

THAIS LOHAINE BRAGA DOS SANTOS

**CARACTERIZAÇÃO DE ANTIXENOSE E ANTIBIOSE DE GENÓTIPOS DE
FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris* L.) SOBRE *Bemisia tabaci* (Genn.) BIÓTIPO B
(HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)**

Botucatu

2018

THAIS LOHAINE BRAGA DOS SANTOS

**CARACTERIZAÇÃO DE ANTIXENOSE E ANTIBIOSE DE GENÓTIPOS DE
FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris* L.) SOBRE *Bemisia tabaci* (Genn.) 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: Edson Luiz Lopes Baldin

Coorientador: Leandro do Prado Ribeiro

Botucatu

2018

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

Santos, Thais Lohaine Braga dos, 1981-
S237c Caracterização de antixenose e antibiose de genótipos de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sobre *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) / Thais Lohaine Braga dos Santos. - Botucatu: [s.n.], 2018
90 p.: fots. color., grafs., tabs.

Dissertação (Mestrado)- Universidade Estadual Paulista Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2018

Orientador: Edson Luis Lopes Baldin
Coorientador: Leandro do Prado Ribeiro
Inclui bibliografia

1. Mosca-branca. 2. Feijão-commun. 3. Resistência de plantas a insetos. 4. Tricomas. 5. Colorimetria. I. Baldin, Edson Luis Lopes. II. Ribeiro, Leandro do Prado. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

Elaborada por Ana Lucia G. Kempinas - CRB-8:7310

"Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte"



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Botucatu

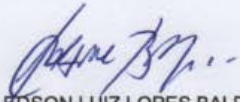


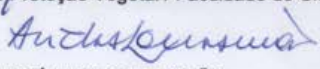
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO


TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: CARACTERIZAÇÃO DE ANTIXENOSE E ANTIBIOSE DE GENÓTIPOS DE FEIJÃO (*Phaseolus vulgaris* L.) SOBRE *Bemisia tabaci* (Genn.) BIÓTIPO B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

AUTORA: THAIS LOHAINE BRAGA DOS SANTOS
ORIENTADOR: EDSON LUIZ LOPES BALDIN
COORIENTADOR: LEANDRO DO PRADO RIBEIRO

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 Agronômicas de Botucatu


DR. ANDRÉ LUIZ LOURENÇÃO
Entomologia / INSTITUTO AGRONÔMICO DE CAMPINAS


Prof. Dr. BRUNO HENRIQUE SARDINHA DE SOUZA
Departamento de Entomologia / UFLA - Universidade Federal de Lavras

Botucatu, 25 de abril de 2018

DEDICO

Dedico em primeiro lugar a Deus que iluminou, me protegeu e guiou o meu caminho durante esta caminhada da minha vida.

À minha mãe Elizabeth Braga por ser a grande responsável pela minha formação pessoal, pelo amor, incentivo, apoio durante mais esta etapa na minha vida.

Ao meu pai Newton Francisco (in memoriam).

Ao meu irmão Luiz Felipe, por todo apoio, carinho e incentivo.

Às minhas tias e primos por todo apoio, carinho e incentivo.

Amo vocês!

AGRADECIMENTOS

A Deus.

Ao Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin, pela orientação, por confiar em meu trabalho e ser um exemplo de pessoa, profissional e pesquisador.

Ao Dr. André Luiz Lourenção, do Instituto Agronômico (IAC), pelo fornecimento de sementes de feijão utilizadas durante a execução desta pesquisa.

Ao Dr. Leandro do Prado Ribeiro, pela co-orientação, e auxílio durante a execução desta pesquisa.

À Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu, em especial ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Proteção de Plantas, pela oportunidade e suporte para a realização do Mestrado.

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

Aos professores e funcionários do Departamento de Proteção Vegetal, pela amizade, atenção e serviços prestados.

Aos funcionários da biblioteca da UNESP/FCA e às funcionárias da Seção de Pós-Graduação da UNESP/FCA, pela colaboração.

À minha amiga Camila Souza, pela amizade, companheirismo, ensinamentos, momentos de diversão e pelo grande auxílio na execução deste trabalho.

Aos meus amigos Thiago Fanela e Muriel Soares, pela amizade, ensinamentos, incentivo, companheirismo, momentos de diversão e auxílio na execução deste trabalho.

Aos meus amigos do Mato Grosso, Joana Ricas, Fabiano Schirmer, Bruna Favetti Leonardo Turchen pelo apoio incondicional, incentivo e por estarem sempre presentes.

A Thaís Peres, pela amizade, companheirismo e incentivo.

Às minhas amigas Carol Silva e Izabel Thais, pela amizade, companheirismo e momentos de diversão.

A Jéssica Karine, pela amizade, incentivo, companheirismo e momento de diversão.

Ao Dr. Cristiano Nunes Nesi, pelo auxílio nas análises dos dados.

Aos colegas do Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI): Georgea Domingos, Ivana Fernandes, Nádia Bueno, Rafaela Morando Vinícius Canassa, José Paulo Bentivenha, Luiz Felipe, Matheus Sacilotto, Willian Dias, Vinicius Suarez, Rodrigo Faria e Sabrina Ongaratto, pelo convívio, momentos de distração e ensinamentos.

Agradeço a todas as pessoas que contribuíram, direta ou indiretamente, para a execução deste trabalho.

Muito Obrigada a todos!

RESUMO

O feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae) apresenta elevado potencial produtivo e é um dos alimentos mais consumidos em todo o mundo. Dentre os fatores que ocasionam queda de produtividade na cultura do feijoeiro, destaca-se o ataque de insetos-praga como a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae), em função dos intensos danos diretos e indiretos que podem ocasionar as plantas dessa leguminosa. Seu controle é realizado principalmente por meio de aplicações de inseticidas sintéticos, muitas vezes utilizadas em doses acima das recomendadas, favorecendo a seleção de insetos resistentes. O uso de genótipos resistentes pode ser uma estratégia eficiente para o manejo integrado da mosca-branca nas lavouras. Assim, este trabalho avaliou a possível expressão de antixenose e antibiose a partir de 78 genótipos de feijoeiro. Análises físicas e morfológicas das folhas também foram realizadas, a fim de identificar possíveis fatores de resistência dos genótipos a *B. tabaci* biótipo B. Inicialmente, realizaram-se ensaios com e sem chance de escolha (antixenose), onde avaliou-se o número de adultos, ovos e a colonização por ninfas nos genótipos de feijão. Análises colorimétricas e a caracterização (tipificação e densidade) dos tricomas existentes foram realizadas a fim de se estabelecer possíveis correlações com a colonização do inseto nesta etapa. Posteriormente, avaliou-se o desempenho biológico do inseto confinado a 17 genótipos previamente selecionados (Capítulo 1), a fim de caracterizar a expressão de antibiose. Para tanto, foram avaliados os seguintes parâmetros biológicos: período de incubação, período de duração dos instares, período ninfal total, período de desenvolvimento de ovo a adulto, mortalidade por ínstar ninfal e viabilidade ninfal. No teste de anixenose com chance de escolha, os genótipos BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guará, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã apresentaram menor oviposição e colonização por ninfas da mosca-branca. Em teste sem chance de escolha, a maioria dos genótipos revelou baixa colonização por adultos da mosca-branca, com destaque para CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança. Verificou-se que os genótipos em que se constatou o maior número de adultos no ensaio sem chance de escolha apresentaram alta intensidade de

luminosidade (L^*), verde (a^*) e amarelo (b^*), indicando correlação positiva desses fatores com a atratividade e oviposição da mosca-branca. Nos genótipos BRS Ametista, SCS 204 Predileto, BRS-Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guará, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 e IAC Esperança a resistência se mostrou mais estável, manifestando-se também, em elevados níveis (≤ 20 adultos por folíolo e ≤ 1 ovo/cm²) no ensaio sem chance de escolha. No ensaio de antibiose, o genótipo CHIP 300 ocasionou um prolongamento acentuado no período de ovo a adulto (~ 10 dias), enquanto que os genótipos BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, CHIP 300, IPR Eldorado, H96A102-1-1-1-52 e CHIB 06 afetaram negativamente a viabilidade e mortalidade das ninfas da mosca-branca, sugerindo elevados níveis de resistência por antibiose e/ou antixenose. Esses genótipos constituem potenciais fontes de resistência a *B. tabaci* biótipo B e podem ser explorados em programas de melhoramento genético que visam a obtenção de linhagens resistentes a insetos.

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

ABSTRACT

The common bean, *Phaseolus vulgaris* L., (Fabaceae) has a high yield potential and is one of the most consumed food in the world. Among the factors that negatively affect the common bean yield, the occurrence of silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius, 1889 biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) has been highlighted due to its direct and indirect damage. *B. tabaci* are almost exclusively managed by insecticide sprays where the over-application and indiscriminate use of pesticides has had several adverse consequences like insecticide resistance development. Host-plant resistance may be a valuable strategy for the integrated management of *B. tabaci*. Therefore, this work aimed to evaluate the effect of 80 bean genotypes to this insect to verify the occurrence of antixenosis and antibiosis. Initially, multiple-choice trials were carried out, in order to evaluate the oviposition and the nymphs colonization preference. Morphological characteristics of leaf trichomes (size and density) and colorimetric analyses were performed to establish possible correlations between genotypes and insect colonization. Subsequently, 17 bean genotypes were selected and a no-choice test was conducted to verify the occurrence of antibiosis (Chapter 1). Therefore, we evaluated the incubation period of eggs, nymphal period, complete development period (egg-adult) and viability of the silverleaf whitefly nymphs. From the results of the multiple-choice trial, genotypes BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, IAPAR 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guar, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Et, IAC Ybat e Tybatã were the least used for oviposition and nymphs colonization. In the no-choice test, most genotypes were less attractive to *B. tabaci* and genotypes CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança had less oviposition. The most attractive genotypes presented high luminosity (L^*) and more intense green (a^*) and yellow (b^*) colors indicating positive. Besides that, genotypes BRS Ametista, SCS 204 Predileto, BRS Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guar, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 and IAC Esperança showed the highest resistance stability and high resistance level was observed in the no-choice test (≤ 20 adults/leaflet and ≤ 20 eggs/cm²). The genotype CHIP 300 prolonged the developmental period from egg to adult (~ 10 d) and BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, CHIP 300, IPR

Eldorado, H96A102-1-1-1-52 and CHIB 06 caused nymphal mortality suggesting high levels of antibiosis and antixenosis. Thus, these genotypes are promising for use in breeding programs to develop resistance to whitefly aimed at its implementation on integrated management of *B. tabaci* in common bean crops.

Keywords: whitefly, common bean, resistance of plants to insects, antixenosis, antibiosis, trichomes, colorimetry.

