

GEORGEA MARIA DOMINGOS

CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE COUVE-DE-FOLHAS
***Brassica oleracea* (L.) VAR. *acephala* A *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B**
(HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

Botucatu

2017

GEORGEA MARIA DOMINGOS

CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE COUVE-DE-FOLHAS
***Brassica oleracea* (L.) VAR. *acephala* A *Bemisia tabaci* BIÓTIPO B**
(HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da UNESP Câmpus
de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Agronomia (Proteção de Plantas)

Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin

Botucatu

2017

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

- D671c Domingos, Georgea Maria, 1990-
Caracterização de resistência de genótipos de couve-de-folhas *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala* A *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) / Georgea Maria Domingos. - Botucatu : [s.n.], 2017
75 p. : fots. color., grafs., tabs.
- Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônomicas, Botucatu, 2017
Orientador: Edson Luiz Lopes Baldin
Inclui bibliografia
1. Couve - Resistência a doenças e pragas. 2. Couve - Melhoramento genético. 3. Mosca branca. 4. Aleirodídeos. 5. Colorimetria. I. Baldin, Edson Luiz Lopes. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônomicas. III. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: CARACTERIZAÇÃO DE RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE COUVE-
DE-FOLHAS *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala* a *Bemisia tabaci*
biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)

AUTORA: GEORGEA MARIA DOMINGOS

ORIENTADOR: EDSON LUIZ LOPES BALDIN

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



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



DR. ANDRÉ LUIZ LOURENÇO
Entomologia / INSTITUTO AGRONÔMICO DE CAMPINAS



Prof. Dr. JOSÉ PAULO GONÇALVES FRANCO DA SILVA
Deplo. Entomologia Agrícola/ Florestal / FAEF - Faculdade de Ensino Superior e Formação Integrada

Botucatu, 23 de fevereiro de 2017

OFEREÇO

A Deus e Nossa Senhora Aparecida, pelos dons recebidos, por me guiarem e iluminarem meus passos; pela força de seguir em frente e sabedoria para a concretização desta etapa da minha vida.

DEDICO

Aos meus amados pais, Maria Antonia e João Francisco, por todo o incentivo, confiança e pelo exemplo de vida. Desejo ter sido merecedora do esforço realizado por vocês em todos os aspectos, especialmente quanto à minha formação.

Aos meus tios e primos, por todo o carinho e incentivo.

Ao meu namorado Rafael, por todo amor, cumplicidade, paciência e apoio em todos os momentos. Meu lugar preferido é dentro do seu abraço.

Amo vocês!

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin, pela orientação, incentivo, amizade e valiosos ensinamentos no decorrer do mestrado.

À Faculdade de Ciências Agronômicas 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.

Ao Prof. Dr. André Luiz Lourenção, pelo fornecimento dos genótipos avaliados e colaboração no decorrer deste trabalho.

Aos funcionários da biblioteca da UNESP/FCA e às funcionárias da Seção de Pós-Graduação da UNESP/FCA, pelo auxílio e atenção durante o mestrado, em especial Maísa, Ana e Taynan.

Ao Prof. Dr. Ângelo Pedro Jacomino, ao técnico de laboratório Marcos José Trevisan e à estagiária Marina Gugliotta Veras de Araújo, do Laboratório de Pós-Colheita, do Departamento de Produção Vegetal, ESALQ/USP, pela disponibilidade e auxílio nas análises colorimétricas.

Ao Nivaldo, Adriana, Luciana, Maria, Sr. Domingos, Paulinho e Pereira, funcionários do Departamento de Proteção Vegetal, pela amizade e disponibilidade sempre que foram solicitados.

Aos amigos do Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI), Ana Flávia Godoy, Camila Moreira, Ivana Fernandes da Silva, José Paulo Franco Bentivenha (Kuti), Luiz Eduardo da Rocha Panutti (Meia), Mariane Coelho, Nádia Maebara Bueno, Thiago Fanela (Flanela), Rafaela Morando, Thais Braga e Vinícius Fernandes Canassa (Sem-Sintoma) pelo convívio, momentos de descontração e auxílio em várias etapas da pesquisa.

Ao Vinícius Fernandes Canassa (Sem-Sintoma), pela amizade e auxílio na formação de mudas de couve.

À Ivana Fernandes e Mariane Coelho, pela amizade e auxílio nas avaliações.

Aos estagiários Thaís Peres, Sara Kuchta e William Dias, pelo importante auxílio nas avaliações e momentos de descontração.

Aos estagiários Matheus Sacilotto (Leilão), Luiz Felipe Bastos (Pialo) e Samuel Filho (Barbela), pelo auxílio na preparação e manutenção dos vasos para os ensaios.

À Ana Flávia Godoy, Camila Moreira, Ivana Fernandes, Mariane Coelho, Nádia Maebara Bueno, Rafaela Morando e Thais Braga, por terem em algum momento representado minha família em Botucatu.

Aos colegas do Departamento de Proteção Vegetal, pela amizade e descontração sempre que possível.

À Tais Dadazio, pela amizade e companheirismo.

Ao Grupo de Oração Sagrada Família, pela acolhida e por me colocarem mais perto de Deus.

À família do Rafael, em especial seus pais, Sérgio e Gilmara, e seus avós, Norival e Alvarina, por todo apoio, carinho, orações e marmitas e à tia Lurdes, pela confecção das gaiolas para os ensaios.

À Dra. Niurka Rabelo e Dr. José Ramón Hernández Puerto, pela amizade, incentivo e apoio.

A todos meus amigos de Torrinha-SP e Bandeirantes-PR, pelos momentos de descontração aos finais de semana e longas conversas; vocês serão sempre parte das minhas vitórias.

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

RESUMO

A couve-de-folhas, *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*, de grande importância nutricional para a alimentação humana, sofre limitação de seu cultivo pelo ataque de insetos-praga como a mosca-branca, *Bemisia tabaci* biótipo B (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae), que ocasiona danos diretos e indiretos às plantas, podendo comprometer a produtividade no campo. O controle químico é o método mais utilizado para o manejo deste inseto, porém, características como elevado potencial reprodutivo, capacidade de adaptação a condições adversas e grande número de hospedeiros fazem com que o método químico não atinja a eficiência desejada. Em razão disto, métodos alternativos como o uso de plantas resistentes é considerado uma estratégia com reconhecida eficiência no manejo integrado de pragas (MIP). Neste trabalho, 32 genótipos de couve-de-folhas foram avaliados sob o ataque de *B. tabaci* biótipo B, visando caracterizar possíveis tipos de resistência (antixenose e antibiose) contra este inseto. Numa primeira etapa, foram realizados ensaios de antixenose (com e sem chance de escolha) a fim de avaliar a colonização e a oviposição nos diferentes materiais. Nesse mesmo estudo a coloração das folhas foi também determinada, visando estabelecer correlações. Posteriormente, foi realizado ensaio de desempenho biológico, com 13 genótipos mais promissores (primeira etapa) a fim de caracterizar a ocorrência de antibiose. Com base nos resultados obtidos, os genótipos HS-20, OE e VA foram os menos atrativos aos adultos da mosca-branca, indicando expressão de antixenose a esse inseto. Os genótipos VE e J revelaram-se os menos ovipositados tanto em ensaio de livre escolha como em ausência de escolha. Os genótipos P1C, MG, LG prolongaram o ciclo da mosca-branca, indicando a expressão de antibiose e/ou antixenose contra *B. tabaci* biótipo B. MOP, IMAN W e VE destacaram-se com os menores índices de viabilidade ninfal, também indicando a ocorrência dessa categoria de resistência. Os dados obtidos neste estudo podem ser úteis aos programas de melhoramento genético focando o desenvolvimento de brássicas resistentes a *B. tabaci* biótipo B.

Palavras-chave: Brassicaceae, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, antixenose, antibiose, colorimetria.

ABSTRACT

Collard green, *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*, which is of great nutritional importance for human consumption, is endangered by the attack of insect pests such as the whitefly, *Bemisia tabaci* biotype B (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae), which causes direct and indirect damages to plants, and may compromise productivity in the field. The chemical control is the most used method for the management of this insect, however, characteristics such as high reproductive potential, adaptability to adverse conditions and large number of hosts cause the chemical method does not achieve the desired efficiency. Because of this, alternative methods such as the use of resistant plants is considered a strategy with recognized efficiency in integrated pest management (IPM). In this work, 32 genotypes of leaf collard green were evaluated under the attack of *B. tabaci* biotype B, aiming to characterize possible types of resistance (antixenose and antibiosis) against this insect. In a first step, antixenosis tests were performed (with and without a choice) in order to evaluate the colonization and oviposition in the different materials. In this same study, the leaf color was also determined, aiming to establish correlations. Subsequently, a biological performance test was performed, with 13 more promising genotypes (first stage) in order to characterize the occurrence of antibiosis. Based on the results obtained, genotypes HS-20, OE and VA were the least attractive to adults of the whitefly, indicating expression of antixenosis to this insect. The VE and J genotypes were the least oviposited both in the free choice and the absence of choice assays. The genotypes P1C, MG, LG prolonged the whitefly cycle, indicating the expression of antibiosis and/or antixenosis against *B. tabaci* biotype B. MOP, IMAN W and VE stood out with the lowest rates of nymphal viability, also indicating the occurrence of this category of resistance. The data obtained in this study may be useful for breeding programs focusing on the development of brassicas resistant to *B. tabaci* biotype B.

Keywords: Brassicaceae, whitefly, plant resistance to insects, antixenosis, antibiosis, colorimetry.

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I – Resistência de genótipos de couve-de-folhas a *Bemisia tabaci* biótipo B: caracterização de antixenose

Tabela 1 – Fonte, nome, respectivo código e principais características dos genótipos de couve-de-folhas avaliados.....	41
Tabela 2 – Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos e ovos/cm ² depositados por <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, em ensaio com chance de escolha.....	42
Tabela 3 – Médias ($\pm$ EP) de parâmetros colorimétricos obtidos a partir da face superior de folhas de genótipos de couve.....	43
Tabela 4 – Médias ($\pm$ EP) do número de ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B, em ensaio sem chance de escolha, em casa de vegetação.....	44

CAPÍTULO II – Efeitos de diferentes genótipos de couve-de-folhas sobre a performance de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)

Tabela 1 – Nome, código e características das folhas dos genótipos de couve-de-folhas avaliados para resistência a <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	61
Tabela 2 – Médias ($\pm$ EP) de duração de período de incubação, estágios ninfais e período ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, sob condições de laboratório (26 $\pm$ 2°C; 60 $\pm$ 10% U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E).....	62
Tabela 3 – Médias ($\pm$ EP) de viabilidade ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, sob condições de laboratório (26 $\pm$ 2°C; 60 $\pm$ 10% U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E).....	63

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL.....	17
 CAPÍTULO 1 – Resistência de genótipos de couve-de-folhas a <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B: caracterização de antixenose	
Resumo.....	24
Abstract.....	25
1.1 Introdução.....	26
1.2 Material e métodos.....	27
1.3 Resultados e discussão.....	30
Agradecimentos.....	34
Referências.	34
 CAPÍTULO 2 – Efeitos de diferentes genótipos de couve-de-folhas sobre a performance de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)	
Resumo.....	45
Abstract.....	46
2.1 Introdução.....	47
2.2 Material e Métodos.....	48
2.3 Resultados.....	50
2.4 Discussão.....	52
Agradecimentos.....	55
Referências citadas.....	55
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	66

CONCLUSÕES.....	67
REFERÊNCIAS.....	68

INTRODUÇÃO GERAL

Brassicaceae é uma importante família botânica que abrange várias espécies de hortaliças de grande valor econômico, social e nutricional, tais como o repolho [*Brassica oleracea* (L.) var. *capitata*], a couve-de-folhas ou couve-manteiga [*B. oleracea* (L.) var. *acephala*], a couve-flor [*B. oleracea* (L.) var. *botrytis*], o brócolis [*B. oleracea* (L.) var. *italica* Plenck] e a couve-chinesa [*B. pekinensis* (L.)]. Além destas, existem várias outras espécies hortícolas e/ou oleaginosas tais como a rúcula [*Eruca sativa* (L.)], o repolho-chinês [*Brassica campestris* (L.) var. *chinensis* Makino], a couve-rabano [*B. oleracea* (L.) var. *gongylodes*], o nabo-comprido [*B. rapa* (L.) var. *rapa*], o rabanete [*Raphanus sativus* (L.)], a mostarda-de-folha [*B. juncea* (L.)], entre outras (FILGUEIRA, 2008). Esta família botânica possui ainda diversas espécies que atuam como invasoras, dificultando cultivos de hortaliças. São elas, a mostarda-dos-campos [*Sinapis arvensis* (L.)], a nabiça-roxa [*Raphanus sativus* (L.)], o nabo-forrageiro [*R. sativus* (L.) var. *oleiferus* Metzg.], entre outras (LORENZI, 2006).

A planta de couve-de-folhas [*B. oleracea* (L.) var. *acephala*] apresenta porte ereto, que sustenta a planta e emite folhas novas. Por não apresentar formação de “cabeça”, suas folhas distribuem-se em forma de roseta, em torno do caule. A propagação é feita através dos rebentos laterais, que são emitidos em grande número nos clones. Trata-se de uma planta rústica, em comparação quanto às demais espécies de Brassicaceae, inclusive quanto às exigências nutricionais, sendo capaz de fornecer folhas próprias para o consumo o ano todo (FILGUEIRA, 2008). A couve-de-folhas destaca-se entre as hortícolas como um importante alimento para a alimentação humana, pois é rica em vitaminas e minerais, sendo muito utilizada em forma de salada ou refogada (FRANCO, 1960).

Com base nos dados obtidos no ano de 2014, a área equivalente ao plantio de couve-de-folhas no Brasil foi de 1.299,70 hectares, com ligeiro crescimento em 2015, passando para 1.383 hectares cultivados (ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTALIÇAS, 2016). Até meados de 2016, foram comercializadas cerca de 5.231 toneladas desta hortaliça (AGRIANUAL, 2016).

As diversas espécies de hortaliças da família Brassicaceae tornaram-se motivo de estudo, devido à sua influência na alimentação humana, seja pela fração consumida, pelo alto valor nutricional ou por sua elevada produtividade. Atualmente, os

consumidores estão mais conscientes da necessidade do consumo de nutrientes presentes nas plantas, com enormes benefícios à saúde, o que aumenta a exigência por produtos de melhor qualidade (CARTEA et al., 2011). Entretanto, uma das importantes limitações do cultivo deste grupo de hortaliças tem sido o ataque de agentes bióticos, como insetos-praga e patógenos. Entre os insetos-praga, se destaca a mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae), que ocasiona danos diretos e indiretos às plantas, podendo comprometer a produtividade no campo (VILLAS BÔAS, 2005).

Moscas-brancas são hemípteros pertencentes à subordem Sternorrhyncha e família Aleyrodidae (GALLO et al., 2002), que se encontram distribuídos em 161 gêneros, com mais de 1500 espécies descritas (MARTIN; MOUND, 2007). Esta família é dividida entre as subfamílias Aleyrodicinae e Aleyrodinae (INBAR; GERLING, 2008). Aleyrodinae tem *Bemisia* como o principal gênero, sendo este considerado o mais prejudicial, distribuído e estudado no mundo (HAJI et al., 2004).

Bemisia tabaci foi descrita pela primeira vez como *Aleurodes tabaci* (Genn.) em plantas de fumo na Grécia, no ano de 1889, sendo provavelmente originária do Oriente (GENNADIUS, 1889). No novo mundo, os primeiros exemplos de *B. tabaci* foram coletados em plantas de batata-doce nos Estados Unidos da América. Entre 1926 e 1981, *B. tabaci* foi reportada como praga esporádica, mas passou a ser considerada o vetor mais importante de vírus para plantas em regiões tropicais, subtropicais e temperadas com invernos mais amenos (BROWN et al., 1995).

À partir da introdução do biótipo B no início da década de 1980, *B. tabaci* dispersou-se por todo o mundo e passou a ser considerada praga-chave para inúmeras culturas de interesse econômico (COSTA et al., 1993).

No Brasil, acredita-se que o biótipo B de mosca-branca tenha sido introduzido através de importações da planta ornamental poinsettia ou bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima* Willd), sendo registrada no Estado de São Paulo no ano de 1990 (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). Em 1993, o inseto foi reportado no Distrito Federal (FRANÇA et al., 1996), e posteriormente, se dispersou para todas as áreas agrícolas do país (LOURENÇÃO et al., 2011).

