soja causada pela mosca-branca no cerrado baiano. **Comunicado Técnico 21**, Fundação BA, 2006, 7p.
- TOSCANO, N. C.; PRABHAKER, N.; CASTLE, S..J.; HENNEBERRY, T. J. Interregional differences in baseline toxicity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to the two insect growth regulators, buprofezin and pyriproxyfen. **Journal of Economic Entomology**, v. 94, p. 1538-1546, 2001.
- VALLE G.E; LOURENÇÃO A.L. Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.31, p.285-295, 2002.
- VALLE, G.E.; LOURENÇÃO, A.L.; PINHEIRO, J.B. Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. **Journal of Pest Science**, v. 85, p. 431-442, 2012.
- VENDRAMIM, J. D.; GUZZO, E. C. Resistência de plantas e a bioecologia e nutrição dos insetos. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). **Bioecologia e nutrição dos insetos: bases para o manejo integrado de pragas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 1055-1105.
- VENDRAMIM, J. D.; NISHIKAWA, M. A. N. Melhoramento para resistência a insetos. In: NASS, L. L.; VALOIS, A. C. C.; MELO, I. S. de; VALADARESINGLIS, M. C. (Ed.). **Recursos genéticos e melhoramento-plantas**. Rondonópolis: Fundação MT, 2001. p. 737-781.

VIEIRA, S.S.; BUENO, A.F.; BUENO, R.C.O.F.; HOFFMAN-CAMPO, C.B. Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 117-122, 2011.

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

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

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