LISTA DE FIGURAS

1 Capítulo I – Busca por fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos brasileiros de feijão-comum frente à mosca-branca

Figura 1 - Dendrograma obtido a partir da análise de agrupamento com base na similaridade da preferência de *Bemisia tabaci* biótipo B (ensaio com chance de escolha) por genótipos de feijão-comum. A distância euclidiana média foi utilizada como medida de dissimilaridade e o método da média (*average*) como estratégia de agrupamento.....52

Figura 2 - Colonização de *Bemisia tabaci* biótipo B em genótipos de feijão, em ensaio sem chance de escolha: A) Médias (\pm EP) do número de adultos após 3 dias da infestação; B) Médias (\pm EP) da densidade de ovos/cm² após 3 dias da infestação; C) Médias (\pm EP) da densidade de ninfas/cm² após 18 dias da infestação. Médias seguidas de letras distintas, dentro de cada variável, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição quasi-poisson (número de adultos) ou Gaussiana (número de ovos/cm²), seguido por teste de contraste, $p < 0,05$).....54

Figura 3 - Adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B observados sobre folíolos de feijão-comum: A) inseto com mobilidade normal em folíolo com menor densidade de tricomas (genótipo Pérola) e B) inseto preso e morto em folíolo com alta densidade de tricomas (genótipo IPR Garça).....56

Figura 4 - Caracterização dos tipos de tricomas na face abaxial dos folíolos de feijão-comum: A) tipo III; B) tipo V; C) tipo Vb e D) tipo VII.....57

Figura 5 - (A) Carregamento da análise de componentes principais (PCA) e (B) carregamento da análise de correlação canônica (CCA) entre as variáveis analisadas (preferência hospedeira, parâmetros dos genótipos, densidade de tricomas e intensidade de cor).....59

2 Capítulo II Desempenho biológico de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em 17 genótipos de feijão-comum

Fig 1 Etapas do ensaio de avaliação do desempenho biológico de *Bemisia tabaci* biótipo B em diferentes genótipos de feijão-comum: A) plantas em estágio fenológico adequado para o ensaio; B) liberação das moscas-brancas no interior das gaiolas de

“voil”; C) gaiolas imediatamente fechadas após a liberação dos insetos e D) visão geral do ensaio conduzido em casa-de-vegetação.....	77
Fig 2 Médias (\pm EP) do período de desenvolvimento de ovo a adulto (em dias) de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em diferentes genótipos de feijão-comum, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).....	80
Fig 3 Médias (\pm EP) da mortalidade de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B nos diferentes instares de desenvolvimento imaturo quando confinadas em diferentes genótipos de feijão-comum. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).....	81
Fig 4 Médias (\pm EP) da percentagem de viabilidade ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em diferentes genótipos de feijão-comum, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).....	82
5 Fig 5 Diferentes estágios de vida de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B observados sobre folíolos dos genótipos de feijão suscetível Pérola (A, C e E) e do resistente por antibiose CHIP 300 (B, D e F).....	83

LISTA DE TABELAS

1 Capítulo I – Busca por fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos brasileiros de feijão-comum frente à mosca-branca

Tabela 1. Origem e características dos genótipos de feijão-comum *Phaseolus vulgaris* L., (Fabaceae), estudados frente à *Bemisia tabaci* biótipo B.....45

Tabela 2. Médias (\pm EP) de adultos, ovos/cm² e ninfas/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B presentes em diferentes genótipos de feijão-comum, em ensaio com chance de escolha.....49

Tabela 3. Densidade (média \pm EP) e tipificação de tricomas na superfície abaxial de folhas de diferentes genótipos de feijão-comum..... 55

Tabela 4. Médias (\pm EP) dos parâmetros avaliados na análise colorimétrica, da superfície adaxial das folhas de diferentes genótipos de feijão-comum.....58

Tabela 5. Cargas de fator da análise de correlação canônica (CCA).....60

2 Capítulo II – Desempenho biológico de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em 17 genótipos de feijão-comum

Tabela 1 Lista de genótipos de feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae) e respectivas características avaliadas para resistência a *Bemisia tabaci* biótipo B....78

Tabela 2 Médias (\pm EP) da duração do período de incubação, dos estágios ninfais e do período ninfal total de *Bemisia tabaci* biótipo B em diferentes genótipos de feijão-comum, em casa de vegetação.....79

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	19
CAPÍTULO 1- Busca por fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos brasileiros de feijão-comum frente à mosca-branca	24
Resumo.....	24
Abstract.....	25
Introdução.....	26
Material e métodos.....	28
Resultados.....	31
Discussão.....	35
Agradecimentos.....	38
Referências.....	39
CAPÍTULO 2- Desempenho biológico de <i>Bemisia tabaci</i> (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em 17 genótipos de feijão-comum	61
Resumo.....	61
Abstract.....	61
Introdução.....	62
Material e métodos.....	64
Resultados.....	66
Discussão.....	67
Agradecimentos.....	70
Referências.....	70
CONSIDERAÇÕES FINAIS	85
REFERÊNCIAS	87

INTRODUÇÃO GERAL

O feijão *Phaseolus vulgaris* é um dos alimentos mais consumidos em todo o mundo (FAO, 2015). O Brasil é um dos maiores produtores de feijão, com produção anual de cerca de 3 milhões de toneladas (CONAB, 2017). O feijoeiro representa uma importante fonte de proteína, vitaminas e sais minerais, fazendo parte da dieta de milhares de pessoas em todos os continentes (BROUGHTON et al., 2003; KASCHUK et al., 2006).

Dentre os fatores que ocasionam queda de produtividade na cultura do feijoeiro, destaca-se o ataque de insetos-praga, como a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) (MUSA; REN, 2005). Esse biótipo infesta mais de 600 espécies de plantas, incluindo grandes culturas olerícolas e plantas ornamentais (BROWN, 1995). *Bemisia tabaci* é considerada por alguns autores como um complexo de espécies crípticas, sendo indistinguíveis morfológicamente, com um total de 43 espécies identificadas (DE BARRO et al., 2011, TAY et al., 2017).

Após o primeiro registro da mosca-branca *B. tabaci* biótipo B no Brasil na década de 1990 em plantas ornamentais (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994), tornou-se uma das pragas sugadoras mais importantes no país, causando severos danos a diversas culturas de importância agrícola (OLIVEIRA et al., 2001). Provavelmente, um dos motivos para a ampla dispersão do biótipo B deve-se à sua capacidade de se adaptar a novas plantas hospedeiras e condições climáticas diversas, além de possuir maior capacidade de reprodução (VILLAS BÔAS et al., 1997; LOURENÇÃO et al., 2001).

Bemisia tabaci biótipo B provoca severos danos diretos e indiretos as plantas. Os danos diretos são decorrentes da alimentação de ninfas e adultos, os quais usam o estilete para penetrar os tecidos vegetais até atingirem os vasos condutores de onde succionam a seiva e injetam toxinas, prejudicando o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas. As moscas-brancas também prejudicam de forma indireta as plantas, excretando grandes volumes de “honeydew”, o que favorece a incidência de fumagina (*Capnodium* sp.), diminuindo a área fotossintética, das plantas e reduzindo sua produtividade (MUSA; REN, 2005; NARANJO; LEGG, 2010). Além disso, *B. tabaci* biótipo B também é considerada um importante vetor de patógenos, podendo transmitir mais de 300 espécies de vírus, pertencentes aos

gêneros, *Begomovirus*, *Crinivirus*, *Carlavirus*, *Ipomovirus* e *Torradovirus* (NAVAS-CASTILLO et al., 2011; GILBERTSON et al., 2015), com destaque para o vírus-do-mosaico-dourado-do-feijoeiro (VMDF) que pode ocasionar perdas na produção de 30 a 100% nas lavouras (FARIA et al., 1994; GARRIDO-RAMIREZ et al., 2000; ARAGÃO; FARIA, 2009).

O ciclo biológico da mosca-branca é dividido em três fases: ovo, ninfa e adulto. Os adultos de *B. tabaci* apresentam comprimento de 1 a 2 mm e geralmente a fêmea é maior do que o macho. O aparelho bucal é do tipo sugador-labial tetraqueta, onde as mandíbulas e as maxilas formam um tubo duplo que é inserido nos vasos do floema para alimentação. Os dois pares de asas membranosas são recobertas com uma pulverulência branca e o dorso é amarelo-pálido. A emergência do adulto ocorre por meio de uma ruptura em forma de “T” invertido na região ântero-dorsal (VILLAS-BÔAS; CASTELO-BRANCO, 1999).

Os ovos são colocados na face abaxial das folhas e apresentam formato alongado, com um pedúnculo de cor branco-amarelada, que se adere à folha; ao final do período embrionário assumem coloração marrom-escuro (BYRNE; BELLOWS JÚNIOR, 1991; VILLAS BÔAS et al., 1997).

As ninfas passam por quatro ínstares, onde apenas o primeiro é móvel, sendo os demais sésseis. Inicialmente, as ninfas são transparentes e no último ínstar, denominado erroneamente de “pupa”, apresentam coloração amarelada e os olhos avermelhados (BYRNE; BELLOWS, 1991, SALGUERO, 1993; GERLING et al., 2001; HAJI et al., 2005).

O ciclo dessa mosca-branca pode durar 19 dias a 32 °C, chegando até 73 dias a 15°C (SALGUERO, 1993). Em variedades suscetíveis de feijão, as durações para as fases de ovo e ninfa são de 6,10 e 21,30 dias, respectivamente (PEIXOTO; BOIÇA-JUNIOR, 2014). Em condições favoráveis, a mosca-branca pode apresentar de 11 a 15 gerações anuais, e cada fêmea pode depositar de 100 a 300 ovos durante seu ciclo de vida (BROWN; BIRD, 1992).

A estratégia de controle atualmente predominante para o manejo das populações de mosca-branca nas lavouras baseia-se no uso de inseticidas sintéticos. Entretanto, a eficácia dessa ferramenta pode ser limitada em razão de uma série de particularidades da praga, tais como sua grande capacidade de reprodução e adaptação a condições adversas, ampla gama de hospedeiros e

rapidez na seleção de populações resistentes aos grupos químicos mais comuns (ALENCAR et al., 2004).

Estudos conduzidos com *B. tabaci* biótipo B demonstraram resistência do inseto aos inseticidas imidacloprido e tiametoxam, ambos pertencentes ao grupo químicos dos neonicotinoides (SILVA et al., 2009). Outras pesquisas também já relataram resistência da mosca-branca a inseticidas organofosforados (ALON et al., 2008). Além disso, o uso abusivo de inseticidas sintéticos pode impactar negativamente o meio ambiente, além de reduzir a população de inimigos naturais (DESNEUX et al., 2007, BELO et al., 2012).

A utilização de plantas resistentes faz parte das estratégias do manejo integrado de pragas (SMITH, 2005) e pode ser utilizada em conjunto com outros métodos de controle. A resistência varietal contribui com a manutenção da população de insetos-praga abaixo do nível de dano econômico, não causa prejuízos ambientais, além de ser compatível com outras táticas de manejo (PANDA; KHUSH, 1995; SMITH; CLEMENT, 2012). A resistência de plantas é dividida em três categorias: antixenose, antibiose e tolerância (PAINTER, 1951).

Plantas que expressam antixenose (não-preferência) apresentam características químicas, físicas ou morfológicas que afetam negativamente o comportamento de preferência, para alimentação, oviposição e colonização do inseto. A antibiose ocorre quando um inseto alimenta-se normalmente da planta, porém esta passa a exercer um papel negativo sobre seu desenvolvimento. Materiais portadores de altos níveis de antibiose geralmente causam elevadas taxas de mortalidade das formas jovens, reduções de tamanho e fecundidade, além de alterações do tempo de vida e proporção sexual dos insetos. Na tolerância, as plantas sob ataque demonstram capacidade para resistir ou recuperar-se de um dano causado pela alimentação do inseto, mantendo bons níveis de produtividade (PAINTER, 1951; PANDA; KHUSH 1995, SMITH 2005).

A expressão de resistência se deve a complexas interações dos insetos com as plantas hospedeiras, sendo resultado de um longo e contínuo processo evolutivo, onde certos mecanismos de proteção são desenvolvidos pelas plantas frente à presença dos insetos. Os fatores ou causas de resistência são normalmente divididos em três grupos: físicos, morfológicos e químicos (VENDRAMIM; GUZZO, 2009).

Os fatores físicos de resistência referem-se principalmente à cor do substrato, determinando a seleção inicial do hospedeiro ou não pelo inseto, e afetando indiretamente sua alimentação e oviposição (LARA, 1991; SMITH, 2005). Estudos desenvolvidos com *B. tabaci* biótipo B nas culturas de melão, algodão e berinjela, relatam que a coloração das folhas das plantas pode ser um fator importante na atratividade do inseto (COELHO et al., 2009; PRADO et al., 2015; HASANUZZAMAN et al., 2016).