A mosca-branca é um inseto de porte pequeno, cujos adultos medem aproximadamente de 1 a 2 mm de comprimento, sendo as fêmeas maiores que os machos (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989). Os dois pares de asas são membranosos, cobertos por uma substância pulverulenta esbranquiçada. Em

repouso, as asas são mantidas separadas, deixando o abdome visível. Adultos e ninfas possuem aparelho bucal do tipo picador sugador (LACERDA; CARVALHO, 2008).

Bemisia tabaci apresenta metamorfose incompleta, passando pelas fases de ovo, quatro estádios ninfais e adulto, durante o seu ciclo de desenvolvimento (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989). A reprodução das moscas-brancas ocorre por partenogênese arrenótoca, originando machos de ovos não-fertilizados e fêmeas de ovos fertilizados (BYRNE; BELLOWS, 1991).

As ninfas de primeiro instar são transparentes e móveis, e se locomovem sobre a folha, possibilitando a escolha de local para fixação e desenvolvimento (EICHELKRAUT; CARDONA, 1989; SUMMERS et al., 1996). No segundo e terceiro instares, as ninfas permanecem fixas nas plantas, uma vez que suas antenas e pernas são atrofiadas (BYRNE; BELLOWS, 1991; SALGUERO, 1993; GERLING et al., 2001). O quarto instar, erroneamente denominado pupa, é caracterizado pelo amarelecimento da ninfa e aparecimento de olhos avermelhados. A emergência do adulto ocorre por meio de uma ruptura em forma de “T” invertido na região ântero-dorsal da ninfa de último estágio (HAJI et al., 2005; BORROR; DeLONG, 2011).

Geralmente, a identificação de espécies de mosca-branca é feita através do pupário (exoesqueleto da ninfa de quarto instar), podendo variar em estrutura, dependendo do tamanho e da presença ou ausência de tricomas nas folhas da planta hospedeira. Devido ao reduzido tamanho dos adultos, sua identificação morfológica é difícil (OLIVEIRA, 2001) e as ferramentas moleculares são as mais utilizadas atualmente para esta finalidade. O biótipo B diferencia-se no quarto instar ninfal pela ausência de uma seta submarginal disposta anteriormente na região dorsal, encontrada em ninfas de *B. tabaci* (BYRNE; BELLOWS, 1991). Outra diferença pode ser observada com relação às projeções cerosas marginais das dobras traqueais torácicas posteriores, que são estreitas no biótipo B, e se caracterizam por filamentos cerosos curtos e frágeis.

As elevadas populações e agilidade de dispersão de *B. tabaci* biótipo B devem-se, basicamente à fecundidade, duração do ciclo biológico, razão sexual (HAJI et al., 2000), alta taxa de oviposição (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994), facilidade de adaptação a novos hospedeiros e variações climáticas (VILAS BOAS et al., 1997), além da rápida seleção de indivíduos resistentes à maioria dos ingredientes ativos utilizados em seu manejo (PRABHAKER et al., 1999).

Nos processos de interação inseto-planta, estímulos reconhecidos pelos órgãos sensoriais do inseto o levam a reconhecer a planta como potencial hospedeiro e assim utilizá-la para se alimentar e/ou ovipositar. Adultos de *B. tabaci* são atraídos para superfícies que refletem comprimentos de onda de luz azul, verde e amarela (faixa de 400 a 700 nm) (BERLINGER, 1980; COOMBE, 1982). De acordo com Mound (1962), o azul induz o comportamento migratório do inseto, enquanto que o amarelo induz o comportamento de colonização sobre o hospedeiro. Assim, alguns autores estudaram a relação da cor da folha de diversas culturas com relação à atratividade e oviposição de moscas-brancas, como por exemplo, em melão (COELHO et al., 2009), pimentão, berinjela e abóbora (MOREAU; ISMAN, 2011), algodão (PRADO et al., 2015), berinjela (HASANUZZAMAN et al., 2016), entre outros.

A duração do ciclo de vida da mosca-branca pode variar conforme as condições ambientais; no entanto, a temperatura é um dos fatores mais determinantes (LACERDA; CARVALHO, 2008). O ciclo de *B. tabaci* pode durar de 19 dias a 32°C, podendo chegar até 73 dias sob 15°C (SALGUERO, 1993). Em condições favoráveis, o biótipo B dessa mosca-branca pode apresentar de 11 a 15 gerações ao ano e cada fêmea pode depositar de 100 a 300 ovos durante o seu ciclo de vida (BROWN; BIRD, 1992).

O hospedeiro também influencia no período de desenvolvimento de ovo a adulto de *B. tabaci* biótipo B, sendo este mais curto em soja, repolho, feijão-caupi, melão (17 a 22 dias) e mais longo em tomate, mandioca e poinsétia (25 a 27 dias) (VILLAS BÔAS et al., 1997; LIMA; LARA, 2004; BALDIN et al., 2005; BALDIN et al., 2012; SILVA et al., 2012; CRUZ et al., 2014; CRUZ; BALDIN, 2016).

Os danos provocados por *B. tabaci* podem ser diretos, quando o inseto suga a seiva das plantas e devido à injeção de toxinas contidas na saliva, ocorrem alterações em seu desenvolvimento vegetativo e reprodutivo, podendo resultar em alguns sintomas como prateamento das folhas em cucurbitáceas e branqueamento do caule em brássicas; ou indiretos, quando estão relacionados à excreção de substâncias açucaradas (honeydew), que recobrem as folhas, servindo como substrato para o desenvolvimento de fungos (*Capnodium* sp.), resultando na formação da fumagina. Nesse caso, a fotossíntese é afetada, podendo provocar redução na produção e até mesmo a morte das plantas, principalmente quando a densidade populacional da praga se encontra elevada (GALLO et al., 2002; HAJI et al., 2004; VILLAS BÔAS, 2005). Em adição, a mosca-branca atua como vetora de importantes vírus letais para

inúmeras plantas de interesse agrícola (JONES, 2003; MARUBAYASHI et al., 2010; NAVAS-CASTILLO et al., 2011; POLSTON et al., 2014).

Com base no exposto acima, mosca-branca é considerada uma das principais pragas da agricultura mundial (MOUND; HALSEY, 1978; BROWN, 1994; OLIVEIRA, 2001) e seu manejo e controle são um desafio para pesquisadores e produtores (PRABHAKER et al., 1999; VILLAS BÔAS et al., 1997). O método mais utilizado no manejo de populações de mosca-branca ainda é o controle químico, através de pulverização com inseticidas. Entretanto, características como elevado potencial reprodutivo, capacidade de adaptação a condições adversas e grande número de hospedeiros fazem com que essa medida não atinja a eficiência desejada (JONES, 2003; BERRY, 2004; MUSA; REN, 2005). Em adição, vale ressaltar que o uso indiscriminado de inseticidas sintéticos inviabiliza a adoção de outras táticas de manejo, onera os custos de produção, causa desequilíbrio ao meio ambiente, além de permitir a rápida seleção de indivíduos resistentes aos inseticidas (BYRNE et al., 2003; PRABHAKER et al., 2005; SILVA et al., 2009).

Dentre os métodos alternativos em relação ao manejo químico, o uso de plantas resistentes é considerado uma estratégia com reconhecida eficiência no manejo integrado de pragas (MIP) (SMITH, 2005). Essa tática pode ser utilizada em conjunto com outros métodos de controle e age na redução das populações dos insetos, limitando-as a níveis que não causem danos econômicos. Além disso, não causa desequilíbrio ecológico; não polui o meio ambiente e tem efeito cumulativo sobre a população da praga (LARA, 1991; VENDRAMIM; GUZZO, 2009).

Segundo Painter (1951), planta resistente é aquela que, em condições semelhantes de infestação por um inseto-praga, é menos danificada que as demais, devido a sua constituição genotípica. De acordo com este mesmo autor, a resistência de plantas é dividida em três grupos: antixenose, antibiose e tolerância. A antixenose ocorre devido a presença de fatores químicos ou morfológicos na planta que afetam negativamente o comportamento do inseto durante o processo de alimentação, oviposição ou procura por abrigo. Geralmente é causada por fatores morfológicos da planta, como arquitetura, tricomas, coloração de estruturas ou presença de aleloquímicos (LARA, 1991; VENDRAMIM; GUZZO, 2009). A antibiose ocorre quando um inseto se alimenta normalmente da planta, porém esta passa a exercer um papel negativo sobre seu desenvolvimento biológico. Elevadas taxas de mortalidade durante as fases jovens, reduções do porte dos indivíduos e fecundidade, além de alterações

do tempo de vida e proporção sexual dos insetos são exemplos da expressão de resistência por antibiose sobre insetos (KOGAN, 1975; PANDA, 1979; LARA, 1991; VENDRAMIM; GUZZO, 2009). Na tolerância a planta sofre o ataque do inseto, porém apresenta a habilidade de se recuperar da injúria sofrida, sem comprometimento de performance biológica do inseto e sem causar efeito negativo sobre o seu comportamento (LARA, 1991).

As plantas vêm desenvolvendo mecanismos de resistência através dos processos evolutivos, os quais interferem no ataque do inseto à planta. Lara (1991) dividiu estes mecanismos ou causas em três tipos: físicos, químicos e morfológicos. As causas físicas são representadas pelas cores do substrato e podem afetar a seleção hospedeira, a preferência para alimentação e a oviposição. As causas químicas são representadas por substâncias químicas que, quando ingeridas, irão atuar no metabolismo do inseto, através de compostos tóxicos, inibidores enzimáticos e reprodutivos, podendo afetar a biologia, desenvolvimento e reprodução deste. A ação destes compostos adversos é frequentemente verificada em materiais portadores de antibiose. As causas morfológicas podem ser representadas por características diversas da planta, as quais afetam a locomoção, acasalamento e seleção hospedeira, tanto para alimentação como para oviposição. Essas características podem se manifestar por meio de fatores relacionados à dimensão e disposição das estruturas vegetais e fatores da epiderme, como espessura, dureza, textura, cerosidade e presença de tricomas.

Considerando-se a importância de *B. tabaci* biótipo B para a cultura de couve-de-folhas e a ausência de trabalhos que focassem a busca por materiais resistentes utilizando um germoplasma mais amplo desta cultura, este trabalho teve como intuito caracterizar mecanismos de resistência de 32 genótipos comerciais e não comerciais de couve-de-folhas sobre a mosca-branca.

Os objetivos específicos do trabalho foram: a) verificar a ocorrência de antixenose (infestação e oviposição) por meio de ensaios com e sem chance de escolha, além de investigar a possível correlação das cores das folhas dos materiais com a preferência do inseto; b) avaliar a performance biológica de *B. tabaci* biótipo B, confinada aos diferentes genótipos de couve-de-folhas, a fim de caracterizar a ocorrência de antibiose.

Para este fim, esta dissertação foi dividida em dois capítulos, sendo o primeiro intitulado “Resistência de genótipos de couve-de-folhas a *Bemisia tabaci* biótipo B:

caracterização de antixenose”, redigido conforme as normas da revista *Neotropical Entomology*, e o segundo capítulo intitulado como “Efeitos de diferentes genótipos de couve-de-folhas sobre a performance de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)”, redigido de acordo com as normas da revista *Journal of Economic Entomology*.

CAPÍTULO 1

Resistência de genótipos de couve-de-folhas a *Bemisia tabaci* biótipo B: caracterização de antixenose

Revista: Neotropical Entomology

Resumo

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma importante praga de hortaliças, incluindo a couve-de-folhas *Brassica oleracea* var. *acephala*. O uso de genótipos resistentes mostra-se como uma alternativa eficiente na redução das populações do inseto e pode ser utilizado como importante ferramenta do Manejo Integrado de Pragas (MIP). Este trabalho avaliou 32 genótipos de couve-de-folhas frente ao ataque de mosca-branca, visando caracterizar a ocorrência de antixenose. Inicialmente, foi realizado um ensaio com chance de escolha, utilizando todos os genótipos, onde se avaliou a atratividade de adultos com 24 e 48 horas após a infestação. Após a segunda avaliação, uma folha de cada genótipo foi avaliada determinando-se o número de ovos/cm². A partir destes resultados, foram selecionados 13 genótipos para um novo ensaio de oviposição sem chance de escolha, seguindo a metodologia do ensaio anterior. Análises colorimétricas foram realizadas a fim de se estabelecer possíveis correlações entre a cor das folhas e a colonização do inseto. Os genótipos HS-20, OE e VA, foram menos atrativos, indicando a ocorrência de antixenose. LG, VE, J, MG, MOP, HS-20, VA e MT revelaram-se menos ovipositados em teste com chance de escolha, indicando a expressão de antixenose. No ensaio sem chance de escolha, VE, P1C, CCB, RI-919, H e J foram menos ovipositados, apresentando essa mesma categoria de resistência. Os genótipos VE e J apresentam a maior estabilidade de resistência, uma vez que se mostraram menos ovipositados nas duas modalidades de ensaio. Assim, HS-20, OE, VA, VE e J são genótipos promissores quanto à resistência para *B. tabaci* biótipo B, podendo ser utilizados em programas de melhoramento dessa cultura visando resistência a insetos.

Palavras-chave: *Brassica oleracea* var. *acephala*, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, Aleyrodidae, colorimetria.

Abstract

Whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) is an important vegetable pest, including collard green *Brassica oleracea* var. *acephala*. The use of resistant genotypes is an efficient alternative in the reduction of insect populations and can be used as an important tool for Integrated Pest Management (IPM). This work evaluated 32 genotypes of collard green against the whitefly attack, aiming to characterize the occurrence of antixenosis. Initially, a randomized trial was conducted using all genotypes, where the attractiveness of adults at 24 and 48 hours after infestation was evaluated. After the second evaluation, one leaf of each genotype was evaluated by determining the number of eggs/cm². From these results, 13 genotypes were selected for a new oviposition test with no chance of choice, following the methodology of the previous test. Colorimetric analyzes were performed in order to establish possible correlations between leaf color and insect colonization. Genotypes HS-20, OE and VA were less attractive, indicating the occurrence of antixenosis. LG, VE, J, MG, MOP, HS-20, VA and MT were less likely to be tested with a chance of choice indicating antixenose expression. In the trial with no chance of choice, VE, P1C, CCB, RI-919, H and J were less oviposited, showing the same category of resistance. VE and J genotypes showed the highest resistance stability, since they were less oviposited in both test modalities. Thus, HS-20, OE, VA, VE and J are promising genotypes for resistance to *B. tabaci* biotype B, and can be used in breeding programs for insect resistance.

Keywords: *Brassica oleracea* var. *acephala*, whitefly, plant resistance to insects, Aleyrodidae, colorimetry.

1.1 Introdução

A couve-de-folhas [*Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*], também conhecida como couve-comum ou couve-manteiga, é uma hortaliça folhosa pertencente à mesma família do repolho [*B. oleracea* (L.) var. *capitata*], couve-flor [*B. oleracea* (L.) var. *botrytis*] e brócolis [*B. oleracea* (L.) var. *italica* Plenck] (Filgueira 2008). Seu consumo na alimentação humana vem aumentando gradativamente em comparação a outras hortaliças, devido ao maior teor de fibras e compostos antioxidantes, além de selênio, cálcio, ferro e vitaminas A e C (Hendler 1994; Lee & Kader 2000).

Embora a cultura apresente elevado potencial produtivo e capacidade de gerar folhas comestíveis durante quase o ano todo (Filgueira 2008), o ataque de insetos-praga limita consideravelmente a produção nas lavouras. Dentre as espécies que atacam a cultura, destaca-se a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae), cujos adultos e ninfas sugam a seiva das plantas durante o processo de alimentação, injetando toxinas e podendo provocar alterações fisiológicas, como o branqueamento do caule (Villas Bôas 2005).

Além dos danos decorrentes de alimentação, o excremento açucarado (*honeydew*) depositado sobre as estruturas vegetais favorece a ocorrência de fumagina (fungo *Capnodium* sp) que prejudica o processo de fotossíntese e reduz a produtividade das plantas (Inbar & Gerling 2008). Embora não existam relatos de patógenos transmitidos pela mosca para a couve-de-folhas, este inseto é considerado um dos principais vetores de vírus para plantas de importância agrícola (Jones 2003, Marubayashi *et al* 2010, Navas-Castillo *et al* 2011, Polston *et al* 2014).