Os fatores morfológicos podem ser representados por diversas características da planta que podem afetar a locomoção, o acasalamento, a seleção hospedeira para alimentação e oviposição, além da ingestão e digestão do alimento pelos insetos. Essas características podem ser agrupadas basicamente em fatores estruturais relacionados à dimensão e à disposição das estruturas vegetais e aos fatores da epiderme, dentre os quais incluem a espessura, a dureza, a textura, a cerosidade e a pilosidade (tricomas) (LARA, 1991; VENDRAMIM; NISHIKAWA, 2001). Neste contexto, o tipo e densidade de tricomas apresentam papel importante na resistência de plantas a insetos e podem influenciar a preferência para alimentação e/ou oviposição de *B. tabaci* biótipo B (ORIANI; LARA 2000; ORIANI et al., 2005, ORIANI; VENDRAMIM 2010),

As causas químicas são relacionadas a compostos que atuam no comportamento (alimentação e oviposição) ou metabolismo (metabólitos tóxicos, inibidores enzimáticos e reprodutivos) do inseto, além de impropriedades nutricionais da planta (deficiência qualitativa ou quantitativa de nutrientes (LARA, 1991; VENDRAMIM; NISHIKAWA, 2001).

Estudos promissores quanto à resistência de genótipos de plantas a *B. tabaci* biótipo B vêm sendo conduzidos com importantes culturas, como melão, tomate, feijão, algodão, soja entre outras (COELHO et al., 2009; ORIANI; VENDRAMIM, 2010; SILVA et al., 2014; PRADO et al., 2015; BALDIN et al., 2017). Na cultura do feijoeiro, alguns estudos avaliaram a resistência de genótipos à mosca-branca, sendo alguns caracterizados como portadores de antixenose e/ou antibiose (ORIANI et al., 2005; TORRES et al., 2012; PEIXOTO; BOIÇA-JUNIOR, 2014; SILVA et al., 2014). No entanto, a maioria dos estudos focou na caracterização da resistência utilizando um pequeno número de materiais, com restrita variabilidade genética, estimulando a busca por fontes mais expressivas e estáveis de resistência. Considerando-se o elevado potencial de danos que a mosca-branca apresenta para

a cultura do feijão, bem como a falta de genótipos com elevado nível de resistência ao inseto, este trabalho caracterizou a possível expressão de antixenose e antibiose a partir de 80 genótipos de feijão. Análises complementares físicas e morfológicas foram também realizadas, a fim de caracterizar os possíveis fatores de resistência dos genótipos sobre *B. tabaci* biótipo B.

CAPÍTULO 1

Busca por fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos brasileiros de feijão-comum frente a *Bemisia tabaci* biótipo B

Revista: Journal of Economic Entomology

Resumo

Bemisia tabaci biótipo B é uma das espécies-praga mais importantes da cultura do feijão-comum, causando danos diretos e indiretos. Genótipos resistentes são alternativas para a redução das pulverizações de inseticidas químicos dentro de um programa de manejo integrado (MIP) de mosca-branca. Este estudo avaliou a possível expressão de resistência por antixenose em 78 genótipos brasileiros. Além disso, análises colorimétricas e morfológicas (densidade e tipificação de tricomas) foram realizadas a fim de caracterizar os possíveis fatores de resistência nos genótipos frente a *B. tabaci* biótipo B. Inicialmente, foi realizado um ensaio com chance de escolha, utilizando todos os genótipos em estágio V3-V4, onde se avaliou número de adultos, ovos/cm² e ninfas/cm² após 3 e 15 dias da infestação. Vinte e um genótipos foram selecionados para ensaios sem chance de escolha. Análises colorimétricas e a caracterização (tipificação e densidade) dos tricomas foram realizadas a fim de se estabelecer possíveis correlações com a colonização do inseto. Em teste com chance de escolha, os genótipos BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guará, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã, apresentaram menor preferência para oviposição e menor colonização por ninfas, indicando a expressão de resistência por antixenose e/ou antibiose. Em teste de preferência sem chance de escolha a maioria dos genótipos revelou baixa colonização por adultos da mosca-branca. Os genótipos que apresentaram menor oviposição foram CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança, em teste sem chance de escolha. Os genótipos em que se detectou o maior número de adultos no ensaio sem chance de escolha apresentaram alta intensidade de luminosidade (L*), verde (a*) e amarelo (b*), indicando correlação positiva. Nos genótipos BRS-Ametista, SCS 204 Predileto, BRS Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guará, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 e IAC Esperança a

resistência se mostrou mais estável, manifestando-se também, em elevados níveis (≤ 20 adultos por folíolo e ≤ 1 ovo/cm²) em ensaios sem chance de escolha. Portanto, esses são genótipos promissores quanto à resistência para *B. tabaci* biótipo B, podendo ser utilizados em programas de melhoramento genético e no manejo integrado de mosca-branca na cultura do feijoeiro.

Palavras-chave: *Bemisia tabaci*, *Phaseolus vulgaris* L., colorimetria, tricomas, antixenose.

Abstract

Bemisia tabaci biotype B is one of the most important pest species of common bean (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae), due its direct and indirect damage. Host-plant resistance may be a valuable strategy as an alternative to the excessive use of chemical for the integrated management of *B. tabaci*. This work aimed to evaluate the effect of 78 bean genotypes to this insect to verify the occurrence of antixenosis. Initially, multiple-choice trials were carried out, in order to evaluate the oviposition and the nymphs colonization preference at 3 and 15 days after infestation. Subsequently, 21 bean genotypes were selected and a no-choice test was conducted. Colorimetric analyzes were also performed to establish possible correlations between leaf color and insect colonization. From the results of the multiple-choice trial, genotypes BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guará, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã were the least used for oviposition and nymphs colonization, demonstrating the antixenosis and antibiosis. In the no-choice test, most genotypes were less attractive to *B. tabaci* and genotypes CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança had less oviposition. The most attractive genotypes presented high luminosity (L*) and more intense green (a *) and yellow (b *) colors indicating positive correlation. Therefore, genotypes BRS Ametista, SCS 204 Predileto, BRS Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guará, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 and IAC Esperança showed the highest resistance stability (≤ 20 adults per leaflet and ≤ 1 egg/cm²) in with no-choice test. Thus, this genotypes are promising for use in breeding programs to

develop resistance to whitefly aimed its implementation on integrated management of *B. tabaci* in common bean crops.

Keywords: *Bemisia tabaci*, *Phaseolus vulgaris* L., colorimetry, trichomes, antixenosis.

Introdução

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma praga polífaga que ocasiona grandes prejuízos em diversos cultivos de importância econômica (Lourenção e Nagai 1994, De Barro et al. 2011). *Bemisia tabaci* biótipo B é considerada um complexo de espécies crípticas indistinguíveis morfologicamente, com um total de 43 espécies identificadas (De Barro et al. 2011, Tay et al. 2017).

Bemisia tabaci biótipo B é uma das espécies-praga mais importantes da cultura do feijoeiro-comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae), causando danos diretos e indiretos (Musa e Ren 2005). Os danos diretos de *B. tabaci* são decorrentes da alimentação de ninfas e adultos, os quais sugam a seiva do floema e injetam toxinas, prejudicando o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas. Esse inseto também prejudica as plantas indiretamente, devido ao grande volume de “honeydew” excretado durante sua alimentação, o que favorece a incidência de fumagina (*Capnodium* sp.), reduzindo a área fotossintética das plantas e comprometendo a produtividade (Musa e Ren 2005, Naranjo e Legg 2010). *Bemisia tabaci* biótipo B também é um importante vetor de patógenos, podendo transmitir mais de 300 espécies de vírus (Gilbertson et al. 2015), com destaque para o vírus do mosaico dourado do feijoeiro (*Bean golden mosaic virus* – BGMV), que pode ocasionar perdas de produtividade variáveis entre 20 e 100% (Faria et al. 1994, Garrido-Ramirez et al. 2000, Aragão e Faria 2009).

A aplicação rotineira de inseticidas sintéticos de diferentes grupos químicos é o principal método utilizado no controle das infestações de mosca-branca em lavouras comerciais de feijão. No entanto, já existem relatos da ocorrência de populações resistentes a piretroides (Houndete et al. 2010), organofosforados (Alon et al. 2008), piriproxifem (Horowitz et al. 2002, Ma et al. 2010) e neonicotinoides (Houndete et al. 2010), o que tem comprometido a eficácia dessa tática de controle. Adicionalmente, o uso abusivo de inseticidas sintéticos impacta negativamente o meio ambiente, além de reduzir a população de inimigos naturais que constituem

importantes agentes naturais de regulação das populações de espécies-praga (Desneux et al. 2007, Belo et al. 2012).

Genótipos resistentes são alternativas para a redução das pulverizações de inseticidas sintéticos dentro dos preceitos de programas de manejo integrado de pragas (Smith 2005). A resistência varietal propicia a manutenção da população dos insetos-praga abaixo do nível de dano econômico, além de compatibilizar-se com outras táticas de manejo (Panda e Khush 1995, Smith e Clement 2012). A resistência é dividida em três categorias: antixenose, antibiose e tolerância (Painter 1951). Plantas que expressam antixenose (não-preferência) apresentam características químicas, físicas ou morfológicas que afetam negativamente o comportamento de seleção hospedeira para alimentação, oviposição e abrigo, assim como a colonização da planta pelo inseto. A antibiose ocorre quando a planta afeta negativamente a biologia do inseto, que tenta utilizá-la como alimento, interferindo em seu ciclo de desenvolvimento, reprodução, sobrevivência, entre outros parâmetros biológicos. Por sua vez, plantas tolerantes, têm a capacidade de resistir ou recuperar-se de um dano causado pelo inseto, mantendo bons níveis de produtividade e/ou qualidade, sob um mesmo nível de infestação (Painter 1951, Panda e Khush 1995, Smith 2005).

Entre os fatores antixenóticos em plantas hospedeiras de *B. tabaci* biótipo B, o tipo e a densidade de tricomas apresentam papel importante e podem influenciar na preferência para alimentação e/ou oviposição (Oriani e Lara 2000, Oriani et al. 2005, Oriani e Vendramim 2010). Além disso, a coloração das folhas das plantas pode ser um fator importante na atratividade da mosca-branca (Prado et al. 2015, Hasanuzzaman et al. 2016, Domingos et al. 2018), embora esses seja um parâmetro ainda pouco estudado. Alguns genótipos de *P. vulgaris* já foram avaliados quanto à resistência a *B. tabaci* biótipo B, sendo alguns caracterizados como portadores de fatores antixenóticos e/ou antibióticos (Oriani et al. 2005, Torres et al. 2012, Peixoto e Boiça Junior 2014, Silva et al. 2014). No entanto, tais estudos estiveram focados na caracterização da resistência utilizando um pequeno número de genótipos, com restrita variabilidade genética.

Considerando-se o elevado potencial de danos que a mosca-branca apresenta para a cultura do feijão-comum e a falta de genótipos resistentes no mercado, este estudo avaliou a expressão da resistência do tipo antixenose em 78 genótipos oriundos de diferentes bancos de germoplasma brasileiros. Além disso,

análises colorimétricas e morfológicas (densidade e tipificação de tricomas) foram realizadas a fim de caracterizar os possíveis fatores de resistência dos genótipos estudados frente a *B. tabaci* biótipo B.

Material e métodos

O estudo foi desenvolvido em casa de vegetação situada em Botucatu, SP, Brasil (22° 85' S, 48° 26' W, elevação: 756 m) sem controle de temperatura, pertencente ao Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI), do Departamento de Proteção Vegetal, da Faculdade de Ciências Agronômicas da Universidade Estadual Paulista – UNESP, Campus de Botucatu/SP, durante os anos de 2016 e 2017.

Obtenção dos genótipos

Em virtude do grande número os genótipos foram divididos em três grupos para avaliação e distribuídos de forma aleatória (Tabela 1), adotando-se o mesmo critério para os genótipos com histórico prévio de resistência. Além disso, o genótipo comercial Pérola foi incluído em todos os grupos, considerado padrão de suscetibilidade à mosca-branca (Silva et al. 2014). Os genótipos foram provenientes dos bancos de germoplasma do Instituto Agronômico de Campinas (IAC) e da Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI/CEPAF). Na tabela 1 encontram-se detalhadas as genealogias e/ou informações adicionais dos genótipos estudados.

Previamente à utilização nos ensaios, os genótipos foram cultivados em vasos (1,7 L) contendo solo (latossolo vermelho escuro), areia grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral curtido) autoclavadas, na proporção de 1:1:1 (v/v/v) e substrato comercial (Plantamax[®], Joinville, SC, Brasil) na proporção de 3:1 (v/v). As plantas foram acondicionadas em casa de vegetação, livres da infestação de insetos, e receberam adubação recomendada para a cultura (Fancelli 2010). Ao atingirem o estágio fenológico V3-V4 (Valle et al. 2012), as plantas foram utilizadas nos ensaios.

Estabelecimento e manutenção da população de *Bemisia tabaci* biótipo B

A população inicial de *B. tabaci* biótipo B foi obtida a partir da criação do IAC e mantida em casa de vegetação (2,5 × 2,5 × 2 m), fechada lateralmente com tela anti-afídeo e coberta com vidro. Como substrato para alimentação e oviposição

foram utilizadas plantas de couve-comum [*Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*]. Para isso, as plantas foram cultivadas em vasos plásticos (2,5 L), sendo irrigadas e substituídas conforme a necessidade, de modo a manter sua qualidade nutricional. Antes e durante o estudo, análises moleculares foram realizadas visando à confirmação do biótipo de mosca-branca em estudo (Walsh et al. 1991, Simon et al. 1994, De Barro et al. 2003).

Bioensaios

Teste com chance de escolha. Para a avaliação da preferência da mosca-branca em teste com chance de escolha, vasos contendo os genótipos foram dispostos ao acaso, em círculo, no interior de gaiolas metálicas (2,5 × 3,0 × 2,5 m), com teto revestido por plástico e tela de monofilamento (Sombrite[®], malha com 30% de sombreamento) e as laterais revestidas por tela anti-afídeo. As plantas foram espaçadas em 20 cm entre elas, evitando o contato de suas folhas. As liberações das moscas-brancas foram feitas a partir do chão e ao centro, numa proporção de 50 casais por genótipo, os quais foram coletados da criação-estoque com o auxílio de um aspirador bucal (Baldin et al. 2005, Silva et al. 2012). O delineamento experimental adotado foi blocos ao acaso (DBC), com quatro repetições por genótipo.

Após três dias de infestação (3 DAI), foi avaliado o número de adultos na face abaxial em três folíolos do terço médio da planta, com o auxílio de um espelho. A oviposição foi avaliada nos mesmos folíolos, os quais foram destacados dos respectivos genótipos e os números de ovos contados com o auxílio de um microscópio estereoscópico (40x). Para a determinação do número de ovos/cm² (Baldin et al. 2005, Valle et al. 2012), a área foliar foi determinada com o auxílio de um medidor de área foliar LI 3000A (L-Cor Inc., Lincoln, NE, EUA).

Aos 18 DAI, com os genótipos em estágio fenológico V5-V6, foram destacados três folíolos do terço médio de cada genótipo e realizada a contagem do número de ninfas. Feito isso, a área foliar dos folíolos avaliados de cada genótipo foi determinada para calcular o número de ninfas/cm².

Teste sem chance de escolha. Para a confirmação da antixenose em ensaio sem chance de escolha foi realizado, sendo selecionados 21 genótipos, (incluindo Pérola padrão de suscetibilidade) que apresentaram potencial para resistência ao inseto,

considerando os números de ovos e ninfas, verificados nos ensaios com chance de escolha. Os genótipos foram individualizados em gaiolas metálicas (35 cm de diâmetro × 55 cm de altura) cobertas com tecido *voil*, onde 50 casais de mosca-branca foram liberados por planta, sendo uma planta por vaso.

Aos 3 DAI foi realizada a contagem do número de adultos e ovos presentes na face abaxial de três folíolos do terço médio de cada genótipo e, aos 18 DAI, foi realizada a contagem do número de ninfas em três folíolos de cada genótipo, seguindo o mesmo método descrito para o teste com chance de escolha. O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC), com quatro repetições por genótipo em teste.

Análise de tricomas

Para a quantificação da densidade de tricomas e sua tipificação, os 21 genótipos selecionados foram cultivados seguindo o mesmo método descrito para a obtenção dos genótipos, os quais foram mantidos livres de infestações por insetos.

A análise de tricomas foi realizada no estágio fenológico V3-V4, em folíolos do terço médio das plantas, onde foram quantificados os tricomas de duas áreas distintas de 1 cm² na face abaxial de cada folíolo (inferior e superior). A contagem dos tricomas foi realizada com o auxílio de um molde transparente e um microscópio estereoscópico com 40x de aumento (10 × – barra 1,0 cm = 150 µm).

A identificação dos tipos de tricomas foi baseada nas classificações propostas por Channarayappa et al. (1992) e Glass et al. (2012). O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC), com cinco repetições por genótipo. Os valores das repetições foram constituídos pela média das duas áreas em cada folíolo.

Análise colorimétrica das folhas

Os folíolos dos 21 genótipos selecionados foram também avaliados por meio de colorimetria. Para tanto, cinco folíolos de cada genótipo (V3-V4) foram destacados, e armazenadas em recipientes plásticos contendo algodão umedecido e papel toalha para evitar a degradação das folhas, após os genótipos foram conduzidos ao laboratório de Pós-Colheita da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”/Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP, Brasil. A avaliação da cor dos genótipos foi realizada em três regiões distintas de cada folíolo, através da reflectância no espaço de cor CIELab (Colorímetro Minolta, CR 300), que determina

os parâmetros L^* (luminosidade), a^* (intensidade de verde) e b^* (intensidade de amarelo).

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 for azul (Takatsui 2011).

Análise dos dados

Para a análise dos dados, verificou-se a normalidade de resíduos com o teste de Shapiro-Wilk (Shapiro e Wilk 1965), bem como a homogeneidade de variâncias com o teste de Bartlett (Bartlett 1937). Quando satisfeitas as pressuposições, os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ($p < 0,05$). Nos casos em que as pressuposições não foram satisfeitas, foi realizado o ajuste de um modelo linear generalizado (GLM) pertencente à família exponencial de distribuições (Nelder e Wedderburn 1962). A verificação da qualidade do ajuste foi feita por meio do gráfico meio-normal de probabilidades com envelope de simulação (Demétrio e Hinde 1997, Hinde e Demétrio 1998). Quando houve diferença significativa entre os tratamentos, as médias foram comparadas por contrastes ($p < 0,05$).

Análise multivariada de agrupamento foi realizada para verificar o agrupamento dos genótipos estudados a partir das seguintes variáveis: número de ovos/cm² e número de ninfas/cm². Para isso, utilizou-se a distância euclidiana média como medida de dissimilaridade e o método da média (*average*) como estratégia de agrupamento, por apresentarem a maior correlação cofenética. A divergência entre as cultivares foi estudada via análise de componentes principais (PCA), sendo os genótipos as variáveis independentes e as características da planta (i.e., tricomas, L^* , a^* , b^*) e a preferência do inseto (i.e., oviposição e atratividade) as variáveis dependentes (respostas), utilizando os pacotes Facto MineR e ggplot2. As análises foram realizadas utilizando-se o ambiente R, versão 3.2.1 (R Core Team 2016).

Resultados

Teste com chance de escolha

Após 3 dias da infestação, não houve diferença significativa entre os genótipos do grupo 1 em relação ao número de adultos de *B. tabaci* biótipo B

(Tabela 2). No entanto, verificou-se grande variação entre os genótipos estudados quanto ao número de ovos (0,04 a 4,16 ovos/cm²), sendo os genótipos CHIR 14 e Pérola foram os mais ovipositados, diferindo dos demais genótipos. As médias de colonização por ninfas de mosca-branca variaram de 0,06 a 4,92 ninfas/cm² (Tabela 2), sendo o genótipo Arcelina 3 o mais colonizado, diferindo de todos os demais. Os genótipos CHIB 06, BRS Ametista, IPR Eldorado, BRS Estilo, SCS 204 Predileto, CHIC 61 e BRS Esplendor se destacaram com médias inferiores a 0,5 ninfas/cm².

No grupo 2 os genótipos mais infestados por adultos de mosca-branca foram SCS 202 Guará e Arcelina 4, sendo estes também os mais ovipositados, juntamente com a linhagem CHC 01 175-2 (Tabela 2). Não houve diferença entre os genótipos quanto à colonização de ninfas aos 18 (DAI) (Tabela 2).

No grupo 3, não foi verificada diferença entre os genótipos quanto ao número de adultos de *B. tabaci* biótipo B nas plantas após 3 dias da infestação (Tabela 2). Quanto à preferência para oviposição, o genótipo IAC Esperança foi o que apresentou a maior densidade de ovos (6,76 ovos/cm²), diferindo dos demais genótipos estudados (Tabela 2). A maior colonização de ninfas de *B. tabaci* biótipo B foi observada sobre o genótipo IAC Una, que diferiu de todos os demais (Tabela 2). Neste grupo, as menores médias de colonização (inferior a 0,1 ninfas/cm²) foram verificadas nos genótipos IAC Carioca Eté, CHIP 300, H96A102-1-1-1-52, Carioca Comum, Iapar 57, IAC Ybaté e FT Bonito (Tabela 2).

Para o grupo 1, a análise multivariada realizada considerando número de ovos e ninfas por cm² de folíolo, mostrou a formação de quatro clusters (Fig. 1A). O cluster 1 foi o mais distinto e constituído pelo genótipo CHIR 14, que apresentou o maior número de ovos e ninfas/cm² e, conseqüentemente, o genótipo mais suscetível deste grupo. O cluster II foi constituído pelos genótipos Arcelina 3, ANFc 09 e CHIB 12, sendo este agrupamento constituído por genótipos que apresentaram elevado número de ninfas. O cluster III foi o mais abrangente, com 22 genótipos (BRS Ametista, CHIC 61, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204-Predileto, CHP 01-23-10, BRS Campeiro, CHP 01-182-UiraxCam F11, BRS Notável, IAC Formoso, IPR Tuiuiu, IPR Eldorado, CHIR 18, BRS Radiante, IAC Diplomata, BRS Esteio, CHIR 05, CHP 04-239-52 Cam x Sob 10, IAC Imperador, IPR Uirapuru, CHIR 13 e IPR Campos Gerais), que agregou os genótipos com os menores números de ovos e ninfas/cm² e, conseqüentemente, os genótipos menos ovipositados e colonizados por ninfas de *B. tabaci* biótipo B. O cluster IV foi representado pelos genótipos CHIB

06, CHIR 04, CHIB 07 e Pérola, os quais apresentaram baixo número de ninfas e elevado número de ovos (Fig. 1A).

Para o grupo 2, houve a formação de quatro clusters (Fig. 1B). O cluster I foi constituído pelos genótipos CHIM 03 e CHIR 20, os quais foram bastante ovipositados e colonizados pela mosca-branca. O cluster II foi constituído por 14 genótipos (IAC Alvorada, CHIB 11, CHIP 347, Iapar 72, IPR Siriri, IPR Quero-Quero, CHC 97-29-07, Pérola, SCS 205 Riqueza, CHIP 346, CHC 00-101-10, Iapar 81, BRS Pontal e CHIP 338), os quais apresentaram os menores números de ovos e ninfas, ou seja, aqueles menos colonizados pela mosca-branca. O cluster III foi constituído por quatro genótipos CHC 98-29-42 IAC, BRS Requite, CHIP 334 e IPR Tangará. Por sua vez, o cluster IV foi formado pelos genótipos CHC 01 175-2, CHIM 15, Arcelina 1, IPR Garça, Arcelina 4 e SCS 202 Guará (Fig. 1B). Os Clusters III e IV apresentaram elevada oviposição, sendo este o fator preponderante para o agrupamento deles, com pequena diferença na distância Euclidiana entre os mesmos (Fig. 1B).