Até o presente momento, o método de controle mais utilizado no manejo desse inseto-praga é o químico, através de pulverizações com inseticidas. No entanto, o uso indiscriminado desta prática pode trazer riscos aos produtores e consumidores, além de prejudicar o meio ambiente e favorecer a rápida seleção de populações resistentes aos compostos químicos (Prabhaker *et al* 2005, Silva *et al* 2009). No intuito de disponibilizar alternativas eficientes e ao mesmo tempo menos agressivas ao meio ambiente e ao homem, o uso de genótipos resistentes pode ser uma valiosa estratégia para o manejo de insetos-praga (Lara 1991, Smith 2005). Planta resistente é definida como aquela que, devido à sua composição genotípica, é menos danificada por uma determinada espécie de inseto em comparação com outros genótipos, sob condições semelhantes de infestação do artrópode (Painter 1951). A resistência é dividida em três

categorias: antixenose, antibiose e tolerância (Panda & Khush 1995). A antibiose ocorre quando um inseto se alimenta normalmente da planta, porém esta passa a exercer um papel negativo sobre seu desenvolvimento biológico. Na tolerância a planta sofre o ataque do inseto, porém apresenta a habilidade de se recuperar da injúria sofrida, sem comprometimento de performance biológica do inseto e sem causar efeito negativo sobre o seu comportamento (Lara 1991).

Plantas expressando antixenose apresentam características químicas e/ou morfológicas que afetam negativamente o comportamento de alimentação e oviposição do inseto, fazendo com que ocorra a inibição da atividade do inseto, durante o processo de colonização na planta (Smith 2005). Dentre as prováveis causas de antixenose das plantas sobre *B. tabaci* biótipo B, a densidade e morfologia de tricomas (Lambert *et al* 1995, Valle *et al* 2012) e a coloração das estruturas vegetativas (Prado *et al* 2015) possuem grande importância na expressão da resistência.

Genótipos resistentes têm apresentado resultados positivos no manejo de mosca-branca em diversas culturas como tomate (Baldin *et al* 2005), abobrinha (Baldin *et al* 2009), melão (Coelho *et al* 2009), brássicas (Elsey & Farnham 1994), soja (Valle & Lourenção 2002, Silva *et al* 2012, Cruz & Baldin 2016), feijão (Oriani & Lara 2000), feijão-caupi (Cruz *et al* 2014) e algodão (Prado *et al* 2015). No entanto, até o presente momento, não existem trabalhos reportando a possível resistência de genótipos de couve-de-folhas a esse inseto.

Considerando-se a importância da praga para a cultura e também a necessidade de métodos de controle mais sustentáveis, o presente trabalho teve como objetivo caracterizar a resistência de 32 genótipos de couve-de-folhas a *Bemisia tabaci* biótipo B, através de testes de atratividade e preferência para oviposição, em casa de vegetação. Adicionalmente, foram feitas análises colorimétricas nas folhas dos genótipos utilizados, a fim de se estabelecer possíveis correlações com a colonização da mosca-branca. Os resultados poderão auxiliar na recomendação de genótipos de couve-de-folhas mais adequados, visando a redução de danos da mosca-branca na cultura.

1.2 Material e Métodos

Este trabalho foi desenvolvido em casa de vegetação e no Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI), pertencentes ao Departamento

de Proteção Vegetal, da Faculdade de Ciências Agronômicas da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Campus de Botucatu/SP, durante os anos de 2015 e 2016.

Criação de Bemisia tabaci biótipo B

A criação da mosca-branca foi mantida em casa de vegetação (2,5 x 2,5 x 2 m), fechada no teto com vidro e lateralmente com telado anti-afídeo. Para a manutenção dos insetos foram fornecidas plantas de couve-de-folhas (variedade Manteiga da Geórgia – Feltrin®). As plantas foram cultivadas em vasos plásticos com capacidade para 2,5 L, irrigadas diariamente e trocadas periodicamente, conforme a necessidade, visando manter sua qualidade nutricional e também o vigor das populações da mosca-branca. A caracterização de *B. tabaci* biótipo B foi feita antes do início da pesquisa, a fim de confirmar o biótipo (Walsh *et al* 1991, Simon *et al* 1994, De Barro *et al* 2003).

Multiplicação dos genótipos

Para a realização do trabalho, foram utilizadas plantas de 32 genótipos de couve-de-folhas (Tabela 1). Vinte e oito genótipos foram fornecidos pelo Instituto Agronômico (IAC) e fazem parte do Banco de Germoplasma daquela instituição. Os genótipos Gaudina e Arieli foram fornecidos pela empresa Sementes Feltrin, enquanto que os genótipos HS-20 e Manteiga da Geórgia foram fornecidos pela empresa Horticeres.

As plantas foram cultivadas em vasos contendo solo autoclavado composto por terra, areia, esterco e substrato, na proporção 1:1:1:1. Para a propagação vegetativa, os brotos foram retirados das plantas e acondicionados em bandeja de isopor com 72 células, preenchidas com substrato comercial Tropstrato® (Vida Verde Indústria e Comércio de Insumos Orgânicos Ltda, Mogi Mirim-SP, Brasil) rico em matéria orgânica, a fim de produzir o número de plantas necessário de cada genótipo. Na fase de pegamento das mudas, tomou-se especial atenção com a irrigação, a fim de garantir um bom enraizamento (Trani *et al* 2015).

Os vasos foram acondicionados em casa de vegetação, livre da infestação de insetos e foram adubados conforme a recomendação para a cultura (Trani *et al* 2015). As plantas receberam os demais tratos culturais necessários (irrigação, desbaste, limpeza etc), conforme a necessidade.

Ensaio de atratividade e preferência para oviposição com chance de escolha

Foram realizados ensaios de atratividade e preferência para oviposição com chance de escolha, utilizando todos os genótipos. Quando estavam com duas folhas expandidas, as plantas, sendo uma de cada genótipo, foram dispostas ao acaso, em círculo, no interior de gaiolas metálicas de 2,5 x 3,0 x 2,5 m, com teto revestido por plástico e sombrite (30%) e as laterais revestidas por telado anti-afídeo. Os vasos contendo as plantas foram espaçados em aproximadamente 30 cm, a fim de evitar o contato entre as mesmas.

As moscas-brancas utilizadas nos ensaios foram coletadas da criação, com auxílio de aspirador bucal, liberando-se 3.200 moscas-brancas (cerca de 50 casais por genótipo), a partir do chão e no centro de cada gaiola. Cada gaiola foi considerada uma repetição (total de cinco), seguindo um delineamento de blocos casualizados (DBC).

A atratividade foi avaliada 24 e 48 horas após a liberação dos insetos, contando-se, com o auxílio de um espelho, o número de adultos presentes na parte abaxial das duas folhas expandidas. Após a última avaliação, uma das folhas avaliadas de cada planta foi retirada e levada ao laboratório onde, com o auxílio de um microscópio estereoscópico (aumento de 40 x), foi contado o número de ovos presentes em sua face abaxial. Após as contagens, determinou-se a área foliar com o medidor LI-COR (LAI 3000A), obtendo-se o número de ovos/cm².

Ensaio de oviposição sem chance de escolha

A partir dos resultados do ensaio com chance de escolha, foram selecionados treze genótipos, considerando-se os critérios de genótipos com potencial para resistência (OE, J, G, R I-919, VE, MG e H), genótipos intermediários (IMAN W, LG, CCB e MOP) e genótipos aparentemente suscetíveis (IAC-CM e P1C), para um ensaio de oviposição sem chance de escolha em casa de vegetação.

Esse ensaio foi realizado com plantas de idade semelhante à das empregadas no teste anterior; no entanto, neste teste, as plantas foram individualizadas no interior de gaiolas metálicas (23 cm altura x 13 cm diâmetro) recobertas com tecido “voil”, e infestadas com 50 casais de moscas-brancas por gaiola. Após dois dias da infestação, uma folha de cada planta foi retirada para determinação do número de ovos/cm², conforme descrito para o teste com chance de escolha. Nesse experimento, cada

planta representou uma repetição, efetuando-se dez por genótipo, seguindo um delineamento inteiramente casualizado.

Análise colorimétrica

Para a realização das análises colorimétricas, foram produzidas outras plantas dos genótipos, conforme metodologia descrita anteriormente, as quais foram mantidas livres da infestação por insetos. Então, dez folhas com idade semelhante àquela das plantas utilizadas nos testes foram removidas e conduzidas ao Laboratório de Pós-Colheita da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, da Universidade de São Paulo, Piracicaba-SP, Brasil. A cor das folhas foi avaliada em colorímetro CR 300 (Minolta), através de leitura pelo sistema CIE $L^*a^*b^*$ que se baseia em luz e cor, e expressa as cores numericamente. Descrita em 1976, a mensuração $L^*a^*b^*$ representa: L^* , que se refere à luminosidade, variando do preto ao branco; a^* , medida do croma, varia de vermelho ao verde; e b^* , medida do croma, varia de amarelo a azul (Comission Internationale de L'Eclairage 1986). O valor de L^* pode variar de 0 a 100, onde 0 é preto e branco é 100. O valor de a^* é representado por números positivos quando o objeto for vermelho, e por números negativos quando o objeto for verde. O valor de b^* é positivo quando o objeto for amarelo, e negativo quando este for azul (Takatsui 2011).

Análise estatística

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância usando o Teste F. Foi verificada a normalidade dos dados através do teste de Shapiro-Wilk e a homogeneidade através do teste de Levene.

Quando o Teste F foi significativo, foram utilizados os testes de Scott-Knott ($p < 0,05$) e de Fisher LSD ($p < 0,05$) para a comparação das médias, utilizando-se os programas estatísticos Assistat (versão 7.7) e SAS (Statistical Analysis System, versão 9.2).

1.3 Resultados e Discussão

Foram verificadas diferenças significativas entre os genótipos de couve-de-folhas nas duas avaliações de atratividade com adultos de *B. tabaci* biótipo B (Tabela 2). Na primeira avaliação (24h), os genótipos CP, J, G, MMA, R I-919, VE, MG, MM, MRP I-2620, IMAN W, LG, VA, OE e HS-20 foram os menos atrativos, destacando-se os três últimos com menos de 50 insetos. Nessa primeira avaliação, MSR I-1812 (209,40

insetos) destacou-se como o mais atrativo, com cerca de nove vezes mais insetos que no genótipo VA (23,60 insetos). Na avaliação de 48 horas após a liberação das moscas-brancas, os genótipos VA, OE, HS-20, CP, J, G, MMA, R I-919, VE, MG, MM, H e CCB foram os menos atrativos (31,00 a 98,80 indivíduos), diferindo dos demais materiais. Considerando-se as duas avaliações de atratividade, os genótipos VA, OE e HS-20 apresentaram as menores médias, seguidos por CP, J, G, MMA, R I-919, VE, MG, MM, MRP I-2620 e H, sugerindo a presença de fatores antixenóticos. Os demais materiais foram comparativamente mais atrativos aos adultos da mosca-branca.

Em estudo com essa mesma mosca-branca, avaliou-se a colonização do inseto sobre diferentes espécies de brássicas (Elsey & Farnham 1994), verificando-se maior preferência do inseto por couve-de-Bruxelas, repolho e couve-de-folhas, comparativamente a brócolis e couve-rábano. Embora ainda não estejam disponíveis trabalhos que investiguem a resistência de *B. tabaci* biótipo B em germoplasma de couve-de-folhas, alguns dos genótipos aqui estudados já foram avaliados com espécies de Lepidoptera. Em um desses trabalhos, avaliou-se a atratividade e a preferência para alimentação da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), em 18 genótipos de couve-de-folhas (alguns comuns ao presente estudo) e verificou-se que os genótipos IMAN W, MMA e RI-919 foram menos atrativos às lagartas em teste com chance de escolha (Tagliari 2007). Em nosso trabalho, níveis intermediários de atratividade foram obtidos com esses três genótipos. Em outro estudo, com o curuquerê-da-couve, *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae), os genótipos P1C, P2C, CCB, MM, MG, J e OE foram os menos atrativos às lagartas de terceiro instar do inseto, sendo descritos como portadores de antixenose (Schlick-Souza *et al* 2011). Os quatro últimos também se destacaram entre os menos atrativos à mosca-branca neste trabalho.

Em brássicas, a diferença de antocianina presente nas diferentes espécies, aliada à presença ou ausência de cera sobre a superfície das folhas, pode resultar em diferentes tonalidades de cor, com significativo impacto sobre o nível de infestação de insetos-praga (Radcliffe & Chapman 1966, Eigenbrode *et al* 1990). Assim, em situações onde a mosca-branca possui chance de escolha, estímulos visuais aliados aos odores emitidos pelas plantas afetam a escolha do inseto pelo hospedeiro (Elsey & Farnham 1994). Para moscas-brancas, a visão apresenta importância primária e é utilizada na discriminação de formas, tamanhos e cores do substrato (Vaishampayan *et al* 1975, van Lenteren & Noldus 1990).

Embora possam existir outros fatores atuando conjuntamente para a atratividade da mosca-branca, neste estudo verificou-se que as intensidades de verde e amarelo podem estar relacionadas à seleção do hospedeiro pelo inseto (Tabela 3). Nossos resultados mostraram que nas folhas de alguns genótipos, como por exemplo MMA, VE e MG, com tonalidades tendendo ao vermelho, o número de insetos atraídos foi significativamente menor em relação aos genótipos que apresentaram teores de verde mais intensos (CL e IAC-CM). Com base em outros estudos com espécies de brássicas e cucurbitáceas (Elsey e Farnham 1994, Alves *et al* 2006, Coelho *et al* 2009, Zaché *et al* 2013) assume-se que a cor verde desempenha um importante papel na orientação de moscas-brancas. Com solanáceas, verificou-se que genótipos de berinjela refletindo tons mais próximos do vermelho foram menos atrativos a *B. tabaci* biótipo B do que materiais com folhas verdes brilhantes, também indicando que a intensidade da cor verde está relacionada com a atração de adultos e a preferência para oviposição (Hasanuzzaman *et al* 2016). Elsey & Farnham (1994) destacam que, embora a característica de tonalidade mais avermelhada seja de difícil transferência para materiais verde-claros, o plantio intercalado entre esses dois tipos de plantas pode representar uma estratégia valiosa no manejo da mosca-branca em brássicas.

Os três genótipos menos atrativos (VA, OE, HS-20) apresentaram menor intensidade de amarelo, que corresponde a leitura de b^* (Tabela 3), indicando a influência dessa cor na colonização por *B. tabaci* biótipo B. Esse fato corrobora outros estudos (Berliner 1986, Moreau & Isman 2011), onde se verificou que os adultos de mosca-branca são mais atraídos para superfícies que refletem amarelo, as quais induzem o comportamento de colonização na planta hospedeira.

Quanto à oviposição em ensaio com chance de escolha (Tabela 2), LG, VE, J, MG, MOP, HS-20 e MT destacaram-se como os menos ovipositados (< 1 ovo/cm²), indicando a ocorrência de antixenose. Os genótipos P1C, IMAN W, MI-1811, MRPI-2620, MJ, IAC-CM e TZ apresentaram as maiores médias (8,72 a 3,83 ovos/cm²), diferindo dos outros materiais. Em teste com chance de escolha, Tagliari (2007) avaliou a oviposição de *P. xylostella* em vários genótipos de couve-de-folhas e verificou menor oviposição em MRP I-2620, enquanto que MSJ foi o mais ovipositado. Com adultos de *A. monuste orseis*, constatou-se a expressão de antixenose (oviposição) em MRP I-2446, MJ e C (Schlick-Souza *et al* 2011).

Os genótipos OE, J, G, RI-919, VE, MG, H, IMAN W, LG, P1C, CCB, MOP e IAC-CM foram selecionados para a etapa seguinte em função dos resultados obtidos nos

ensaios com chance de escolha. No teste de oviposição sem chance de escolha (Tabela 4), os genótipos VE, P1C, CCB, RI-919, H e J apresentaram as menores médias, diferindo de IAC-CM, IMAN W, LG, G e OE (7,44 a 6,19 ovos/cm²) e indicando a ocorrência de antixenose. MOP e MG apresentaram médias intermediárias de oviposição da mosca-branca. Assim como verificado no ensaio de oviposição com chance de escolha, VE destacou-se entre os menos ovipositados (< 1 ovo/cm²).