Para o grupo 3, houve a formação de três clusters (Fig. 1C). O cluster I foi formado apenas pelo genótipo (IAC Una), com elevado índice de colonização por ninfas. O Cluster II foi constituído pelo genótipo IAC Esperança, devido à expressiva oviposição. O cluster III foi o mais abrangente, com 22 genótipos: Pérola, H96A102-1-1-1-52, CHIP 348, CHIP 175, IAC Jabola, BRS Horizonte, Iapar 57, Turuti Clano, 'BRS Cometa, H96A28 P4-1-1-1, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, CHIP 305, CHIP 312, Iapar 14, Raz 55, BRSMG Talismã, CHIP 283, IAC Ybaté, FT Bonito e Tybatã (Fig. 1C). Esses genótipos apresentaram menores densidades de ovos e ninfas e, portanto, foram os menos ovipositados e colonizados por *B. tabaci* biótipo B (Fig. 1C).

A partir da análise de agrupamento, foram selecionados 21 genótipos, que se destacaram como promissores dentro de cada grupo (menores índices de colonização por ninfas e oviposição) para a realização de testes sem chance de escolha. No grupo 1, foram selecionados BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado e CHIB 06 (Fig. 1A). No grupo 2, os genótipos selecionados foram IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4 e SCS 202 Guará (Fig. 1B). Já no grupo 3, os genótipos selecionados foram IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã (Fig. 1C).

Teste sem chance de escolha

No ensaio sem chance de escolha, a maioria dos genótipos apresentou baixa infestação por adultos da mosca-branca, comparativamente aos genótipos IPR Garça (30,25), IAC Carioca Eté (30,25), H96A102-1-1-152 (28,50) e IPR Quero-Quero (28,00), que foram os mais colonizados (Fig. 2.A). A oviposição de *B. tabaci* foi significativamente maior no genótipo H96A102-1-1-1-52 (4,97 ovos/cm²), em comparação aos demais genótipos, com destaque para Arcelina 4, Iapar 81, CHIP 348, BRS Estilo, SCS 204 Predileto, Pérola, Carioca Comum, IAC Esperança, IPR Garça e CHIP 300, que apresentaram médias inferiores a 1,0 ovo/cm² (Fig. 2.B). Não houve diferença quanto às médias de colonização por ninfas entre os genótipos (Fig. 2.C).

Densidade e tipificação de tricomas

A densidade média de tricomas nos folíolos dos genótipos de feijão-comum variou entre 1,60 (IAC Carioca Eté) e 39,20 tricomas/cm² (CHIP 300). O genótipo CHIP 300 apresentou a maior densidade de tricomas, diferindo de todos os genótipos (Tabela 3). Por sua vez, os genótipos CHIB 06 (15,88), IPR Garça (15,60) e IAC Esperança (13,60) apresentaram densidades intermediárias, diferindo dos demais genótipos em estudo (Tabela 3).

Com base na tipificação proposta por Channarayappa et al. (1992) e Glass et al. (2012), foi possível identificar três tipos de tricomas não glandulares (III, V, e Vb) e um glandular (VII) sobre os folíolos dos genótipos estudados (Tabela 3 e Fig. 4). Dentre os 21 genótipos, 16 apresentaram tricomas dos tipos V e Vb, com exceção a BRS Esplendor (III e V), BRS Estilo (III, V e Vb), CHIP 338 (III, V e Vb), IAC Esperança (V) e H96A102-1-1-152 (III, V, Vb e VII) (Tabela 3).

Análise colorimétrica das folhas

Os genótipos Arcelina 4 (46,74), BRS Notável (45,09) e IPR Garça (44,98) apresentaram maiores índices de luminosidade (L*), diferindo dos demais genótipos (Tabela 4). Por sua vez, os genótipos Pérola (36,82), CHIP 348 (38,57) e Iapar 81 (39,35) apresentaram os menores valores (Tabela 4). A maior intensidade de verde (-a*) foi verificada no genótipo Garça (23,11), que diferiu de todos os demais genótipos analisados (Tabela 4). Os genótipos IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202

Guará, BRS Notável, BRS Ametista, IPR Quero-Quero, CHIB 06, SCS 204 Predileto mostraram as maiores médias de intensidade de amarelo (b^*), diferindo dos demais genótipos, principalmente de Pérola, CHIP 348 e Iapar 81, que apresentaram os menores índices de amarelo (Tabela 4).

Análise de componentes principais (PCA)

Com base na análise de componentes principais (PCA), o eixo canônico 1 explicou 93% da variância associada, sendo o número de ovos, a densidade de tricomas, a luminosidade (L^*) e o verde (a^*) as variáveis responsáveis pelos maiores valores de carregamentos canônicos e, portanto, aquelas que contribuíram para a maior divergência entre os genótipos (Fig. 5 e Tabela 5). O eixo 2 foi responsável por apenas 4,12% da variância explicada, sendo a preferência de adultos, a densidade de tricomas, luminosidade (L^*) e amarelo (b), os responsáveis pelos maiores valores de carregamentos canônicos (Fig. 5 e Tabela 5).

No eixo 1, os genótipos ficaram basicamente divididos em dois grupos, onde o genótipo CHIP 300 mostrou uma maior divergência dos demais (Fig. 5A). A correlação entre adultos (-0,34) e oviposição (-6,12) mostrou uma forte relação negativa com as variáveis luminosidade (L^*) (6,95) e com valores de verde (a^*) e amarelo (b^*) em menor relação. No eixo 2 teve uma variância de 4,12%, demonstrando uma correlação negativa com o número de ovos (-0,88) e de adultos (-0,97) em comparação com a densidade de tricomas (1,88) (Fig. 5B).

Discussão

A menor atratividade ou nível de colonização de um inseto sobre um determinado genótipo sugere a presença de fatores inibidores de alimentação e/ou oviposição, o que pode indicar a ocorrência de resistência do tipo antibiose (Painter 1951, Smith 2005). Os resultados deste estudo indicaram que, em teste com chance de escolha, os genótipos BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guará, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã, apresentam menor preferência para oviposição e menor colonização por ninfas de mosca-branca, indicando a expressão de resistência do tipo antixenose e/ou antibiose.

Nessa mesma modalidade de ensaio, Silva et al. (2014) relataram que os genótipos IPR Siriri, Iapar 81, IPR Eldorado, IAC Formoso, IAC Una e IAC Harmonia foram os menos ovipositados pela mosca-branca. Tal comportamento foi também verificado em teste com chance de escolha, onde os genótipos IAC Harmonia, IAC Carioca Tybatã, Pérola, IAC Una, IAC Diplomata, IPR Siriri, Iapar 81, IAC Alvorada, BRS Pontal, IAC Formoso e BRS Requite foram os menos ovipositados (Peixoto e Boiça-Júnior 2014). Provavelmente, a baixa oviposição deve estar relacionada com fatores físicos (cor), morfológicos (tricomas, espessura) e/ou químicos que reduzem a oviposição e colonização do inseto (Panda e Klush 1995, Smith e Clement 2012).

Em teste de preferência sem chance de escolha, a maioria dos genótipos revelou baixa infestação por adultos da mosca-branca, sendo os genótipos IPR Garça, IAC Carioca Eté, H96A102-1-1-152 e IPR Quero-Quero os mais infestados. Ao longo da avaliação, notou-se que os adultos de mosca-branca encontrados no genótipo IPR Garça estavam presos e/ou mortos (Fig. 3), o que pode estar associado a elevada densidade de tricomas neste genótipo.

Ensaio similares em condições similares sem chance de escolha realizados com mosca-branca e genótipos de feijão, demonstraram baixa oviposição nos genótipos Iapar 81 (0,49), IPR Siriri (0,85), IPR Eldorado (2,02) e Pérola (1,12) (Silva et al. 2014). Também, Peixoto e Boiça-Junior (2014) também constataram menor oviposição nos genótipos IPR Siriri (0,94) e IAC Carioca Tybatã (0,70), corroborando os resultados do presente estudo. A colonização e oviposição de moscas-brancas em plantas hospedeiras podem ser influenciadas por diversas causas morfológicas, conforme já relatado para algumas culturas como a pimenta, onde o espessamento da epiderme é um fator determinante da resistência (Firdaus et al. 2011). No tomateiro, a presença de tricomas glandulares está diretamente relacionada no sucesso ou não na colonização pelo aleyrodídeo (Oriani e Vendramim 2010), enquanto que em algodoeiro, a coloração das estruturas influencia diretamente na infestação de mosca-branca sobre os genótipos (Prado et al. 2015).

Entre os genótipos que apresentaram menor oviposição no teste sem chance de escolha (CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança), foi possível verificar maiores densidades de tricomas não glandulares dos tipos V e Vb, os quais podem ser fatores importantes de resistência desses genótipos. Diferentemente, Oriani e Lara (2000) relataram que a preferência de oviposição da mosca-branca pela cultivar Bolinha está associada ao alto número de tricomas aciculares (não glandulares).

Segundo Torres et al. (2012), quanto maior o número de tricomas unciformes (não glandulares), maior a oviposição. Contudo, vale destacar que em nenhum desses trabalhos foi feita a classificação dos tipos de tricomas, conforme Channarayappa et al. (1992) e Glas et al. (2012). Além disso, nos referidos estudos as plantas encontravam-se no estádio V1 e V2, onde outros estímulos físicos e/ou químicos poderiam estar envolvidos (Chu et al. 2001). Estudos com outras espécies cultivadas, tais como melão, tomate, algodão e berinjela, demonstraram que genótipos com maiores densidades de tricomas não glandulares são mais atrativos e ovipositados por *B. tabaci* biótipo B (Coelho et al. 2009, Oriani e Vendramim 2010, Prado et al. 2015, Hazananuzzaman et al. 2016), diferentemente do observado no presente estudo.

Os genótipos IPR Garça, IPR Quero-Quero, IAC Carioca Eté e H96A102-1-1-1-5 atraíram maior número de adultos no ensaio sem chance de escolha e apresentaram alta intensidade de luminosidade (L^*), verde (a^*) e amarelo (b^*). Tal fato corrobora outros estudos que relatam que moscas-brancas têm preferência por superfícies que refletem amarelo, as quais estimulam o comportamento de colonização sobre a planta hospedeira (Berliner 1986, Moreau e Isman 2011), enquanto que a tonalidade verde influencia o pouso de *B. tabaci* e sua orientação (Isaacs et al. 1999). Correlação positiva entre a intensidade do verde e a colonização pela mosca-branca também já foi verificada em genótipos de algodoeiro, onde as moscas-brancas foram mais atraídas para genótipos com maiores teores desta cor (Prado et al. 2015). Em genótipos de berinjela, a maior intensidade da cor verde também já foi relacionada com a atração de adultos e a preferência para oviposição de mosca-branca (Hasanuzzaman et al. 2016). Em genótipos de couve-comum foi observado que a menor oviposição de mosca-branca foi devido à baixa luminosidade e tonalidade de verde (variação do vermelho para o verde) (Domingos et al. 2018). No entanto, foi possível verificar correlação negativa entre a luminosidade e a oviposição de mosca-branca, conforme relatado por outros autores com genótipos de algodoeiro e berinjela (Prado et al. 2015, Hasanuzzaman et al. 2016).