Diversos estudos vêm demonstrando que a oviposição da mosca-branca pode estar diretamente relacionada à presença de tricomas em diferentes hospedeiros. Tricomas glandulares, comuns em algumas espécies de solanáceas geralmente inibem a alimentação e a oviposição de *B. tabaci* biótipo B (Freitas *et al* 2002, Oriani & Vendramim 2010, Rodríguez-Lopez *et al* 2012, Lucatti *et al* 2014). Opostamente, em batata (Silva *et al* 2008), melão (Coelho *et al* 2009), feijão (Oriani *et al* 2005) e soja (Silva *et al* 2012), a presença dos tricomas estimula a oviposição do inseto. Recentemente, verificou-se que a preferência para oviposição de *B. tabaci* biótipo B em algodoeiro está positivamente correlacionada à densidade de tricomas presentes na superfície abaxial de folhas, enquanto que a atratividade é principalmente afetada pelos níveis de intensidade de cor verde na superfície adaxial das folhas (Prado *et al* 2015).

Em nosso trabalho, verificou-se que todos os genótipos de couve-de-folhas avaliados apresentam folhas glabras, ou seja, sem pilosidade. Assim, acredita-se que o comportamento de oviposição do inseto tenha sido influenciado pela cor do substrato, sem excluir a possibilidade da presença de voláteis indesejáveis (Smith 2005). No caso do genótipo VE (menos ovipositado nos dois ensaios), constatou-se a menor intensidade de luz refletida e também a tonalidade mais escura das folhas (tendendo ao vermelho e azul), comparativamente aos demais materiais (Tabela 3), o que poderia explicar o comportamento do inseto nesse material.

Os resultados deste estudo mostraram que dentre os 32 genótipos avaliados, HS-20, OE e VA são menos atrativos aos adultos da mosca-branca indicando a expressão de antixenose. Sob condições de livre escolha, LG, VE, J, MG, MOP, HS-20, VA e MT revelam-se menos ovipositados, indicando a presença de fatores deterrentes à oviposição. Na ausência de escolha, condição que mais se assemelha à cultivos comerciais, VE, P1C, CCB, RI-919, H e J são menos ovipositados e apresentam resistência por antixenose. Os genótipos VE e J apresentam a maior estabilidade de

resistência, uma vez que se mostraram menos ovipositados nas duas modalidades de ensaio.

Aqui procuramos caracterizar a expressão de resistência por antixenose a partir de um elevado número de materiais, com ampla variabilidade genética. Considerando-se o expressivo dano que a mosca-branca pode ocasionar ao cultivo de couve-de-folhas, estudos mais aprofundados ainda são necessários a fim de melhor interpretar os fatores (presença de voláteis, coloração e teor de cera) de resistência presentes em alguns dos materiais. Essas informações podem ser úteis aos programas de melhoramento genético focando resistência a pragas, além de auxiliarem no manejo de *B. tabaci* biótipo B nas lavouras de couve-de-folhas.

Agradecimentos

À CAPES, pela concessão da bolsa de mestrado ao primeiro autor e ao CNPq, pela Bolsa de Produtividade em Pesquisa (nº 305649/2013-2) concedida ao segundo autor.

Referências

- Alves AC, Lourenção AL, Melo AMT, Matos ES (2006) Atratividade e preferência para oviposição de *Trialeurodes vaporariorum* em genótipos de aboboreira. *Hortic Bras* 24: 446-449.
- Baldin ELL, Beneduzzi RA, Souza DR, Souza ES (2009) Resistência de genótipos de abobrinha a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 38: 526-530.
- Baldin ELL, Vendramim JD, Lourenção AL (2005) Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 34: 435-441.
- Berlinger MJ (1986) Host Plant Resistance to *Bemisia tabaci*. *Agric Ecosystems Environ* 17: 69-82.

- Coelho SAMP, Lourenção AL, Melo AMT, Schammas EA (2009) Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia* 68: 1025-1035.
- Commission Internationale de L'Eclairage (1986) Colorimetry. Central Bureau of the CIE; Wien (Publ. CIE; 15.2).
- Cruz PL, Baldin ELL (2016) Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on Soybean Genotypes. *Neotrop Entomol* doi: 10.1007/s13744-016-0445-3.
- 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, Scott KD, Graham GC, Lange CL, Schutze MK (2003) Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Mol Ecol Notes* 3: 40-43.
- Eigenbrode SD, Shelton AM, Dickson MH (1990) Two types of resistance to the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) in cabbage. *Environ Entomol* 19: 1086-1090.
- Else KD, Farnham MW (1994) Response of *Brassica oleracea* L. to *Bemisia tabaci* (Gennadius). *Hort Sci* 29: 814-817.
- Filgueira FAR (2008) Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 421p.
- Freitas JA, Maluf WR, Cardoso MG, Gomes LAA, Bearzotti E (2002) Inheritance of foliar zingiberene contents and their relationship to trichome densities and whitefly resistance in tomatoes. *Euphytica* 127: 275-287.

- Hasanuzzaman ATM, Islam MN, Zhang Y, Zhang C-Y, Liu T-X (2016) Leaf morphological characters can be a factor for intra-varietal preference of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) among eggplant varieties. PLoS ONE 11(4):e0153880. doi:10.1371/journal.pone.015388.
- Hendler SS (1994) A enciclopédia de vitaminas e minerais. Rio de Janeiro, Campus, 576p.
- Inbar M, Gerling D (2008) Plant-mediated interactions between whiteflies, herbivores, and natural enemies. Annu Rev Entomol, 53: 431-448.
- Jones DR (2003) Plant viruses transmitted by whiteflies. Eur J Plant Pathol 109: 195-219.
- Lambert AL, McPherson RM, Espelie KE (1995) Soybean host plant resistance mechanisms that alter abundance of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). Environ Entomol 24: 1381-1386.
- Lara FM (1991) Princípios de resistência de plantas a insetos. São Paulo, Ícone, 336p.
- Lee SK, Kader AA (2000) Pre-harvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. Postharvest Biol Tec 20: 207-220.
- Lucatti AF, Meijer-Dekens FRG, Munn R, Visser RGF, Vosman B, van Heusden S (2014) Normal adult survival but reduced *Bemisia tabaci* oviposition rate on tomato lines carrying an introgression from *S. habrichaites*. BMC Genetics. doi: 10.1186/s12863-014-0142-3.

- 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.
- Moreau TL, Isman MB (2011) Trapping whiteflies? A comparison of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) responses to trap crops and yellow sticky traps. *Pest Manag Sci* 67: 408-413. doi:10.1002/ps.2078.
- Navas-Castillo J, Olivé EF, Campos SC (2011) Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Annu Rev Phytopathol* 49: 219-248.
- Oriani MAG, Lara FM (2000) Antibiosis effects of wild bean lines containing arcelin on *Bemisia tabaci*(Genn.) biotype B (Homoptera: Aleyrodidae). *An Soc Entomol Bras* 29: 573-582.
- Oriani MAG, Vendramim JD, Brunherotto R (2005) Influence of trichomes on ovipositional preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) for bean genotypes. *Neotrop Entomol* 34: 97-103.
- Oriani MAG, Vendramim JD (2010) Influence of trichomes on attractiveness and ovipositional preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato genotypes. *Neotrop Entomol* 39: 1002-1007.
- Painter RH (1951) Insect resistance in crop plants. New York, McMillan, 481p.
- Panda N, Khush GS (1995) Host plant resistance to insects. CAB International, Oxon, 431p.

- Polston JE, De Barro P, Boykin LM (2014) Transmission specificities of plant viruses with the newly identified species of the *Bemisia tabaci* species complex. *Pest Manag Sci* 70: 1547-1552.
- Prabhaker N, Castle S, Henneberry TJ, Toscano N (2005) Assessment of cross-resistance potential to neonicotinoid insecticides in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Bull Entomol Res* 95: 535-543.
- Prado JC, Peñaflor MFGV, Cia E, Vieira SS, Silva KI, Carlini-Garcia LA, Lourenção AL (2015) Resistance of cotton genotypes with different leaf colour and trichome density to *Bemisia tabaci* biotype B. *J Appl Entomol* 140: 405-413. doi:10.1111/jen.12274.
- Radcliffe EB, Chapman RK (1966) Varietal resistance to insect attack in various cruciferous crops. *J Econ Entomol* 59: 120-125.
- Rodríguez-López MJ, Garzo E, Bonani JP, Fernández-Muñoz R, Moriones E, Fereres A (2012) Acylsucrose-producing tomato plants forces *Bemisia tabaci* to shift its preferred settling and feeding site. *PLoS ONE* 7(3):e33064. doi:10.1371/journal.pone.0033064.
- Schlick-Souza EC, Baldin ELL, Lourenção AL (2011) Variation in the host preferences and responses of *Ascia monuste orseis* Godart (Lepidoptera: Pieridae) to cultivars of collard greens *Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*. *J Pest Sci* 84: 429-436. doi:10.1007/s10340-011-0378-x.
- Silva MS, Lourenção AL, Souza-Dias JAC, Miranda Filho HS, Ramos VJ, Shammass EA (2008) Resistance of potato genotypes (*Solanum* spp.) to *Bemisia tabaci* biotype B. *Hort Bras* 26: 221-226.

- Silva LD, Omoto C, Bleicher E, Dourado PM (2009) Monitoring the susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Brazil. *Neotrop Entomol* 38: 116-125.
- Silva JPGF, Baldin ELL, Souza ES, Lourenção AL (2012) Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. *Chilean 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 America* 87: 651-701.
- Smith CM (2005) Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Berlin, Springer, 243p.
- Tagliari SRA (2007) Não-preferência para oviposição, alimentação e antibiose de *Plutella xylostella* (L., 1758) (Lepidoptera: Plutellidae) por genótipos de couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* D.C.). Mestrado. Dissertação, Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, Brasil, 64p.
- Takatsui F (2011) Sistema CIE Lab: Análise computacional de fotografias. Mestrado. Dissertação, Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Odontologia de Araraquara, Araraquara, Brasil, 100p.
- Trani PE, Tivelli SW, Blat SF, Praela-Pantano A, Teixeira EP, Araújo HS, Feltran JC, Passos FA, Figueiredo GJB, Novo MCSS (2015) Couve de folha: do plantio à pós-colheita. Campinas, Instituto Agronômico Campinas, 36p. (Boletim Técnico, 214)

- Vaishampayan SM, Waldbauer GP, Kogan M (1975) Visual and olfactory responses in orientation of plants by greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). Entomol Exp Appl 18: 412-422.
- 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. doi:10.1007/s10340-012-0443-0.
- van Lenteren JC, Noldus LPJJ (1990) Whitefly-plant relationships: Behavioral and ecological aspects, p.47-89. In Gerling D (ed) Whiteflies: Their bionomics, pest status and management. Andover, Intercept Press, 348p.
- Villas Bôas GL (2005) Manejo integrado de mosca-branca. Brasília, EMBRAPA, 6p. (Comunicado Técnico, 28)
- 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.
- Zaché RRC, Baldin ELL, Zaché B (2013) Adult attractiveness and non-preference for oviposition of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in genotypes of *Cucurbita* spp. Semin: Ciênc Agrar 34: 3353-3366.

Tabela 1 Fonte, nome, respectivo código e principais características dos genótipos de couve-de-folhas.

Fonte	Nome original	Código	Características das folhas
IAC	Manteiga de Ribeirão Pires I-2620	MRPI-2620	Margem irregularmente sinuada, denticulada;*
	Manteiga I-1811	MI-1811	Margem irregularmente sinuada, denticulada;*
	Roxa I-GAAR919	RI-919	Nervuras arroxeadas;*
	Manteiga de São Roque I-1812	MSRI-1812	Margem levemente denticulada, sinuada;*
	Manteiga de Ribeirão Pires I-2446	MRPI-2446	Pecíolo de cor verde;*
	Crespa de Capão Bonito	CCB	Nervuras proeminentes;*
	Manteiga de Tupi	MT	Base auriculada assimétrica;*
	Couve Seção de Leguminosas	CL	Margem de cor verde;*
	Manteiga de Jundiá	MJ	Coloração verde-clara;*
	Manteiga de Mococa	MM	Limbo bulado;*
	Manteiga São José	MSJ	Ápice assimétrico;*
	Manteiga Monte Alegre	MMA	Nervuras arroxeadas;*
	Verde Escura	VE	Coloração verde-escura;*
	Pires 1 de Campinas	P1C	Nervuras branco-esverdeadas;*
	Pires 2 de Campinas	P2C	Limbo orbicular;*
	Japonesa	J	Coloração verde-brilhante;*
	Hortolândia	H	Limbo orbicular*
	Orelha de Elefante	OE	Margem denticulada*
	Vale das Garças	VG	Nervuras arroxeadas*
	Arthur Nogueira 1	IMANW	Limbo oval-oblongo*
	Comum	C	Limbo elíptico-oblongo*
	Variegata de Andradas	VA	Bordos esbranquiçados*
	Tozan	TZ	Pecíolo longo***
	Campinas Mendonça	IAC-CM	Folhas macias ao tato*
	Manteiga Osvaldo Pires	MOP	Limbo oval*
	Guaranésia	G	Bordos serrilhados***
	Campinas	CP	Bordos arredondados***
	Leguminosa 1	LG	Coloração verde-clara***
Feltrin	Gaudina	GA	Coloração verde escuro, bordos crespos**
	Arieli	AR	Coloração verde claro, bordos lisos**
Hortices	HS-20	HS-20	Coloração verde médio, bordos lisos**
	Manteiga da Geórgia	MG	Coloração verde escuro**

* Descrição feita conforme Trani *et al* 2015.

** Fonte: Sites Feltrin e Hortices.

*** Informação pessoal.

Tabela 2 Médias ($\pm$ EP) de insetos atraídos e de ovos/cm² depositados por *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, em ensaio com chance de escolha.

Genótipo	Número de insetos atraídos		Média de insetos atraídos (48 h)	Número de ovos/cm ² (48 h)
	24 h	48 h		
MSR I-1812	209,4 $\pm$ 36,60 a	125,6 $\pm$ 27,29 a	167,5 $\pm$ 25,66 a	2,57 $\pm$ 0,89 b
AR	192,0 $\pm$ 47,97 a	139,2 $\pm$ 51,87 a	165,6 $\pm$ 34,45 a	1,05 $\pm$ 0,49 b
TZ	191,4 $\pm$ 31,07 a	157,8 $\pm$ 26,95 a	174,6 $\pm$ 17,29 a	3,83 $\pm$ 2,42 a
CL	182,8 $\pm$ 58,78 a	184,0 $\pm$ 56,13 a	184,4 $\pm$ 39,33 a	2,77 $\pm$ 1,43 b
MSJ	174,8 $\pm$ 36,9 a	139,2 $\pm$ 35,94 a	157,0 $\pm$ 24,58 a	3,32 $\pm$ 1,38 b
VG	171,4 $\pm$ 45,09 a	183,4 $\pm$ 46,85 a	177,4 $\pm$ 30,72 a	2,62 $\pm$ 1,79 b
M I-1811	170,8 $\pm$ 51,72 a	157,2 $\pm$ 56,98 a	157,1 $\pm$ 36,28 a	6,28 $\pm$ 5,22 a
IAC-CM	157,0 $\pm$ 52,65 a	183,6 $\pm$ 64,96 a	177,2 $\pm$ 39,48 a	3,95 $\pm$ 3,16 a
MRP I 2446	155,6 $\pm$ 43,28 a	148,8 $\pm$ 50,12 a	150,5 $\pm$ 35,82 a	3,25 $\pm$ 1,83 b
P2C	152,2 $\pm$ 34,99 a	143,2 $\pm$ 33,76 a	146,7 $\pm$ 25,58 a	1,38 $\pm$ 0,88 b
MT	151,8 $\pm$ 36,60 a	188,8 $\pm$ 54,98 a	172,2 $\pm$ 31,63 a	0,95 $\pm$ 0,40 b
GA	150,2 $\pm$ 45,46 a	131,8 $\pm$ 33,63 a	141,8 $\pm$ 28,77 a	1,95 $\pm$ 1,19 b
MOP	144,8 $\pm$ 32,14 a	146,2 $\pm$ 40,29 a	145,5 $\pm$ 24,30 a	0,80 $\pm$ 0,43 b
CCB	142,2 $\pm$ 44,19 a	98,8 $\pm$ 43,99 b	120,5 $\pm$ 30,27 a	0,16 $\pm$ 0,08 b
MJ	132,6 $\pm$ 39,19 a	131,8 $\pm$ 36,00 a	132,2 $\pm$ 26,89 a	4,33 $\pm$ 1,96 a
P1C	126,4 $\pm$ 30,17 a	136,6 $\pm$ 32,67 a	131,5 $\pm$ 21,03 a	8,72 $\pm$ 3,81 a
C	125,4 $\pm$ 26,17 a	138,8 $\pm$ 27,53 a	132,1 $\pm$ 18,04 a	1,10 $\pm$ 0,49 b
LG	115,2 $\pm$ 35,81 b	118,0 $\pm$ 39,92 a	116,6 $\pm$ 25,29 a	0,12 $\pm$ 0,07 b
IMAN W	115,0 $\pm$ 37,48 b	118,0 $\pm$ 23,85 a	116,5 $\pm$ 22,35 a	8,36 $\pm$ 2,52 a
H	107,6 $\pm$ 37,17 b	77,8 $\pm$ 24,60 b	92,7 $\pm$ 20,06 b	2,16 $\pm$ 0,96 b
MRP I-2620	98,4 $\pm$ 24,60 b	110,2 $\pm$ 37,30 a	104,3 $\pm$ 21,16 b	4,39 $\pm$ 1,05 a
MM	97,8 $\pm$ 26,65 b	96,0 $\pm$ 37,27 b	96,9 $\pm$ 21,60 b	1,12 $\pm$ 0,50 b
MG	94,6 $\pm$ 20,98 b	48,6 $\pm$ 25,94 b	82,0 $\pm$ 13,01 b	0,76 $\pm$ 0,52 b
VE	84,8 $\pm$ 38,20 b	75,8 $\pm$ 30,10 b	80,3 $\pm$ 22,98 b	0,32 $\pm$ 0,17 b
R I-919	77,2 $\pm$ 25,17 b	73,0 $\pm$ 49,29 b	75,1 $\pm$ 18,17 b	1,64 $\pm$ 0,57 b
MMA	77,0 $\pm$ 18,61 b	96,6 $\pm$ 33,91 b	86,8 $\pm$ 18,53 b	1,64 $\pm$ 0,73 b
G	76,4 $\pm$ 31,43 b	71,2 $\pm$ 33,51 b	73,8 $\pm$ 17,94 b	1,10 $\pm$ 0,28 b
J	73,0 $\pm$ 34,54 b	71,4 $\pm$ 27,91 b	72,2 $\pm$ 20,94 b	0,37 $\pm$ 0,31 b
CP	64,6 $\pm$ 13,85 b	71,4 $\pm$ 10,51 b	68,0 $\pm$ 8,27 b	1,96 $\pm$ 0,88 b
HS-20	46,2 $\pm$ 6,59 b	36,8 $\pm$ 7,33 b	41,5 $\pm$ 4,91 b	0,85 $\pm$ 0,44 b
OE	32,2 $\pm$ 8,70 b	32,0 $\pm$ 11,30 b	32,1 $\pm$ 6,73 b	0,89 $\pm$ 0,63 b
VA	23,6 $\pm$ 4,92 b	31,0 $\pm$ 6,01 b	27,3 $\pm$ 3,87 b	1,12 $\pm$ 0,31 b
P	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001

Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($P > 0,05$).

Tabela 3 Médias ($\pm$ EP) de parâmetros colorimétricos obtidos a partir da face superior de folhas de genótipos de couve.

Genótipo	L*	a*	b*
CL	51,23 $\pm$ 1,05 a	-11,18 $\pm$ 0,43 a	21,34 $\pm$ 1,02 a
VA	51,07 $\pm$ 2,08 a	-7,50 $\pm$ 0,80 c	14,96 $\pm$ 1,19 d
IAC-CM	50,90 $\pm$ 0,98 a	-10,95 $\pm$ 0,51 a	20,63 $\pm$ 0,96 a
G	49,49 $\pm$ 0,85 b	-8,36 $\pm$ 0,36 c	13,19 $\pm$ 0,98 d
J	49,14 $\pm$ 0,91 b	-9,34 $\pm$ 0,62 b	18,88 $\pm$ 1,12 b
MOP	49,04 $\pm$ 1,00 b	-10,21 $\pm$ 0,45 a	19,03 $\pm$ 0,82 b
MT	48,97 $\pm$ 0,42 b	-7,86 $\pm$ 0,34 c	13,61 $\pm$ 0,55 d
MSJ	48,85 $\pm$ 0,57 b	-7,84 $\pm$ 0,36 c	12,71 $\pm$ 0,82 d
CP	48,71 $\pm$ 1,03 b	-9,29 $\pm$ 0,51 b	16,38 $\pm$ 1,04 c
CCB	48,56 $\pm$ 1,28 b	-9,24 $\pm$ 0,68 b	18,31 $\pm$ 1,33 c
LG	48,13 $\pm$ 0,86 b	-10,24 $\pm$ 0,44 a	18,46 $\pm$ 0,86 c
M I-1811	48,07 $\pm$ 0,62 b	-8,09 $\pm$ 0,44 c	14,33 $\pm$ 0,88 d
HS-20	48,01 $\pm$ 0,51 b	-7,19 $\pm$ 0,30 c	11,44 $\pm$ 0,43 e
H	47,68 $\pm$ 0,82 b	-8,65 $\pm$ 0,44 b	14,48 $\pm$ 0,79 d
MJ	47,49 $\pm$ 0,75 c	-9,09 $\pm$ 0,30 b	15,88 $\pm$ 0,56 c
VG	47,27 $\pm$ 0,38 c	-9,56 $\pm$ 0,32 b	17,79 $\pm$ 0,37 c
MRP I-2446	47,26 $\pm$ 0,62 c	-7,97 $\pm$ 0,38 c	14,40 $\pm$ 0,74 d
OE	47,25 $\pm$ 0,69 c	-9,30 $\pm$ 0,33 b	16,42 $\pm$ 0,57 c
TZ	47,25 $\pm$ 0,71 c	-9,25 $\pm$ 0,35 b	17,34 $\pm$ 0,63 c
MM	46,87 $\pm$ 0,58 c	-9,15 $\pm$ 0,32 b	16,33 $\pm$ 0,56 c
MRP I-2620	46,76 $\pm$ 0,71 c	-7,40 $\pm$ 0,36 c	13,65 $\pm$ 0,77 d
AR	46,60 $\pm$ 0,41 c	-7,56 $\pm$ 0,34 c	11,95 $\pm$ 0,62 e
C	46,48 $\pm$ 0,67 c	-8,25 $\pm$ 0,41 c	14,05 $\pm$ 0,68 d
GA	46,14 $\pm$ 0,48 c	-7,15 $\pm$ 0,31 c	11,14 $\pm$ 0,61 e
MSR I-1812	46,02 $\pm$ 0,73 c	-7,45 $\pm$ 0,55 c	13,75 $\pm$ 0,94 d
R I-919	45,68 $\pm$ 0,68 d	-6,94 $\pm$ 0,38 c	13,27 $\pm$ 0,44 d
MG	45,46 $\pm$ 0,65 d	-6,08 $\pm$ 0,66 d	9,82 $\pm$ 1,07 f
IMAN W	45,30 $\pm$ 0,84 d	-7,16 $\pm$ 0,46 c	12,63 $\pm$ 0,72 d
P1C	45,20 $\pm$ 0,67 d	-7,56 $\pm$ 0,42 c	13,84 $\pm$ 0,64 d
P2C	45,13 $\pm$ 0,52 d	-7,90 $\pm$ 0,29 c	13,93 $\pm$ 0,55 d
MMA	44,57 $\pm$ 0,49 d	-6,23 $\pm$ 0,35 d	11,34 $\pm$ 0,49 e
VE	43,20 $\pm$ 0,64 d	-4,39 $\pm$ 0,43 e	7,75 $\pm$ 0,62 f
P	0,00000	0,13034	0,17986

Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Scott Knott ($P > 0,05$).

Tabela 4 Médias ($\pm$ EP) do número de ovos/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B, em ensaio sem chance de escolha.

Genótipo	Número de ovos/cm ² (48 h)
IAC-CM	7,44 $\pm$ 0,86 a
IMAN W	7,39 $\pm$ 1,49 a
LG	6,36 $\pm$ 0,98 ab
G	6,19 $\pm$ 1,88 ab
OE	6,19 $\pm$ 1,58 ab
MOP	3,92 $\pm$ 1,05 bc
MG	3,57 $\pm$ 0,61 bc
J	3,03 $\pm$ 0,94 cd
H	2,48 $\pm$ 0,90 cd
R I-919	1,66 $\pm$ 0,75 cd
CCB	1,25 $\pm$ 0,58 cd
P1C	1,17 $\pm$ 0,31 cd
VE	0,48 $\pm$ 0,19 d
<i>P</i>	<0,0001

Médias seguidas de mesma letra, nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Fisher LSD ($P > 0,05$).

CAPÍTULO 2

Efeitos de diferentes genótipos de couve-de-folhas sobre a performance de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)

Revista: Journal of Economic Entomology

Resumo

Bemisia tabaci (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma importante praga para a cultura de couve-de-folhas, *Brassica oleracea* var. *acephala*. Esse inseto atinge elevados níveis de infestação no campo, provocando danos diretos e indiretos às plantas, comprometendo a produtividade. Dentre os métodos alternativos ao controle químico, o uso de genótipos resistentes pode ser uma valiosa estratégia para o manejo deste inseto no campo, reduzindo suas populações abaixo do nível de dano econômico. Este trabalho avaliou o desenvolvimento biológico de *B. tabaci* biótipo B em 13 genótipos de couve-de-folhas, em condição de laboratório. Foram determinados os parâmetros: período de duração por instar, período ninfal, viabilidade ninfal, período de desenvolvimento de ovo a adulto e longevidade. O ensaio foi realizado em delineamento inteiramente casualizado e cada folha contendo 30 ovos representou uma repetição (total de seis por genótipo). Com base nos resultados obtidos, os genótipos P1C, MG e LG expressaram antibiose e/ou antixenose contra *B. tabaci* biótipo B, prolongando o ciclo do inseto. IMAN W, MOP e VE também apresentaram resistência, reduzindo a viabilidade ninfal da mosca-branca. Devido à importância do cultivo de couve-de-folhas e o grande potencial de danos que *B. tabaci* apresenta para a cultura, a seleção de genótipos resistentes é fundamental e pode representar uma importante ferramenta para o manejo da mosca-branca nas lavouras. Nossos resultados auxiliam nos programas de melhoramento genético de brássicas focando resistência a *B. tabaci* biótipo B.

Palavras-chave: *Brassica oleracea* var. *acephala*, mosca-branca, resistência de plantas a insetos, antibiose.

Abstract

Bemisia tabaci (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) is an important pest for the cultivation of collard green, *Brassica oleracea* var. *acephala*. This insect reaches high levels of infestation in the field, causing direct and indirect damage to the plants, compromising productivity. Among alternative methods to chemical control, the use of resistant genotypes may be a valuable strategy for the management of this insect in the field, reducing its populations below the level of economic damage. This work evaluated the biological development of *B. tabaci* biotype B in 13 genotypes of leaf collard green under laboratory conditions. The determined parameters were: duration period per instar, nymphal period, nymphal viability, egg development period to adult and longevity. The assay was performed in a completely randomized design and each leaf containing 30 eggs represented one replicate (total of six per genotype). Based on the results obtained, genotypes P1C, MG and LG expressed antibiosis and/or antixenosis against *B. tabaci* biotype B, prolonging the cycle of the insect. IMAN W, MOP and VE also showed resistance, reducing the nymphal viability of the whitefly. Due to the importance of collard green cultivation and the great damage potential that *B. tabaci* presents to the crop, the selection of resistant genotypes is fundamental and may represent an important tool for the management of whitefly in crops. Our results may support the genetic improvement programs of brassicas focusing on resistance to *B. tabaci* biotype B.

Keywords: *Brassica oleracea* var. *acephala*, whitefly, resistance of plants to insects, antibiosis.

2.1 Introdução

As plantas da família Brassicaceae são amplamente consumidas pelo homem em todo o mundo (Lin e Harnly, 2009). Dentro desse grupo, a couve-de-folhas [*Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*] é uma das espécies mais utilizadas na alimentação, uma vez que possui elevado valor nutricional, além de vitaminas e minerais essenciais (Franco, 1960, Cartea et al., 2011). Devido às qualidades supracitadas, o consumo dessa hortaliça no Brasil vem crescendo ao longo dos anos, estimulando sua produção e comércio (Agrianual, 2016). Embora a couve-de-folhas apresente bom potencial produtivo, o ataque de insetos-praga como a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B, pode limitar significativamente a produtividade nas lavouras (Perring et al., 1991, Farnham e Elsey, 1995, Villas Bôas, 2005).

O ataque de adultos e ninfas da mosca-branca causa danos diretos às plantas, tornando-as subdesenvolvidas, além de favorecer o desenvolvimento de fumagina (*Capnodium* sp.), comprometendo sua capacidade fotossintética (Naranjo e Legg, 2010). Durante sua alimentação também ocorre a injeção de substâncias tóxicas, que induzem uma série de desordens fisiológicas como o amarelecimento irregular de frutos em tomateiro e o prateamento foliar em abóbora (Perring, 2001, Brown et al., 1995). Adicionalmente, *B. tabaci* biótipo B é descrita como vetor de mais de 100 espécies de vírus letais às plantas, incluindo aqueles dos gêneros *Begomovirus* (Geminiviridae), *Crinivirus* (Closteroviridae) e *Ipomovirus* (Potyviridae) (Polston et al 2014).

O método de controle mais utilizado no manejo de *B. tabaci* biótipo B ainda é o químico, por meio de pulverizações intensivas com inseticidas sintéticos (Toscano et al., 2001). No entanto, o uso excessivo de inseticidas tem causado sérios impactos sobre o meio ambiente, além de ser inviável para uso associado com outras práticas de manejo, estimulando a busca por métodos menos agressivos de controle dessa mosca-branca (Cruz et al., 2014, Prado et al., 2015; Cruz e Baldin, 2016, Hasanuzzaman et al., 2016, Fanela et al., 2016). Em adição, o uso abusivo e inapropriado de inseticidas tem acelerado a seleção de populações resistentes aos principais ingredientes ativos comerciais, comprometendo a eficiência desse método a longo prazo (Byrne et al., 2003, Prabhaker et al., 2005, Silva et al., 2009).

O uso de genótipos resistentes a insetos é considerado uma valiosa estratégia do Manejo Integrado de Pragas (MIP), podendo reduzir a população de artrópodes-praga

abaixo do nível de dano econômico, além de não causar desequilíbrio ambiental e ser compatível com outras ferramentas de manejo (Painter, 1951, Kogan, 1975). A resistência de plantas é dividida em três categorias: antixenose, tolerância e antibiose (Smith, 2005). Na antixenose, os fatores químicos e morfológicos da planta interferem no comportamento do inseto, afetando os processos de alimentação, oviposição ou procura por abrigo. Na tolerância, a planta sofre o ataque do inseto mas esta consegue se recuperar da injúria sofrida, não comprometendo a biologia do inseto e tampouco afetando seu comportamento. Na antibiose, a planta afeta negativamente a biologia do inseto que tenta utilizá-la como hospedeiro. Dentre os efeitos antibióticos mais comuns, destacam-se a elevada mortalidade nas fases imaturas, reduções de tamanho e peso dos indivíduos, redução da taxa de fecundidade e alterações na duração das fases de vida dos insetos (Kogan, 1975, Panda e Khush, 1995).

Alguns trabalhos tiveram como objetivo avaliar a performance biológica da mosca-branca em culturas como tomate (Baldin et al., 2005), abobrinha (Baldin et al., 2009), melão (Coelho et al., 2009), soja (Valle e Lourenção, 2002, Silva et al., 2012, Cruz e Baldin, 2016), feijão (Oriani e Lara, 2000), feijão-caupi (Cruz et al., 2014) e algodão (Prado et al., 2015). No entanto, até o presente momento, não existem trabalhos que avaliaram a possível antibiose de genótipos de *B. oleracea* var. *acephala* sobre o inseto, utilizando um germoplasma tão amplo. Assim, este estudo teve como objetivo avaliar alguns parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B em 13 genótipos de couve-de-folhas previamente selecionados, a fim de caracterizar a ocorrência de antibiose. Os resultados poderão ser utilizados em programas de melhoramento genético, focando resistência de brássicas à *B. tabaci* biótipo B.

2.2 Material e métodos

O estudo foi desenvolvido sob condições controladas ($26 \pm 2^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E) no Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI) da Faculdade de Ciências Agronômicas (UNESP), Campus de Botucatu, no período de junho a setembro de 2016.