Correlação positiva e significativa entre o número de adultos e ovos foi observada nos ensaios deste trabalho, corroborando estudos conduzidos com batata e soja (Silva et al. 2008, Valle et al. 2012, Baldin et al. 2017), indicando que os adultos da mosca-branca selecionam os melhores lugares para alimentação e

oviposição (Van Lenteren e Noldus 1990). Além disso, verificou-se correlação negativa entre tricomas e o número de adultos e ovos, diferentemente de estudos realizados por outros autores com feijoeiro-comum (Oriani et al. 2005), que demonstram correlações positivas entre o número de ovos e a densidade de tricomas aciculares (longos) e unciformes (curtos). Por outro lado, em estudos desenvolvidos com grama-preta (*Vigna mungo* L., Fabaceae), os autores relataram correlação negativa entre o comprimento dos tricomas não glandulares com o número de adultos e oviposição de *B. tabaci*, e correlação positiva com a densidade de tricomas (Taggar e Gill 2012). Tal resultado é importante no momento de selecionar genótipos com alta densidade de tricomas e baixa luminosidade dos folíolos em programas de melhoramento genético visando à obtenção de linhagens com resistência à mosca-branca.

Embora existam divergências relacionadas ao papel positivo (atrativo, estimulante) ou negativo (repelente, deterrente) de fatores físicos (cor do substrato) e morfológicos (tricomas) no processo de colonização pela mosca-branca, o presente estudo demonstrou que esses fatores desempenham papel importante na seleção hospedeira; contudo fatores químicos (voláteis, composição das estruturas) e fenológicos não devem ser desconsiderados e deverão ser objeto de investigações futuras.

Considerando-se todos os resultados obtidos no estudo, os 21 genótipos selecionados a partir dos testes preliminares (com chance de escolha) são potenciais fontes de resistência para programas de melhoramento genético visando a obtenção de linhagens de feijão-comum resistentes a mosca-branca. No entanto, vale ressaltar que nos genótipos BRS Ametista, SCS 204 Predileto, BRS Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guará, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 e IAC Esperança a resistência se mostrou mais estável, manifestando-se também, em elevados níveis (≤ 20 adultos por folíolo e ≤ 1 ovo/cm²), em ensaios sem chance de escolha.

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 bibliográficas

- Alon, M., Alon, F., Nauen, R, and S. Morin. 2008.** Organophosphates' resistance in the B-biotype of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) is associated with a point mutation in an ace1-type acetylcholinesterase and over expression of carboxylesterase. *Insect. Biochem. Mol. Biol.*38: 940-949.
- Aragão, F. J., and J. C. Faria. 2009.** First transgenic geminivirus-resistant plant in the field. *Nat. Biotechnol.* 27: 1086–1088.
- 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., P. L. Cruz, R. Morando., I. F. Silva., J. P. F. Bentivenha., L. R. S. Tozin, and T. M. Rodrigues. 2017.**Characterization of antixenosis in soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. *J. Econ. Entomol.* 110: 1869-1876.
- Bartlett, M. S. 1937.** Properties of sufficiency and statistical tests. *Proc. Royal Soc.* 160: 268-282.
- Belo, M. S. S. P., W. Pignati., E. F. G. C. Dores., C. J. Moreira, and F, Peres. 2012.** Uso de agrotóxicos na produção de soja do Estado do Mato Grosso: um estudo preliminar de riscos ocupacionais e ambientais. *Rev. Bras. Saúde. Ocup.* 37: 78-88.
- Berlinger, M. J. 1986.** Host plant resistance to *Bemisia tabaci*. *Agric. Ecosyst. Environ* 17: 69–82.
- Coelho, S. A. M. P., L. A. Lourenção., A. M. T. Melo, and E. A. Schammas. 2009.** Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia.* 68: 1025–1035.
- Channarayappa., G. Shivashankar., V. Muniyappa, and R. H. Frist. 1992.** Resistance of *Lycopersicon* species to *Bemisia tabaci*, a tomato leaf curl virus vector. *Can. J. Bot.* 70: 2184-2192.

- Chu, C. C., T. P. Freeman., J. S. Buckner., E. T. Natwick., T. J. Henneberry, and D. Nelson. 2001.** Silverleaf whitefly colonization and trichome density relationships on upland cotton cultivars. *Southwest. Entomol.* 25: 237-242.
- Demétrio, C. G. B., and J. Hinde. 1997.** Half-normal plots and overdispersion. *Glim News.* 27: 19-26
- Desneux, N., A. Deucourtye, and J. M. Delpuech. 2007.** The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu. Rev. Entomol.* 52: 81- 106.
- 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.
- De Barro, P. J., S. S. Liu., L. M. Boykin, and A. B. Dinsdale. 2011.** *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annu. Rev. Entomol.* 56: 1–19.
- Domingos, G. M., E. L. L. Baldin., V. F. Canassa., I. F. Silva, and A. L. Lourenção. 2018.** Resistance of Collard Green Genotypes to *Bemisia tabaci* Biotype B: Characterization of Antixenosis. *Neotrop Entomol.* 7: 1-9.
- Faria, J. C., M. N. Oliveira, and M. Yokoyama. 1994.** Resposta comparativa de genótipos de feijoeiro à inoculação com o vírus-do-mosaico-dourado no estágio de plântula. *Fitopatol. Bras.* 19: 566-572.
- Fancelli, A. L. 2010.** Feijão – Tópicos de nutrição e adubação. Departamento de Produção Vegetal. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo. Piracicaba, 2010.
- Firdaus, S., A. V. Heusden., A. Harpenas., E. D. J. Supena., R. G. F. Visser, and Ben. Vosman. 2011.** Identification of silverleaf whitefly resistance in pepper. *Plant Breed.* 130: 708-714.
- Garrido-Ramirez, E. R., M. R. Sudashana, and R. L. Gilbertson. 2000.** Bean golden yellow mosaic vírus from Chiapas, México: Characterization, pseudo recombination with other bean infecting geminiviruses and germplasm screening. *Phytopathology.* 90: 1224-1232.

- Gilbertson, R. L., O. Batuman., C. G. Webster, and S. Adkins. 2015.** Role of the insect super vectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. *Annu. Rev. Virol.* 2: 67–93.
- Glas, J. J., B. C. J. Schimmel., J. M. Alba., R. Escobar-Bravo., R. C. Schuurink, and M. R. Kant. 2012.** Plant glandular trichomes as targets for breeding or engineering of resistance to herbivores. *Int. J. Mol. Sci.* 13: 17077-17103.
- 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: 1-15.
- Hinde, J., and C. G. B. Demétrio. 1998.** Overdispersion: models and estimation. *Comput. Stat. Data. Anal.* 27: 151-170.
- Houndete, T. A., G. K. Ketoh., O. S. A. Hema., T. Brevault., I. A. Glitho, and T. Martin. 2010.** Insecticide resistance in field populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in West Africa. *Pest. Manag. Sci.* 66: 1181–1185.
- Horowitz, A. R., S. Kontsedalov., I. Denholm, and I. Ishaaya. 2002.** Dynamics of insecticide resistance in *Bemisia tabaci*: a case study with the insect growth regulator pyriproxyfen. *Pest. Manag. Sci.* 58: 1096–1100.
- Isaacs, R., M. A. Willis, and D. N. Byrne. 1999.** Modulation of whitefly take-off and flight orientation by wind speed and visual cues. *Physiol. Entomol.* 24: 311-318.
- Lourenção, A. L., and H. Nagai. 1994.** Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. *Bragantia* 53: 53-59.
- Ma, W., X. Li., T. J. Dennehy., C. Lei., M. Wang., B. A. Degain, and R. L. Nichols. 2010.** Pyriproxyfen resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) Biotype B: metabolic mechanism. *J. Econ. Entomol.* 103:158-165.
- Moreau, T. L., and M. B. Isman. 2011.** Trapping whiteflies? A comparison of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) responses to trap crops and yellow sticky traps. *Pest. Manag. Sci.* 67: 408-413.

- Musa, P. D., and S. Ren. 2005.** Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. *Insect. Sci.* 12: 25-30.
- Naranjo, S. E., and J. P. Legg. 2010.** Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: Stansly, P. A. and Naranjo, S. E. (Eds.). *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer: Dordrecht. 105-107p.
- Nelder, J. A., and R. W. M. Wedderburn. 1972.** Generalized linear models. *J. R. Stat. Soc.* 135: 370-384.
- 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. Bras.* 29: 573-582.
- Oriani, M. A. G., J. D. Vendramim, and R. Brunherotto. 2005.** Influence of trichomes on oviposition and preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) for bean genotypes. *Neotrop. Entomol.* 34: 97-103.
- Oriani, M. A. G., and J. D. Vendramim. 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, R. H. 1951.** Insect resistance in crop plants. New York: McMillan, 520 p.
- Panda, N., and G. S. Khush. 1995.** Host plant resistance to insects. CAB International, Oxon.
- Peixoto, M. L., and A. L. Boiça-Junior. 2014.** Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. *Arq. Inst. Biol.* 81: 134-139.
- 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.* 140: 405-413.

- R Core Team.** 2016. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>
- 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. Liu, 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. Am. 87: 651-701.
- Silva, M. S., A. L. Lourenção., J. A. C. Souza-Dias., H. S. Miranda Filho., V. J. Ramos, and E. A. Schammas.** 2008. Resistance of potato genotypes (*Solanum* spp.) to *Bemisia tabaci* biotype B. Hort. Bras. 26: 221–226.
- Silva, A. G., A. L. Boiça Junior., P. R. S. Farias., N. E. L., Rodrigues., B. H. S. Souza., D. B. Bottega, and A. F. Chiorato.** 2014. Non-preference for oviposition and antibiosis in bean cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). Rev. Colomb. Entomol. 40: 7-14.
- Shapiro, S. S., and M. B. Wilk.** 1965. An analysis of variance test for normality (complete sample). Biometrika. 52: 591-611
- Smith, C. M.** 2005. Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Springer, 243 p.
- Smith, C. M., and S. L. Clement.** 2012. Molecular bases of plant resistance to arthropods. Annu. Rev. Entomol. 57: 309-328.
- Taggar, G. K. and R. S. Gill.** 2012. Preference of whitefly, *Bemisia tabaci*, towards black gram genotypes: Role of morphological leaf characteristics. Phytoparasitica. 40: 461–474.
- Takatsui, F.** 2011. Sistema CIE Lab: Análise computacional de fotografias. Mestrado. Dissertação, Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Odontologia de Araraquara, Araraquara, Brasil, 100p.

- Tay, W. T., S. Elfekih., A. Polaszek., L. N. Court., G. A. Evans., K. H. J. Gordon, and P. J. De Barro. 2017.** Novel molecular approach to define pest species status and tritrophic interactions from historical *Bemisia* specimens. *Sci. Rep.* 7: 1-13.
- Torres, L. C., B. Souza, A. L. Lourenção, M. B. Costa., B. B. Amaral., S. A. M. Carbonell, A. F. Chiorato, and R. L. Tanque. 2012.** Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia.* 71: 346-354.
- Van Lenteren, J. C., and P. J. Noldus. 1990.** Whitefly-plant relationships: behavioural and ecological aspects. pp. 47–89. In: D. Gerling (ed.). *Whiteflies: their bionomics, pest status and management.* Intercept, Andover.
- Valle, G. E., A. L. Lourenção, and J. B. Pinheiro. 2012.** Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. *J. Pest. Sci.* 85: 431–44.
- 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.

Tabela 1. Origem e características dos genótipos de feijoeiro-comum, *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae), avaliados frente a *Bemisia tabaci* biótipo B.