Genótipos. Avaliamos 13 genótipos de couve-de-folhas (Tabela 1), os quais mostraram-se previamente promissores quanto à resistência para *B. tabaci* biótipo B em ensaios preliminares. A maioria dos genótipos foi fornecida pelo Instituto Agronômico - IAC (Campinas-SP, Brasil) e faz parte do Banco de Germoplasma

daquela instituição. O genótipo Manteiga da Geórgia foi cedido pela empresa Horticeres (Indaiatuba-SP, Brasil).

Visando a propagação vegetativa dos genótipos, brotos foram retirados de plantas previamente cultivadas e acondicionados em bandeja de isopor (72 células), preenchidas com substrato comercial Tropstrato® (Vida Verde Indústria e Comércio de Insumos Orgânicos Ltda, Mogi Mirim-SP, Brasil) e foram irrigadas conforme a necessidade. Após 45 dias, as mudas de couve-de-folhas foram transplantadas para vasos de 1L, contendo substrato autoclavado, composto por solo, areia grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral), na proporção de 1:1:1. As plantas foram acondicionadas em casa de vegetação, livre da infestação de insetos e receberam os demais tratos culturais normalmente recomendados para a cultura (adubação, irrigação, desbaste, limpeza, etc) (Trani et al., 2015).

Criação de *B. tabaci* biótipo B. Uma criação de *B. tabaci* biótipo B foi mantida em casa de vegetação (2,0 m x 2,5 m x 2,0 m), fechada lateralmente com telado anti-afídeo (200 mesh) e vidros no teto. Para a manutenção dos insetos, plantas de couves-de-folhas, variedade Manteiga da Geórgia – Feltrin®, foram fornecidas periodicamente e substituídas conforme a necessidade, visando manter a qualidade nutricional e também o vigor da população. A caracterização molecular do inseto foi feita antes do início do estudo, a fim de confirmar o biótipo B de *B. tabaci* (Walsh et al., 1991, Simon et al., 1994, De Barro et al., 2003).

Bioensaios. Quando as plantas dos genótipos atingiram cerca de 90 dias de idade (duas folhas totalmente expandidas), as mesmas foram conduzidas ao laboratório e acondicionadas em prateleiras sob iluminação artificial com lâmpadas “super day light” (20W) e fluorescente “plant light” (Grolux F 20W T12 – Sylvania®). As folhas dos genótipos foram individualizadas com gaiolas confeccionados em “voil” (15 cm x 15 cm), as quais foram presos aos pecíolos das folhas com fitilho de cetim. Com auxílio de um aspirador bucal, 25 casais de moscas-brancas foram coletados da criação e liberados no interior das gaiolas e mantidos por um período de 24 horas.

Após esse período, as gaiolas foram retiradas e os insetos adultos removidos das plantas. Sob microscópio estereoscópico (aumento de 40 x), a face abaxial das folhas foi examinada e uma área contendo 30 ovos viáveis por folha foi delimitada com “glitter”. O excedente dos ovos foi retirado com auxílio de hastes flexíveis de algodão (Cotonete®). Foram utilizados três vasos por genótipo e cada folha representou uma

repetição, totalizando seis repetições por genótipo em delineamento inteiramente casualizado.

Os insetos foram avaliados diariamente para a obtenção dos seguintes parâmetros biológicos: período de incubação, período de duração dos instares, período ninfal, viabilidade ninfal, período de desenvolvimento de ovo a adulto e longevidade. A longevidade foi avaliada sob dois cenários (com e sem fonte de alimentação). Para este fim, 20 adultos de *B. tabaci* biótipo B recém-emergidos de cada genótipo foram coletados, sendo 10 deles acondicionados em tubos de ensaio (8,5 cm x 2,5 cm) sem alimento e outros 10 mantidos em tubos de ensaio (8,5 cm x 2,5 cm) junto à folhas dos materiais. Na avaliação de longevidade cada inseto representou uma repetição (10 por cenário) em delineamento inteiramente casualizado.

Análises estatísticas. Os dados dos parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B foram analisados por meio de um modelo misto generalizado (PROC GLIMMIX). A normalidade dos dados foi verificada através do teste de Shapiro-Wilk e a homogeneidade através do teste de Levene (Winer et al., 1991). As médias foram comparadas quando o Teste F apresentou significância ($P \leq 0,05$), utilizando o teste de Fisher LSD Statistical Analysis System, version 9.2 (SAS Institute, 2008).

2.3 Resultados

As médias do período de incubação variaram de 6,08 a 7,03 dias entre os genótipos de couve-de-folhas avaliados (Tabela 2). As maiores médias foram verificadas nos genótipos H e MG ($\geq 7,0$ dias) ($F = 13,24$; gl = 12; $P < 0,0001$), enquanto que os genótipos IMAN W, IAC-CM e MOP induziram os menores períodos de incubação. Os demais genótipos apresentaram médias intermediárias.

A duração do primeiro instar ninfal foi maior nos genótipos MOP, IAC-CM e IMAN W ($F = 6,93$; gl = 12; $P < 0,0001$) e menor em OE, P1C, MG e H (Tabela 2). Os genótipos LG e MG (7,03 e 6,99 dias, respectivamente) foram os que mais prolongaram o segundo instar ninfal ($F = 63,73$; gl = 12; $P < 0,0001$), diferindo da maioria dos genótipos, especialmente de CCB e RI-919, que exigiram menos tempo do inseto para completar essa fase. Para o terceiro instar, o maior período de duração foi verificado em P1C (13,63 dias) ($F = 63,73$; gl = 12; $P < 0,0001$), diferindo de todos os demais genótipos. IMAN W e IAC-CM exigiram os menores períodos para que *B.*

tabaci biótipo B completasse esse estágio ninfal (4,00 e 3,93 dias, respectivamente). As maiores médias de duração no quarto instar foram verificadas em H e P1C ($F = 3,11$; $gl = 12$; $P = 0,0017$), os quais diferiram da maioria dos genótipos. De maneira oposta, IAC-CM mostrou a menor média de duração no período (2,39 dias). Moscas-brancas confinadas ao genótipo P1C (22,68 dias) apresentaram seu período ninfal significativamente prolongado ($F = 8,38$; $gl = 12$; $P < 0,0001$) em relação aos demais genótipos. LG e MG também provocaram ligeiro aumento na fase imatura (17,61 e 17,03 dias, respectivamente), enquanto que RI-919, J e CCB (< 14 dias) exigiram menor tempo para a conclusão da fase jovem da mosca-branca.

O genótipo P1C prolongou o ciclo de ovo a adulto do inseto (29,45 dias), diferindo de todos os outros genótipos ($F = 12,03$; $gl = 12$; $P < 0,0001$) (Fig. 1). RI-919 e CCB apresentaram as menores médias para o período de ovo a adulto (19,89 e 18,89 dias, respectivamente).

Os genótipos VE, OE e H apresentaram a menor viabilidade, abaixo de 85%, enquanto o genótipo RI-919 apresentou a maior viabilidade (100,00%) para ninfas de primeiro instar da mosca-branca ($F = 1,94$; $gl = 12$; $P = 0,0448$) (Tabela 3). A menor viabilidade para o segundo instar foi verificada em IMAN W (86,10%), diferindo de H e OE ($F = 0,96$; $gl = 12$; $P = 0,0042$). No terceiro instar, o genótipo IMAN W apresentou a menor viabilidade (73,38%), diferindo de MG, J, OE, H, G e CCB que apresentaram as maiores viabilidades ($F = 2,46$; $gl = 12$; $P = 0,0104$), com índices acima de 95%. Para o quarto instar, o genótipo MOP apresentou a menor viabilidade (82,02%), diferindo de RI-919, J, OE, MG, H, CCB, LG e IAC-CM que apresentaram índices de viabilidade ninfal acima de 95% ($F = 1,32$; $gl = 12$; $P = 0,0023$). Considerando-se todo o período ninfal, verificou-se que MOP (58,33%), IMAN W (61,99%) e VE (62,21%) permitiram os menores índices de viabilidade. De maneira oposta, MG (92,21%) e CCB (88,33%) propiciaram os maiores índices de viabilidade ($F = 2,11$; $gl = 12$; $P = 0,0286$).

Na presença de alimento, as moscas-brancas provenientes dos genótipos IAC-CM e IMAN W mostraram as menores médias (1,8 e 1,7 dias, respectivamente). CCB (3,8 dias) e P1C (3,2 dias) apresentaram as maiores médias de longevidade ($F = 5,30$; $gl = 12$; $P < 0,0001$), diferindo dos demais materiais (Fig. 2). Na ausência de alimento, a longevidade foi menor em LG, MG e IMAN W (1,0 dia) e maior em CCB (1,6 dias) e OE (1,4 dias) ($F = 3,11$; $gl = 12$; $P = 0,0017$).

2.4 Discussão

O período de incubação médio foi de 5,97 dias. Embora não existam dados disponíveis sobre a biologia do inseto em couve, estudos realizados sob condições ambientais semelhantes reportaram médias de incubação entre 6 e 7 dias para as culturas de feijão-caupi (Rodrigues et al., 2012, Cruz et al., 2014), soja (Silva et al., 2012, Cruz e Baldin, 2016), feijão (Mansaray e Sundufu, 2009) e tomate (Baldin et al., 2005).

A duração média do período ninfal da mosca-branca nos genótipos de couve-de-folhas foi de aproximadamente 16 dias. Esses resultados são similares aos encontrados por Elsey e Farnham (1994), que avaliaram diferentes espécies de brássicas, incluindo a couve-de-folhas, e obtiveram médias de duração da fase jovem variando de 13,0 a 14,8 dias. Diversos estudos mostraram períodos de duração entre 11 e 18 dias em melão (Baldin et al., 2012), soja (Musa e Ren, 2005), feijão (Oriani e Lara, 2000), feijão-caupi (Cruz et al., 2014) e tomate (Baldin et al., 2005). Por se tratar de um inseto altamente polífago, a duração da fase jovem da mosca-branca pode variar significativamente em função do hospedeiro (Byrne e Bellows Jr., 1991) e de condições ambientais (Gerling, 1990). Entretanto, o prolongamento acentuado de fases imaturas do inseto em um determinado genótipo em comparação com outros da mesma espécie sugere a ocorrência de resistência (Painter, 1951).

Em nosso estudo, o genótipo P1C exigiu 22,68 dias até que o inseto pudesse completar a fase jovem; ou seja, cerca de nove dias a mais em comparação com RI-919 (13,45 dias). As ninfas de terceiro instar confinadas ao genótipo P1C necessitaram de 13,63 dias antes de passarem para o quarto instar, ou seja, quase 10 dias a mais do que aquelas confinadas em IAC-CM (3,93 dias), indicando a presença de compostos indesejáveis nas folhas do material. Esse fato pode também estar associado à viabilidade ninfal baixa (66,66%) obtida com os insetos confinados em P1C. O prolongamento da fase imatura verificado em P1C sugere que o material é menos adequado ao desenvolvimento das ninfas de *B. tabaci* biótipo B e indica a expressão de antibiose e/ou antixenose no genótipo (Smith, 2005). Os efeitos antibióticos de uma planta resistente podem ser brandos ou letais, dependendo dos teores ou densidade com que ocorrem e geralmente estão associados a fatores

químicos e/ou morfológicos, tais como a presença de proteínas, aminoácidos, ácidos graxos e tricomas (Panda e Khush, 1995). Insetos que tentam colonizar plantas portadoras de antibiose podem apresentar reduções no tamanho e no peso, elevados índices de mortalidade (principalmente nas fases imaturas), deformidades, além de prolongamentos das fases do ciclo de vida (Painter, 1951).

Considerando-se o período médio de desenvolvimento de ovo a adulto, o genótipo P1C (29,45 dias), seguido por MG (24,03 dias), LG (23,88 dias) e H (23,74 dias) prolongaram o ciclo da mosca-branca indicando a expressão de antibiose, conforme discutido anteriormente. RI-919 e CCB exigiram menor tempo para a conclusão do ciclo e, portanto, apresentam maior suscetibilidade. A duração do ciclo de vida da mosca-branca é afetada por fatores ambientais (Brown e Bird, 1992) e também pela espécie de planta hospedeira, variando de 17 a 22 dias em culturas como a soja (Lima e Lara, 2004), repolho (Villas Bôas et al., 1997), feijão-caupi (Cruz e Baldin, 2014) e de 25 a 27 dias em tomate (Baldin et al., 2005), e poinsettia (Villas Bôas et al., 1997). A diferença entre o tempo exigido para que a mosca-branca completasse o ciclo no genótipo resistente P1C (29,45 dias) e no suscetível CCB (18,89) é superior a 10 dias, ressaltando a importância do uso de genótipos resistentes para o manejo da mosca-branca na cultura da couve-de-folhas.

Além da duração do ciclo, a viabilidade das fases imaturas do inseto confinado a diferentes genótipos é um importante parâmetro para a caracterização de resistência (Panda e Khush, 1995). No presente estudo verificou-se variação nos índices de viabilidade ninfal dentro de cada instar da mosca-branca (71,66 a 100,00%), indicando que a suscetibilidade/resistência pode variar ao longo dos estágios de desenvolvimento do inseto. Considerando-se a viabilidade total da fase imatura, os índices variaram de 58,33% a 92,21%. MOP (58,33%), IMAN W (61,99%) e VE (62,21%) destacaram-se com os menores índices, indicando a ocorrência de resistência por antibiose. No entanto, a expressão conjunta de antibiose e antixenose (alimentação) não pode ser descartada, uma vez que o consumo do inseto não foi quantificado neste estudo. Conforme discutido por outros autores (Panda e Khush, 1995, Diaz-Montano et al., 2006, Stout, 2013), plantas expressando elevados níveis de antixenose podem também causar efeitos deletérios, como subdesenvolvimento, altos índices de mortalidade e atraso no ciclo de vida, em decorrência da presença de fatores inibidores de alimentação, o que pode ser erroneamente atribuído à expressão isolada de antibiose.

Outros estudos identificaram a ocorrência de antibiose e/ou antixenose sobre o mesmo biótipo de mosca-branca, reportando variações de viabilidade entre 36,1% e 100% em abobrinha (Baldin e Beneduzzi, 2010), 68,6% a 89,6% em soja (Cruz e Baldin, 2016), 45,5% a 89,1% em feijão-caupi (Cruz et al., 2014) e 46,8% a 84,8% em algodão (Prado et al., 2015).

A menor longevidade apresentada por adultos de IMAN W e IAC-CM (com alimento) sugere a presença de fatores antibióticos e/ou antixenóticos de resistência. De maneira oposta, adultos da mosca-branca provenientes do genótipo CCB apresentaram maior longevidade, independente da presença ou ausência de alimento, confirmando a maior suscetibilidade do material. Na ausência de alimento, com exceção a CCB (1,6 dias), as médias de longevidade foram próximas (1,0 a 1,3 dias), semelhante ao verificado em trabalhos com o mesmo objetivo em tomate (Baldin et al., 2005) e soja (Silva et al., 2012).

Os dados obtidos nesse estudo mostraram que os genótipos de couve-de-folhas avaliados afetam significativamente o desempenho biológico de *B. tabaci* biótipo B. As diferenças observadas podem ser decorrentes da inadequação de alguns genótipos como fonte alimentar para o inseto, sugerindo a expressão de antibiose (Painter, 1951, Panda e Khush, 1995). Considerando-se todos os parâmetros avaliados, este estudo demonstrou que os genótipos P1C, MG e LG expressam antibiose e/ou antixenose contra *B. tabaci* biótipo B, prolongando o ciclo do inseto. IMAN W, MOP e VE também apresentaram resistência, reduzindo a viabilidade ninfal da mosca-branca. Devido à importância do cultivo de couve-de-folhas no mundo (Lin e Harnly, 2009, Trani et al., 2015) e o grande potencial de danos que *B. tabaci* apresenta para a cultura, a seleção de genótipos resistentes é fundamental e pode representar uma importante ferramenta para o manejo da mosca-branca nas lavouras, principalmente em áreas com histórico de infestação dessa praga. Como parte de nosso estudo mais amplo e que visa a caracterização de genótipos de couve-de-folhas resistentes à mosca-branca, neste trabalho selecionamos alguns genótipos portadores de antibiose e/ou antixenose. Trata-se de um estudo inédito e, embora existam outros aspectos a serem investigados com relação às causas de resistência de couve-de-folhas à mosca-branca (determinação dos teores de cera e caracterizações químicas), as informações apresentadas podem auxiliar nos programas de melhoramento genético focando o desenvolvimento de genótipos resistentes a *B. tabaci* biótipo B.