Genótipo	Banco de germoplasma	Genealogia/Origem/ Características	Histórico de resistência
Grupo 1			
BRS Campeiro	EMBRAPA	Programa de indução de mutação visando alterar a cor do tegumento da cultivar Corrente	na
BRS Esplendor	EMBRAPA	Originou-se do cruzamento CB911863 / AN9123293	na
BRS Esteio	IAC	Cruzamento entre as linhagens FT85-113/POT 51	na*
IPR Tuiuiu	IAPAR	Não informado	na
IPR Uirapuru	IAC	BAC29/PR1711/3/NEP2/2/Puebla 173/Icapijao	na
SCS 204 Predileto	EPAGRI	Selecionada a partir da população MN 13337 introduzida do CIAT	na
CHP 01-182- UiraxCam F11	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre IPR Uirapuru e BRS Campeiro	na
CHP 04-239-52 Cam x Sob10	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre FTS Soberano e BRS Campeiro	na
CHP 01-23-10	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento, com seleção dentro da linhagem MN13337, provinda do CIAT	na
ANFc 09	Agro Norte Pesq. E Sem. Ltda	Não informado	na
BRS Ametista	EMBRAPA	Proveniente de uma hibridação das linhas PR9115957 e LR720982CP	na
BRS Estilo	EMBRAPA	Originou-se do cruzamento EMP 250 /4/ A 769 /// A 429 / XAN 252 // V 8025 / PINTO VI 114, realizado em 1991 no CIAT.	na
BRS Notável	EMBRAPA	Cruzamento entre as linhagens A769/4/ A774 /// A429 / XAN 252 // V 8025 / G 4449 /// WAF 2 / A 55 // GN 31 / XAN 170	na
IAC Formoso	IAC	Gen 96A28P4-1-1-1-1 x CNFC9484	na
IAC Imperador	IAC	60 dias (IAC Carioca Eté x Carioca Precoce)	na
IPR Campos Gerais	IAC	Fonte de resistência à ferrugem, oídio e vírus do mosaico dourado	na
CHIC 61	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Cariocão"), coletado em Campos Novos, SC (1997)	na
CHIB 07	EPAGRI	Linhagem do CIAT (EMP 194)	na
CHIR 13	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Iraí"), coletado em Campos Novos, SC (1998)	na
CHIB 12	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Branco Comprido"), coletado em Feira de Sements em Canguçu, RS (2004)	na
CHIR 05	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Cavalco Mulatinho"), coletado em propriedade de agricultor em Guatambu, SC (2013)	na
CHIB 06	EPAGRI	Linhagem obtida pelo cruzamento entre Ouro Branco x Iraí	na
CHIR 14	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri	na

		("Cavalo Crioulo"), coletado em Campos Novos, SC (1997)	
BRS Radiante	EMBRAPA	Originou-se do cruzamento biparental entre Pompadour e Iraí	na
CHIR 04	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Crioulo"), coletado em Campos Novos, SC (1998)	na
CHIR 18	EPAGRI	Linhagem do CIAT (WAF - 107)	na
IAC Diplomata	IAC	Não informado	Antixenose (Jesus et al. 2010)
IPR Eldorado	IAC	Proveniente da cultivar IAPAR 72	Antixenose (Silva et al. 2014)
Arcelina 3	IAC	Fonte de resistência a bruquídeos	Antixenose e antibiose (Oriani et al. 2005, Torres et al. 2012)
Pérola	IAC	Seleção em 'Aporé'	Suscetível (Silva et al. 2014)
Grupo 2			
CHIM 03	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Mourão"), coletado em propriedade de agricultor em Anchieta, SC (2013)	na
IPR Garça	IAPAR	Não informado	na
CHIR 20	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Bolinha"), coletado em propriedade de agricultor em Morro da Fumaça, SC (década de 80)	na*
CHIM 15	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Mouro"), coletado em São Miguel do Oeste, SC (1993)	na
CHIB 11	EPAGRI	Linhagem do CIAT (ABA -19)	na
CHIP 347	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Manteguinha"), coletado em Feira de Sementes em União da Vitória, SC (1999)	na
CHIP 346	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Costa Rica"), coletado em Feira de Sementes em União da Vitória, SC (1999)	na
CHIP 334	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Crioulo"), coletado em Anitápolis, SC (década de 80)	na
CHIP 338	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Crioulo"), coletado em Campos Novos, SC (2002)	na
IAPAR 72	IAC	Selecionado a partir da linhagem MD 706	Antixenose (Lemos et al. 2003)
IAC Alvorada	IAC	Maravilha. G2338). (IAC Maravilha.And277)] x L317-1	Antixenose e antibiose (Jesus et al. 2010, Torres et al. 2012, Silva et al. 2014)
IAPAR 81	IAC	A248/EMP117/4/Bat 93/2/carioca Sel.99/G.N. Nebraska 1#27/3/ SelAroana	Antixenose (Silva et al. 2014)
IPR Quero-Quero	IAPAR	Não informado	-
IPR Siriri	IAC	Cruzamento entre as cultivares IAPAR 31 e IAC Akitã	Antixenose/antibiiose (Silva et al. 2014)
IPR Tangará	IAC	LP95-92 x 'Pérola'	na
SCS 202 Guará	EPAGRI	Cultivar obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre Carioca e linhagem FT 87-77	na

SCS 205- Riqueza	EPAGRI	Cultivar obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre BRS Campeiro e IAC Tibatã	na*
CHC 97- 29- 07- Sel.PI.Ind.V27	EPAGRI	Linhagem obtida por seleção de planta dentro de acesso do banco de germoplasma da Epagri	na
CHC 98-42-IAC EtéxFEB 183 F9	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre IAC Eté e linhagem do CIAT FEB 183	na
CHC 00-101-10 PérolaxIAC F8	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre Pérola e IAC Eté	na
CHC 01-175-2Campex TibaF11	EPAGRI	Linhagem obtida por melhoramento a partir do cruzamento entre BRS Campeiro e IAC Tibatã	na
Arcelina 1	IAC	Fonte de resistência a bruquídeos	na
Arcelina 4	IAC	Fonte de resistência a bruquídeos	na
BRS Pontal	IAC	BZ-3836 x FEB-166 x NA-910523	na
BRS Requite	IAC	Carioca-MG x POT-94 x NA-910523	na
Pérola	IAC	Seleção em 'Aporé'	Suscetível (Silva et al. 2014)
Grupo 3			
CHIP 348	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("preto Guarapuava"), coletada em área agrícola de São Carlos – SC (coletado em 2002)	na
CHIP 300	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri, coletada em área agrícola de Chapecó – SC(coletado na década de 80)	na
CHIP 175	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("preto opaco", obtido de linhagem provinda do CIAT (2000)	na*
CHIP 283	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("bolinha"), coletada em feira de sementes na cidade de União da Vitória – PR (1999)	na
CHIP 305	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("Topixaba"), coletada em feira de sementes na cidade de União da Vitória – PR(1999)	na
CHIP 312	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri, coletada em área agrícola de Alfredo Wagner – SC(coletado na década de 80)	na
'IAPAR 14'	IAC	Cruzamento entre (Carioca 99 x G.N. Nebraska 1 Sel. 27) x BAT 614	na
Carioca Comum'	IAC	Cultivar selecionada pelo agricultor. Genitores desconhecidos	na
IAC Tybatã	IAC	Selecionadas no cruzamento de L933 x LM30630, resistência ao vírus do mosaico-dourado	na
'BRS Cometa	IAC	A 769 / 4 / EMP 250 /// A 429 / XAN 252 // C 8025 / G 4449 /// WAF 2 / A 55 // GN 31 / XAN 170	na
'BRSMG Talismã'	IAC	Seleção recorrente envolvendo os genótipos BAT 477, IAPAR 14, FT 84-29, Jalo EEP, A 252, A 77, Ojo de Liebre, ESAL 645, Pintado, Carioca, ESAL 645, P 85, P 103, H-4, AN910522, ESAL 624, Carioca MG	na
'IAC Jabola'	IAC	Acesso Jabola Bag IAC x IAC Tybatã	na
'IAC Esperança'	IAC	Jalo Itararé x IAC Carioca Eté	na
H96A28 P4 -1-1-1	IAC	(Vax1 x IAC Car. Aruã) x (IAC Car. Akytã x	na

IAPAR 14) x A686			
H96A102-1-1-1-52	IAC	(IAC . Car. Aruã x G5686) x (Xan 251 . IAC Car. Akytã) x (IAC Car. Pyatã x Mar 1) x Pérola	na
FT- Bonito	IAC	Fonte de resistência moderada a oídio, ferrugem, antracnose, mancha angular, bacteriose e mosaico dourado	na
'IAC Ybaté'	IAC	Emp81 x H853-50-2	na
'IAC Carioca Eté'	IAC	L933 x LM30630-12-2	na
Raz 55	IAC	Provável cruzamento com Arc1	na
IAC Uma	IAC	Fonte de resistência à antracnose (Dor 41 x H1178-100)	Antixenose (Jesus et al. 2010, Silva et al. 2014)
BRS Horizonte	IAC	EMP 250 / 4 / A 769 /// A 429 / XAN 252 // Pinto VI 114	Antixenose (Silva et al. 2014)
Iapar 57	IAC	Porrillo Sintético/Aeté 1-38//Cena 83-1/3/IAPARBAC 32	Antixenose (Lemos et al. 2003, Silva et al. 2014)
Turiti Claro	IAC	Seleção em IPR-Juriti	na*
Pérola	IAC	Seleção em 'Aporé'	Suscetível (Silva et al. 2014)

* Não avaliado.

Tabela 2. Médias (\pm EP) de adultos, ovos/cm² e ninfas/cm² de *Bemisia tabaci* biótipo B presentes em 78 genótipos de feijão-comum, em ensaio com chance de escolha.

Genótipo	Nº. de adultos (3 DAI)*	Nº. de ovos/cm ² (3 DAI)*	Nº. de ninfas/cm ² (18 DAI)*
Grupo 1			
BRS Notável	4,00 \pm 2,04	0,04 \pm 0,02 b	0,58 \pm 0,16 b
IAC Imperador	4,50 \pm 1,04	1,21 \pm 1,03 b	0,90 \pm 0,56 b
IAC Formoso	8,00 \pm 2,27	0,28 \pm 0,11 b	0,65 \pm 0,35 b
BRS Ametista	8,50 \pm 3,47	0,18 \pm 0,11 b	0,11 \pm 0,05 b
SCS 204 Predileto	9,50 \pm 5,25	0,78 \pm 0,44 b	0,26 \pm 0,26 b
BRS Campeiro	11,00 \pm 4,38	0,24 \pm 0,16 b	0,94 \pm 0,33 b
CHP 01-23-10	11,00 \pm 7,69	0,22 \pm 0,12 b	1,59 \pm 0,29 b
CHIB 12	11,75 \pm 4,21	0,42 \pm 0,23 b	2,48 \pm 1,24 b
IPR Eldorado	11,75 \pm 6,86	1,79 \pm 0,43 b	0,17 \pm 0,06 b
BRS Esteio	12,25 \pm 5,31	1,27 \pm 0,96 b	1,08 \pm 1,02 b
IPR Campos Gerais	12,25 \pm 3,52	0,85 \pm 0,35 b	1,54 \pm 0,66 b
BRS Radiante	12,75 \pm 5,64	1,81 \pm 0,80 b	1,18 \pm 0,40 b
BRS Estilo	14,00 \pm 4,77	1,03 \pm 0,33 b	0,17 \pm 0,07 b
CHIB 07	14,75 \pm 4,83	3,32 \pm 2,54 b	1,56 \pm 0,80 b
IPR Uirapuru	15,50 \pm 6,22	1,11 \pm 0,33 b	0,77 \pm 0,39 b
CHP 01-182- UiraxCam F11	15,75 \pm 4,05	0,06 \pm 0,03 b	1,20 \pm 0,44 b
CHIR 13	17,00 \pm 6,24	1,18 \pm 0,51 b	2,07 \pm 1,20 b
CHIR 05	17,00 \pm 5,64	1,45 \pm 0,47 b	1,03 \pm 0,51 b
ANFc 09	17,75 \pm 3,72	0,44 \pm 0,25 b	3,39 \pm 0,93 b
CHP 04-239-52 Cam x Sob10	18,00 \pm 4,08	1,03 \pm 0,47 b	1,08 \pm 0,65 b
IAC Diplomata	18,00 \pm 5,27	1,57 \pm 0,51 b	1,28 \pm 0,69 b
CHIC 61	18,75 \pm 5,73	0,52 \pm 0,20 b	0,32 \pm 0,10 b
Arcelina 3	19,50 \pm 9,92	0,59 \pm 0,39 b	4,92 \pm 1,10 a
CHIR 14	20,00 \pm 4,30	3,84 \pm 0,79 a	4,41 \pm 3,40 b
CHIR 18	23,50 \pm 5,80	2,32 \pm 0,97 b	1,34 \pm 0,53 b
CHIR 04	28,75 \pm 10,06	2,94 \pm 0,50 b	2,50 \pm 1,10 b
Peróla (suscetível)	28,75 \pm 5,75	4,16 \pm 2,04 a	1,54 \pm 0,63 b
IPR Tuiuiu	30,50 \pm 4,27	0,50 \pm 0,18 b	0,75 \pm 0,55 b
BRS Esplendor	30,75 \pm 13,25	0,95 \pm 0,51 b	0,39 \pm 0,19 b
CHIB 06	40,00 \pm 3,29	3,15 \pm 1,17 b	0,06 \pm 0,05 b
<i>F</i>	2,25	2,12	1,76
<i>df</i>	29, 90	29, 90	29, 90
valor de <i>p</i>	0,1363 ^{ns}	0,0038 ¹	0,0231 ¹
Grupo 2			
CHIP 338	3,75 \pm 2,17 b	1,24 \pm 1,12 b	0,41 \pm 0,37
Pérola (suscetível)	9,00 \pm 3,81 b	1,87 \pm 1,27 b	0,24 \pm 0,21
IAC Alvorada	9,50 \pm 1,85 b	1,71 \pm 0,99 b	3,66 \pm 1,46