Agradecimentos

Ao Dr. André Luiz Lourenção pelo fornecimento dos genótipos de couve-de-folhas. À CAPES, pela concessão da bolsa de mestrado ao primeiro autor e ao CNPq, pela Bolsa de Produtividade em Pesquisa (nº 305649/2013-2) concedida ao segundo autor.

Referências citadas

- Agrianual. 2016.** Anuário Estatístico da Agricultura Brasileira. (<http://www.agrianual.com.br>).
- Baldin, E. L. L., J. D. Vendramim, and A. L. Lourenção. 2005.** Resistência de Genótipos de Tomateiro à Mosca-Branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotrop. Entomol. 34: 435-441.
- Baldin, E. L. L., R. A. Beneduzzi, D. R. Souza, and E. S. Souza. 2009.** Resistência de genótipos de abobrinha a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotrop. Entomol. 38: 526-530.
- Baldin, E. L. L., and R. A. Beneduzzi. 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, E. L. L., J. P. G. F. Silva, and L. E. R. Pannuti. 2012.** Resistance of melon cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B. Hortic. Bras. 30: 600-606.
- Brown, J. K., and J. Bird. 1992.** Whitefly-transmitted gemini viruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. Plant Dis. 76: 220-225.
- Brown, J. K., D. Frohlich, and R. Rosell. 1995.** The sweetpotato/silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* (Genn.), or a species complex? Annu. Rev. Entomol. 40: 511-534.

- Byrne, D. N., and T. S. Bellows Jr. 1991.** Whitefly biology. *Ann. Rev. Entomol.* 36: 431-457.
- Byrne, F. J., S. Castle, N. Prabhaker, and N. C. Toscano. 2003.** Biochemical study of resistance to imidacloprid in B biotype *Bemisia tabaci* from Guatemala. *Pest. Manag. Sci.* 59: 347-352.
- Cartea, M. E., M. Lema, M. Francisco, and P. M. Velasco. 2011.** Basic information on vegetable Brassica crops, pp 1-33. *In: J Sadowski e C Kole (eds.), Genetics, genomics and breeding of vegetable brassicas.* Science Publishers, Enfield.
- Coelho, S. A. M. P., A. L. Lourenção, A. M. T. Melo, and E. A. Schammass. 2009.** Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia.* 68: 1025-1035.
- Cruz, P. L., E. L. L. Baldin, and M. J. P. Castro. 2014.** Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. *J. Pest. Sci.* 87: 639-645.
- Cruz, P. L., and E. L. L. Baldin. 2016.** Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on Soybean Genotypes. *Neotrop. Entomol.* doi: 10.1007/s13744-016-0445-3.
- De Barro, P. J., K. D. Scott, G. C. Graham, C. L. Lange, and M. K. Schutze. 2003.** Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Mol. Ecol. Notes.* 3: 40-43.
- Diaz-Montano, J. D., J. C. Reese, W.T. Schapaugh, and L. R. Campbell. 2006.** Characterization of antibiosis and antixenosis to the soybean aphid (Hemiptera: Aphididae) in several soybean genotypes. *J. Econ. Entomol.* 99: 1884-1889.
- Else, K. D., and M. W. Farnham. 1994.** Response of *Brassica oleracea* L. to *Bemisia tabaci* (Gennadius). *Hort. Sci.* 29: 814-817.
- Fanela, T. L. M, E. L. L. Baldin, L. E. R. Pannuti, P. L. Cruz, A. E. M. Crotti, R. Takeara, and M. J. Kato. 2016.** Lethal and inhibitory activities of plant-derived

- essential oils against *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B in tomato. Neotrop. Entomol. 45: 201-210. doi: 10.1007/s13744-015-0356-8.
- Farnham, M. W., and K. D. Elsey. 1995.** Recognition of *Brassica oleracea* L. resistance against the silverleaf whitefly. Hort Sci. 30: 343-347.
- Franco, G. 1960.** Tabela de composição química de alimentos, 3ª ed. Serviço de Alimentação da Previdência Social, Rio de Janeiro, RJ.
- Gerling, D. 1990.** Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. Intercept, Wimborne.
- Hasanuzzaman, A.T. M., M. N. Islam, Y. Zhang, C-Y. Zhang, and T-X Liu. 2016.** Leaf morphological characters can be a factor for intra-varietal preference of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) among eggplant varieties. PLoS ONE. 11(4): e0153880. doi: 10.1371/journal.pone.0153880.
- Kogan, M. 1975.** Plant resistance in pest management, pp. 93-134. *In*: R. L. Metcalf and W. H. Luckman (eds.), Introduction to insect pest management. Wiley, New York.
- Lima, A. C. S., and F. M. Lara. 2004.** Resistance of soybean genotypes to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotrop. Entomol. 33: 71–75.
- Lin L., and J. M. Harnly. 2009.** Identification of the phenolic components of collard greens, collard green, and Chinese broccoli. J. Agric. Food. Chem. 57: 7401-7408.
- Mansaray, A., and A. J. Sundufu. 2009.** Oviposition, development and survivorship of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* on soybean, *Glycine max*, and the garden bean, *Phaseolus vulgaris*. J. Insect Sci. 9: 1–6.

- Musa, P. D., and S-X. Ren. 2005.** Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. *Insect Sci.* 12: 25-30. doi: 10.1111/j.1744-7917.2005.00004.x.
- Naranjo, S. E., and J. P. Legg. 2010.** Biology and ecology of *Bemisia tabaci*, pp. 105-107. *In:* P.A. Stansly, and S.E. Naranjo SE (eds.), *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer, Dordrecht.
- Oriani, M. A. G., and F. M. Lara. 2000.** Antibiosis effects of wild bean lines containing arcelin on *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Homoptera: Aleyrodidae). *An. Soc. Entomol. Brasil.* 29: 573-582.
- Painter, R. H. 1951.** Insect resistance in crop plants. McMillan, New York, USA.
- Panda, N., and G. S. Khush. 1995.** Host plant resistance to insects. CAB International, Oxon.
- Perring, T. M. 2001.** The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop. prot.* 20: 725-737.
- Perring, T. M., A. Cooper, D. J. Kazmer and C. Shields. 1991.** New strain of sweet potato whitefly invades California Vegetables. *Calif. Agr.* 45: 10-12.
- Polston, J. E., P. De Barro, L. M. Boykin. 2014.** Transmission specificities of plant viruses with the newly identified species of the *Bemisia tabaci* species complex. *Pest Manag. Sci.*, v. 70, p. 1547-1552.
- Prabhaker, N., S. Castle, T. J. Henneberry, and N. Toscano. 2005.** Assessment of cross-resistance potential to neonicotinoid insecticides in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Bull. Entomol. Res.* 95: 535-543.
- Prado, J. C., M. F. G. V. Peñaflor, E. Cia, S. S. Vieira, K. I. Silva, L. A. Carlini-Garcia, and A. L. Lourenção. 2015.** Resistance of cotton genotypes with different leaf colour and trichome density to *Bemisia tabaci* biotype B. *J. Appl. Entomol.* doi: 10.1111/jen.12274.

- Rodrigues, N. E. L., A. L. Boiça Jr, and P. R. S. Farias. 2012.** Antibiosis and non-preference for oviposition of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) of cultivars of *Vigna unguiculata* (L.) Walp. Arq. Inst. Biol. 79: 25-31.
- SAS Institute. 2008.** PROC Users Guide. SAS Institute, Cary, North Carolina.
- Silva, L. D., C. Omoto, E. Bleicher, and P. M. Dourado. 2009.** Monitoring the susceptibility to insecticides in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) populations from Brazil. Neotrop. Entomol. 38: 116-125.
- Silva, J. P. G. F., E. L. L. Baldin, E. S. Souza, and A. L. Lourenção. 2012.** Assessing *Bemisia tabaci* (genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. Chilean J. Agric. Res. 72: 516-522.
- Simon, C., F. Frati, A. Beckenbach, B. Crespi, H. Li, and P. Flook. 1994.** Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene-sequences and a compilation of conserved polymerase chain-reaction primers. Ann. Entomol. Soc. America. 87: 651-701.
- Smith, C. M. 2005.** Plant resistance to arthropods. Springer Science & Business, Dordrecht, The Netherlands.
- Stout, M. J. 2013.** Reevaluating the conceptual framework for applied research on host-plant resistance. Insect Sci. 20: 263-272.
- Toscano, N. C., N. Prabhaker, S. J. Castle, and T. J. Henneberry. (2001)** Interregional differences in baseline toxicity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) to the two insect growth regulators, buprofezin and pyriproxyfen. J. Econ. Entomol. 94: 1538–1546.
- Trani, P. E., S. W. Tivelli, S. F. Blat, A. Praela-Pantano, E. P. Teixeira, H. S. Araújo, J. C. Feltran, F. A. Passos, G. J. B. Figueiredo, and M. C. S. S. Novo. 2015.**

Couve de folha: do plantio à pós-colheita. Campinas, Instituto Agronômico Campinas, 36p. (Boletim Técnico, 214).

Valle, G. E., and A. L. Lourenção. 2002. Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotrop. Entomol. 31: 285-295.

Villas Bôas, G. L., F. H. França, A. C. Ávila, I. C. Bezerra. 1997. Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii*. Circular Técnica da Embrapa Hortaliças, 9. EMBRAPA-CNPV, Brasília.

Villas Bôas, G. L. 2005. Manejo integrado de mosca-branca. EMBRAPA CNPV, Brasília, DF.

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

Winer, B. J., D. R. Brown, and K. M. Michels. 1991. Statistical Principles in Experimental Design. McGraw-Hill, New York, New York.

Tabela 1. Nome, código e características das folhas dos genótipos de couve-de-folhas avaliados para resistência a *Bemisia tabaci* biótipo B.

Nome original	Código	Características das folhas
Roxa I 919	R I-919	Nervuras arroxeadas;*
Crespa de Capão Bonito	CCB	Nervuras proeminentes;*
Verde Escura	VE	Coloração verde-escura;*
Pires 1 de Campinas	P1C	Nervuras branco-esverdeadas;*
Japonesa	J	Coloração verde-brilhante;*
Hortolândia	H	Limbo orbicular;*
Orelha de Elefante	OE	Margem denticulada;*
Arthur Nogueira 1	IMAN W	Limbo oval-oblongo;*
Campinas Mendonça	IAC-CM	Folhas macias ao tato;*
Manteiga Osvaldo Pires	MOP	Limbo oval;*
Guaranésia	G	Bordos serrilhados;***
Leguminosa 1	LG	Coloração verde-clara***
Manteiga da Geórgia	MG	Coloração verde-escuro**

* Descrição feita conforme Trani et al. 2015.

** Fonte: Sites Feltrin e Horticeres.

*** Informação pessoal.

Tabela 2. Médias ($\pm$ EP) de duração de período de incubação, estágios ninfais e período ninfal de *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, sob condições de laboratório ($26 \pm 2^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E).

Genótipo	Duração (dias) ¹					
	Incubação	1° instar	2° instar	3° instar	4° instar	Período ninfal
P1C	6,77 $\pm$ 0,11 abc	1,55 $\pm$ 0,13 b	4,09 $\pm$ 0,31 cd	13,63 $\pm$ 1,49 a	3,40 $\pm$ 0,37 ab	22,68 $\pm$ 2,21 a
LG	6,27 $\pm$ 0,17 ef	1,75 $\pm$ 0,17 ab	7,03 $\pm$ 0,11 a	6,24 $\pm$ 0,40 bcd	2,60 $\pm$ 0,26 de	17,61 $\pm$ 1,07 b
MG	7,00 $\pm$ 0,06 ab	1,05 $\pm$ 0,02 c	6,99 $\pm$ 0,11 a	6,07 $\pm$ 0,26 bcd	2,91 $\pm$ 0,18 bcde	17,03 $\pm$ 1,13 bc
H	7,03 $\pm$ 0,05 a	1,03 $\pm$ 0,02 c	4,59 $\pm$ 0,30 c	7,54 $\pm$ 0,26 b	3,52 $\pm$ 0,11 a	16,70 $\pm$ 1,10 bcd
MOP	6,08 $\pm$ 0,06 f	1,88 $\pm$ 0,06 a	6,33 $\pm$ 0,16 b	5,52 $\pm$ 0,67 cde	2,67 $\pm$ 0,19 cde	16,44 $\pm$ 0,88 bcd
G	6,27 $\pm$ 0,10 ef	1,61 $\pm$ 0,11 ab	6,64 $\pm$ 0,18 ab	5,21 $\pm$ 0,30 de	2,73 $\pm$ 0,12 cde	16,20 $\pm$ 0,94 bcd
VE	6,32 $\pm$ 0,09 ef	1,80 $\pm$ 0,08 ab	3,76 $\pm$ 0,20 d	7,20 $\pm$ 0,71 b	3,03 $\pm$ 0,05 abcd	15,82 $\pm$ 0,94 bcde
OE	6,61 $\pm$ 0,05 cd	1,55 $\pm$ 0,13 b	4,54 $\pm$ 0,13 c	6,34 $\pm$ 0,38 bcd	3,18 $\pm$ 0,14 abc	15,62 $\pm$ 0,83 bcdef
IAC-CM	6,11 $\pm$ 0,07 f	1,86 $\pm$ 0,07 a	6,62 $\pm$ 0,16 ab	3,93 $\pm$ 0,60 e	2,39 $\pm$ 0,14 e	14,83 $\pm$ 0,87 cdef
IMAN W	6,11 $\pm$ 0,07 f	1,86 $\pm$ 0,07 a	6,26 $\pm$ 0,19 b	4,00 $\pm$ 0,35 e	2,80 $\pm$ 0,19 cde	14,48 $\pm$ 0,78 def
J	6,75 $\pm$ 0,08 bc	1,60 $\pm$ 0,12 ab	4,17 $\pm$ 0,33 cd	7,01 $\pm$ 0,32 bc	2,47 $\pm$ 0,15 de	13,67 $\pm$ 0,97 ef
CCB	6,22 $\pm$ 0,08 ef	1,80 $\pm$ 0,08 ab	2,26 $\pm$ 0,05 e	6,75 $\pm$ 0,29 bcd	2,84 $\pm$ 0,24 cde	13,67 $\pm$ 0,92 ef
RI-919	6,43 $\pm$ 0,08 de	1,68 $\pm$ 0,13 ab	2,72 $\pm$ 0,19 e	6,50 $\pm$ 0,24 bcd	2,53 $\pm$ 0,14 de	13,45 $\pm$ 0,87 f

¹ Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($P > 0,05$).

Tabela 3. Médias ($\pm$ EP) de viabilidade ninfal de *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, sob condições de laboratório ($26 \pm 2^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E).

Genótipo	Viabilidade ninfal (%) ¹				
	1° instar	2° instar	3° instar	4° instar	Período ninfal
MOP	86,66 $\pm$ 7,84 abc	94,36 $\pm$ 3,10 ab	83,68 $\pm$ 9,42 bcd	82,02 $\pm$ 13,23 b	58,33 $\pm$ 12,47 e
IMAN W	96,66 $\pm$ 2,11 ab	86,10 $\pm$ 3,82 b	73,38 $\pm$ 10,92 d	87,20 $\pm$ 16,26 ab	61,99 $\pm$ 9,70 de
VE	71,66 $\pm$ 8,77 c	95,70 $\pm$ 2,88 ab	91,39 $\pm$ 3,37 abc	93,38 $\pm$ 4,56 ab	62,21 $\pm$ 10,81 de
LG	85,55 $\pm$ 8,55 abc	92,97 $\pm$ 3,06 ab	85,21 $\pm$ 3,97 cbd	96,99 $\pm$ 1,93 a	66,10 $\pm$ 7,86 cde
P1C	89,99 $\pm$ 4,71 ab	96,44 $\pm$ 1,81 ab	80,67 $\pm$ 7,71 cd	92,56 $\pm$ 3,89 ab	66,66 $\pm$ 10,71 bcde
IAC-CM	94,44 $\pm$ 4,92 ab	89,30 $\pm$ 3,74 ab	90,17 $\pm$ 3,37 abc	95,98 $\pm$ 2,68 a	74,44 $\pm$ 9,30 abcde
OE	83,33 $\pm$ 8,03 bc	98,88 $\pm$ 1,11 a	97,18 $\pm$ 2,18 ab	100,00 $\pm$ 0,00 a	79,44 $\pm$ 6,69 abcde
H	83,88 $\pm$ 5,19 bc	98,88 $\pm$ 0,70 a	97,12 $\pm$ 2,25 ab	99,24 $\pm$ 0,76 a	79,44 $\pm$ 3,38 abcde
J	87,22 $\pm$ 6,91 abc	87,57 $\pm$ 11,53 ab	98,00 $\pm$ 1,82 ab	100,00 $\pm$ 0,00 a	82,00 $\pm$ 6,71 abcd
RI-919	100,00 $\pm$ 0,00 a	92,21 $\pm$ 5,87 ab	93,84 $\pm$ 3,14 abc	100,00 $\pm$ 0,00 a	86,10 $\pm$ 5,19 abc
G	97,77 $\pm$ 2,22 ab	97,22 $\pm$ 1,80 ab	96,58 $\pm$ 1,75 ab	95,19 $\pm$ 2,01 ab	86,66 $\pm$ 2,72 abc
CCB	95,55 $\pm$ 2,05 ab	96,91 $\pm$ 2,01 ab	96,51 $\pm$ 1,49 ab	98,76 $\pm$ 0,78 a	88,33 $\pm$ 3,42 ab
MG	96,10 $\pm$ 2,64 ab	97,00 $\pm$ 2,26 ab	100,00 $\pm$ 0,00 a	99,44 $\pm$ 0,56 a	92,21 $\pm$ 4,01 a

¹ Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($P > 0,05$).

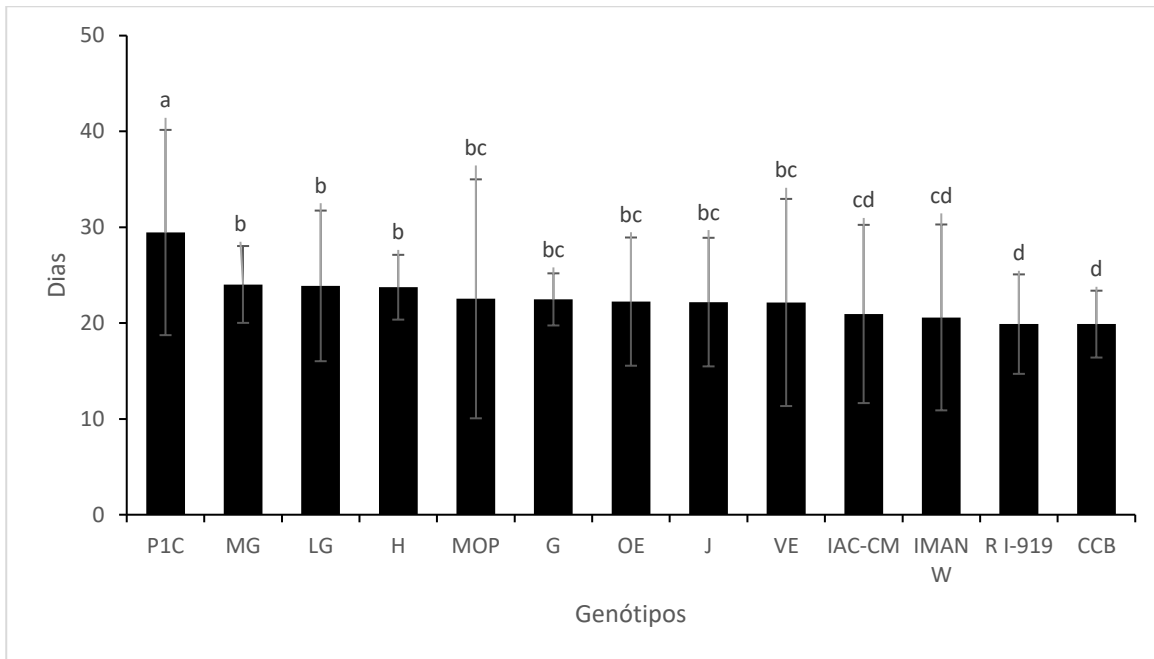


Fig. 1. Período médio (dias $\pm$ EP) de desenvolvimento (ovo-adulto) de *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de couve-de-folhas, sob condições de laboratório ($26 \pm 2^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E). Médias seguidas de mesma letra, por coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($F = 12,03$; $gl = 12$, $P < 0,0001$).

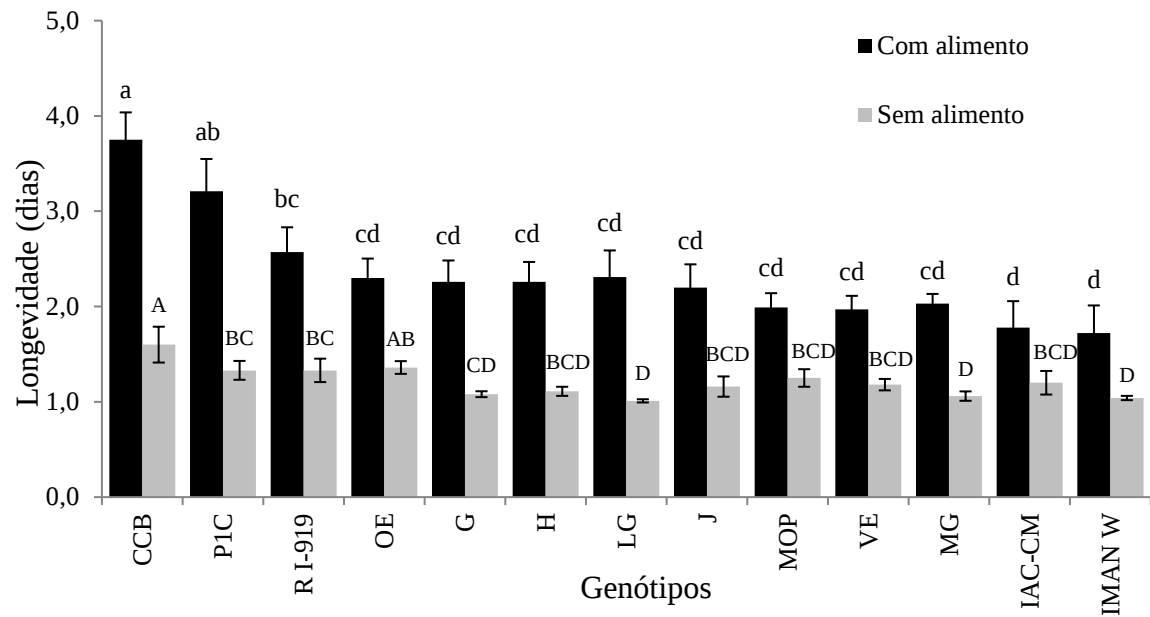


Fig 2. Longevidade média de adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B com e sem alimento, sob condições de laboratório ($26 \pm 2^\circ\text{C}$; $60 \pm 10\%$ U.R.; fotoperíodo de 12:12 L:E). Médias seguidas de mesma letra minúscula ou maiúscula, por coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD (com alimento: $F = 5,30$; $gl = 12$; $P < 0,0001$, sem alimento: $F = 3,11$; $gl = 12$; $P = 0,0017$)

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Em virtude da busca pela redução do uso de inseticidas sintéticos aplicados em cultivos de couve-de-folhas, o interesse por genótipos resistentes vem aumentando entre os produtores. A adoção de materiais resistentes destaca-se como uma importante tática a ser implantada no programa de manejo desta cultura, uma vez que reduz o nível populacional dos insetos-praga, podendo ser empregada associada a outras ferramentas do MIP, como o controle químico, biológico, cultural, entre outros.

Os resultados apresentados neste trabalho destacam genótipos promissores quanto à resistência para a mosca-branca. Os genótipos HS-20, OE e VA foram menos atrativos aos adultos deste inseto-praga, indicando expressão de antixenose e sugerindo que o cultivo desses genótipos em conjunto com outros tende a ser menos infestado pelo inseto. VE e J são os genótipos que apresentaram maior estabilidade de resistência, sendo os menos ovipositados em ensaios com e sem chance de escolha. Sugere-se que avaliações quanto aos fatores de resistência, como a presença de voláteis, coloração e teor de cera, sejam aprofundadas em estudos futuros, a fim de melhor correlacionar a influência dos mesmos com a infestação do inseto.

Este estudo também demonstrou que os genótipos P1C, MG e LG expressam antibiose e/ou antixenose contra *B. tabaci* biótipo B, prolongando o ciclo do inseto. IMAN W, MOP e VE também apresentaram esse mecanismo de resistência, reduzindo a viabilidade ninfal da mosca-branca. A expressão conjunta de antibiose e antixenose (alimentação) não pode ser descartada, uma vez que o consumo do inseto não foi quantificado neste estudo. O uso da técnica do EPG (Electrical Penetration Graph) pode ser útil na caracterização dos dois mecanismos e será objeto de pesquisa futura.

CONCLUSÕES

- Os genótipos HS-20, OE e VA são menos atrativos aos adultos deste inseto-praga, indicando expressão de antixenose à *Bemisia tabaci* biótipo B;
- Os genótipos VE, P1C, CCB, RI-919, H e J são menos ovipositados em teste sem chance de escolha, indicando expressão de antixenose;
- Os genótipos VE e J apresentaram maior estabilidade de resistência, sendo os menos ovipositados tanto em ensaio de livre escolha como em ausência de escolha;
- Os genótipos P1C, MG, LG prolongam o ciclo da mosca-branca, indicando a expressão de antibiose e/ou antixenose contra *B. tabaci* biótipo B;
- MOP, IMAN W e VE reduzem a viabilidade ninfal, indicando a ocorrência de resistência por antibiose e/ou antixenose.

REFERÊNCIAS

AGRIANUAL. **Anuário Estatístico da Agricultura Brasileira**, 2016. Disponível em: <<http://www.agrianual.com.br/>>. Acesso em: 07 dez. 2016.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTALIÇAS 2016. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2016. 64 p.

BALDIN, E. L. L.; VENDRAMIM, J. D.; LOURENÇÃO, A. L. Resistência de Genótipos de Tomateiro à Mosca-Branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 3, p. 435-441, 2005.

BERLINGER, M. J. A yellow sticky trap for whiteflies: *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* (Aleyrodidae). **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 27, p. 98-102, 1980.

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.

BORROR, D. J.; DeLONG, D. M. **Estudo dos insetos**. Cengage Learning, São Paulo, p. 809, 2011.

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

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

BROWN, J. K.; FROLICH, 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, 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.

CARTEA, M. E.; LEMA, M.; FRANCISCO, M.; VELASCO, P. M. Basic information on vegetable Brassica crops. In: SADOWSKI, J.; KOLE, C. (Eds.). **Genetics, genomics and breeding of vegetable brassicas**. Enfield: Science Publishers, p. 1-33, 2011.

COELHO, S. A. M. P.; LOURENÇÃO, A. L.; MELO, A. M. T.; SCHAMMASS, E. A. Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia** (São Paulo, SP. Impresso), v. 68, p. 1025-1035, 2009.

COOMBE, P. E. Visual behaviour of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum*. **Physiological Entomology**, v. 7, p. 243-251, 1982.

COSTA, H. S., BROWN, J. K., SIVASUPRAMANIAM, S., BIRD, J. Regional distribution, insecticide resistance, and reciprocal crosses between the A and B biotypes of *Bemisia tabaci*. **Insect Science and its Application**, v. 14, p. 255-66, 1993.

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** 87: 639-645, 2014.

CRUZ, P. L.; BALDIN, E. L. L. Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on Soybean Genotypes. **Neotropical Entomology**, doi: 10.1007/s13744-016-0445-3, 2016.

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

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3 ed. Viçosa, Editora UFV, 2008. 421 p.

FRANÇA, F. H.; VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. Ocorrência de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) no Distrito Federal. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 25, p. 369-372, 1996.

FRANCO, G. **Tabela de composição química de alimentos**. 3. ed. Rio de Janeiro: Serviço de Alimentação da Previdência Social, 1960. 194 p.

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.

GENNADIUS, P. Disease of the tobacco plantations in the Trikonía. The aleurodid of tobacco. **Ellenike Georgia**, v. 5, p. 1-3, 1889.

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

HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. A. de A.; ALENCAR, J. A. de; BARBOSA, F. R.; MOREIRA, A. N. **Aspectos biológicos, danos e estratégias de controle da mosca branca**. Petrolina: EMBRAPA-CPATSA, p. 32, 2000. (Circular Técnica, 55).

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, p. 15-20, 2004.

HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. A. A.; ALENCAR, J. A.; BARBOSA, F. R.; PARANHOS, P. J. **Manejo da mosca-branca na cultura do tomate**. Petrolina: Embrapa Semi Árido, p. 16, 2005. (Circular Técnica, 81).

HASANUZZAMAN, A. T. M.; ISLAM, M. N.; ZHANG, Y.; ZHANG, C-Y; LIU, T-X. Leaf morphological characters can be a factor for intra-varietal preference of whitefly

Bemisia tabaci (Hemiptera: Aleyrodidae) among eggplant varieties. **PLoS ONE**. doi: 10.1371/journal.pone.015388, 2016.

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 Plant Pathology**, v. 109, p. 195-219, 2003.

KOGAN, M. Plant resistance in pest management. In: METCALF, R. L.; KUCKMANN. **Introduction to insect pest management**. New York: John Wiley-Sonsp. p. 103-146, 1975.

LACERDA, J. T.; CARVALHO, R. A. Descrição e manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia* spp.) transmissora de geminivírus em culturas econômicas. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v. 2, n. 2, p. 15-22, 2008.

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

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.

LORENZI, H. **Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas**. 3. ed., Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2006. 608 p.

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

LOURENÇÃO, A. L.; 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.; MARABAYASHI, J. M. (Org.). **Avanços em fitossanidade**. Botucatu: Unesp/Fepaf, p. 33-54, 2011.

MARTIN, J. H; MOUND, L. A. An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). **Zootaxa** **1492**, p. 1-84, 2007.

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.

MOREAU, T. L.; ISMAN, M. B. Trapping whiteflies? A comparison of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) responses to trap crops and yellow sticky traps. **Pest Management Science**, v. 67, p. 408–413. doi:10.1002/ps.2078, 2011.

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

MOUND, L. A., HALSEY, S. H. **Whitefly of the world**. British Museum (Natural History), London, John Wiley & Sons, 1978. 340 p.

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.

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

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

PANDA, N. **Principles of host-plant resistance to insect pests**. New York: Osmun, 1979. 386 p.

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.; TOSCANO, N. C.; COUDRIET, D. L. Comparison of neem, urea, and amitraz as oviposition supressants and larvicides against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 92, p. 40-46, 1999.

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, J. C.; PEÑAFLORES, M. F. G. V.; CIA, E.; VIEIRA, S. S.; SILVA, K. I.; CARLINI-GARCIA, L. A.; LOURENÇÃO, A. L. Resistance of cotton genotypes with different leaf colour and trichome density to *Bemisia tabaci* biotype B. **Journal of Applied Entomology**, doi: 10.1111/jen.12274, 2015.

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

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.

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.

SMITH, C. M. **Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches**. Berlin: Springer, 2005. 243 p.

SUMMERS, C. G.; NEWTON JUNIOR, A. S.; ESTRADA, D. Intraplant and interplant movement of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) crawlers. **Environmental Entomology**, v. 25, n. 6, p. 1360-1364, 1996.

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, p. 1055-1105, 2009.

VILLAS BÔAS G. L.; FRANÇA F.; DE ÁVILA A. C.; BEZERRA I. C. **Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring (Homoptera: Aleyrodidae) no Distrito Federal**. Brasília: EMBRAPA, 1997. 11 p. (Circular Técnica, 9).

VILLAS BÔAS, G. L. **Manejo integrado de mosca-branca**. Brasília, DF: EMBRAPA CNPH, 2005. 6 p. (Comunicado Técnico, 28).

APENDICE A – Criação permanente de mosca-branca, FCA – UNESP, Botucatu-SP, 2015-2016.



APENDICE B – Avaliação no ensaio com chance de escolha. A – Uso de espelho para contagem de adultos de mosca-branca na face abaxial das folhas; B – Contagem de ovos com auxílio de microscópio estereoscópio em laboratório. Botucatu-SP, 2015-2016.



APENDICE C – Ensaio de preferência para oviposição sem chance de escolha. A e B – genótipos infestados individualmente em gaiolas metálicas revestidas com “voil”; C – medidor de área foliar. Botucatu-SP, 2015-2016