IPR Tangará	9,50 ± 2,78 b	3,76 ± 0,94 b	1,79 ± 0,75
SCS 205 Riqueza	12,00 ± 4,75 b	1,78 ± 1,03 b	1,29 ± 1,14
CHC 97- 29- 07	15,25 ± 9,19 b	2,07 ± 0,97 b	0,43 ± 0,19
BRS Pontal	15,75 ± 6,93 b	0,98 ± 0,51 b	0,41 ± 0,14
CHC 01 175-2	18,00 ± 14,01 b	11,77 ± 9,06 a	1,09 ± 0,75
Iapar 81	19,00 ± 14,04 b	1,53 ± 1,07 b	0,36 ± 0,09
CHIR 20	19,25 ± 12,39 b	0,71 ± 0,31 b	21,19 ± 18,89
CHIM 15	20,00 ± 12,02 b	10,94 ± 2,83 b	2,69 ± 2,39
Iapar 72	20,75 ± 9,91 b	0,82 ± 0,79 b	1,60 ± 0,81
Arcelina 1	21,25 ± 7,55 b	9,53 ± 2,68 b	0,97 ± 0,52
BRS Requite	23,50 ± 6,24 b	3,88 ± 2,23 b	3,92 ± 3,72
IPR Siriri	25,00 ± 4,30 b	0,67 ± 0,16 b	1,70 ± 0,54
CHIP 334	25,25 ± 13,31 b	5,35 ± 5,16 b	2,23 ± 1,97
CHIB 11	25,75 ± 16,30 b	0,94 ± 0,19 b	3,20 ± 1,50
CHIP 346	27,00 ± 12,57 b	0,45 ± 0,20 b	0,64 ± 0,35
IPR Quero-Quero	27,25 ± 9,46 b	2,63 ± 0,68 b	0,23 ± 0,07
CHIP 347	39,50 ± 7,75 b	1,26 ± 0,57 b	2,98 ± 1,53
CHC 00-101-10	39,50 ± 21,68 b	1,24 ± 0,63 b	0,82 ± 0,31
CHIM 03	39,75 ± 14,19 b	9,02 ± 2,57 b	16,18 ± 11,68
CHC 98- 29-42 IAC	50,75 ± 13,10 b	7,24 ± 2,81 b	0,91 ± 0,47
IPR Garça	56,00 ± 21,37 b	10,21 ± 2,86 b	1,53 ± 0,79
SCS 202 Guará	75,50 ± 43,36 a	16,25 ± 8,23 a	0,40 ± 0,20
Arcelina 4	85,75 ± 27,10 a	13,80 ± 1,19 a	0,61 ± 0,34
<i>F</i>	2,15	2,66	1,19
<i>df</i>	25, 78	25, 78	25, 78
valor de <i>p</i>	0,0054 ¹	0,0009 ¹	0,2972 ^{ns}
Grupo 3			
CHIP 348	3,00 ± 1,47	3,09 ± 2,55 b	0,56 ± 0,56 b
Carioca Comum'	4,00 ± 2,04	1,45 ± 0,73 b	0,01 ± 0,01 b
CHIP 305	5,75 ± 1,33	1,33 ± 0,16 b	0,13 ± 0,07 b
CHIP 283	6,25 ± 3,12	1,21 ± 0,35 b	0,28 ± 0,25 b
'IAC Carioca Eté'	7,50 ± 1,66	1,38 ± 0,53 b	0,00 ± 0,00 b
CHIP 300	8,00 ± 3,53	1,37 ± 0,51 b	0,00 ± 0,00 b
H96A28 P4 -1-1-1	8,25 ± 2,49	0,98 ± 0,39 b	0,06 ± 0,06 b
FT- Bonito	8,75 ± 4,68	1,63 ± 0,75 b	0,05 ± 0,05 b
IAC Uma	11,50 ± 3,20	1,40 ± 1,04 b	6,14 ± 2,53 a
CHIP 175	12,25 ± 6,57	2,92 ± 1,12 b	0,09 ± 0,09 b
'BRS Cometa	12,75 ± 4,50	0,84 ± 0,13 b	0,00 ± 0,00 b
'IAPAR 14'	13,25 ± 4,38	1,26 ± 0,28 b	0,02 ± 0,01 b
'IAC Jabola'	14,25 ± 5,36	2,60 ± 0,84 b	0,16 ± 0,14 b
Iapar 57	14,50 ± 4,17	0,19 ± 0,04 b	0,02 ± 0,02 b
Pérola (suscetível)	15,00 ± 5,32	0,45 ± 0,27 b	1,83 ± 0,07 b
'BRSMG Talismã'	15,25 ± 5,59	1,14 ± 0,50 b	0,31 ± 0,31 b

BRS Horizonte	16,00 ± 4,41	0,26 ± 0,09 b	0,11 ± 0,11 b
CHIP 312	17,50 ± 6,65	1,21 ± 0,59 b	0,06 ± 0,03 b
'IAC Ybaté'	18,75 ± 6,44	2,23 ± 0,80 b	0,02 ± 0,02 b
Raz 55	19,00 ± 5,40	1,13 ± 0,28 b	0,14 ± 0,13 b
Turiti Clano	20,50 ± 9,36	1,30 ± 0,48 b	0,98 ± 0,70 b
IAC Tybatã	21,00 ± 13,73	1,81 ± 0,43 b	0,00 ± 0,00 b
'IAC Esperança'	34,50 ± 10,58	6,76 ± 2,64 a	0,08 ± 0,08 b
H96A102-1-1-1-52	37,50 ± 19,18	3,42 ± 0,82 b	0,00 ± 0,00 b
<i>F</i>	1,91	2,10	5,26
<i>df</i>	23, 73	23, 73	23, 73
valor de <i>p</i>	0,1924 ^{ns}	0,0089 ¹	0,0000 ¹

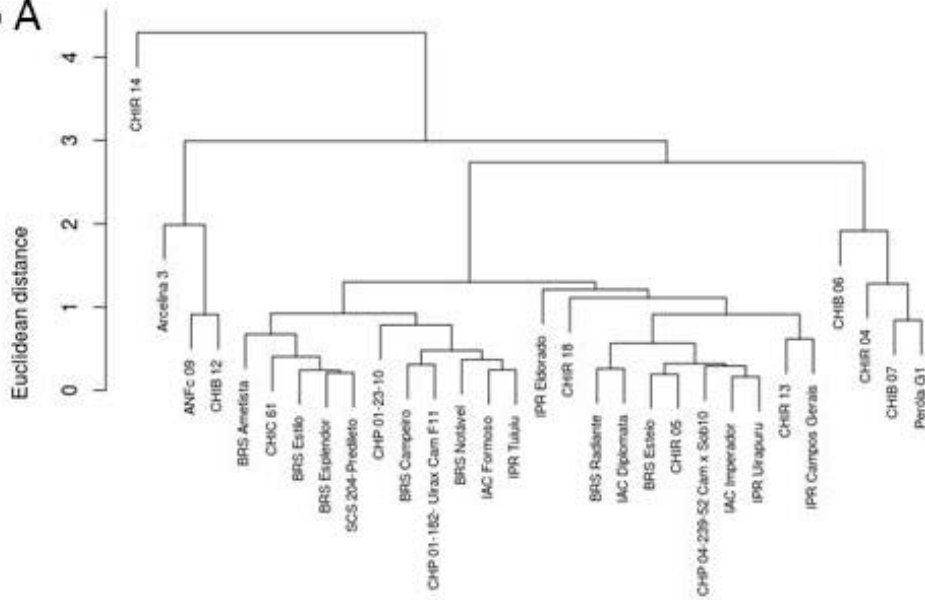
*DAI = Dias após infestação.

¹ Médias seguidas de letras distintas, nas colunas de cada grupo, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição Gaussiana, seguido por teste de contrastes, $p < 0,05$).

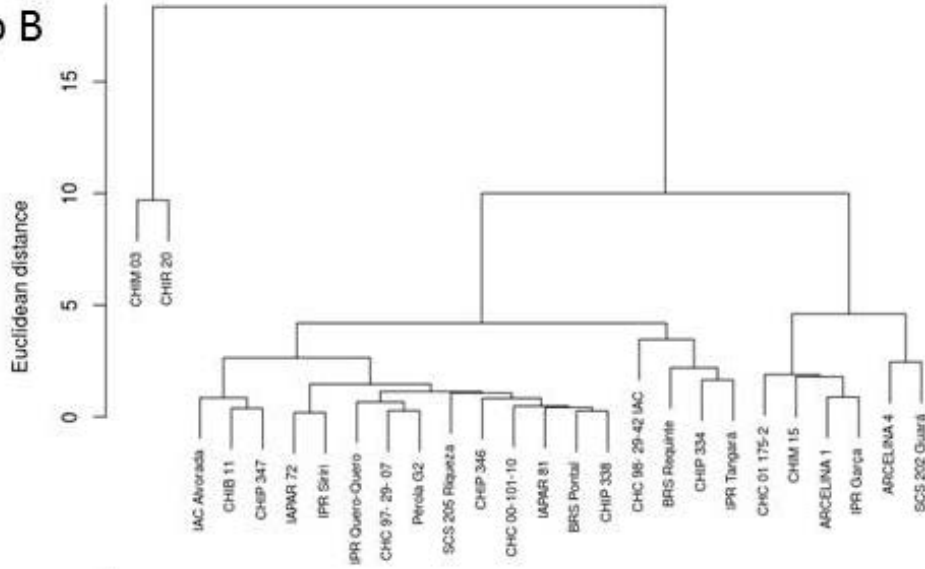
² Médias seguidas de letras distintas, nas colunas de cada grupo, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição quasi-poisson, seguido por teste de contrastes, $p < 0,05$).

^{ns} Diferença não significativa.

Group A



Group B



Group C

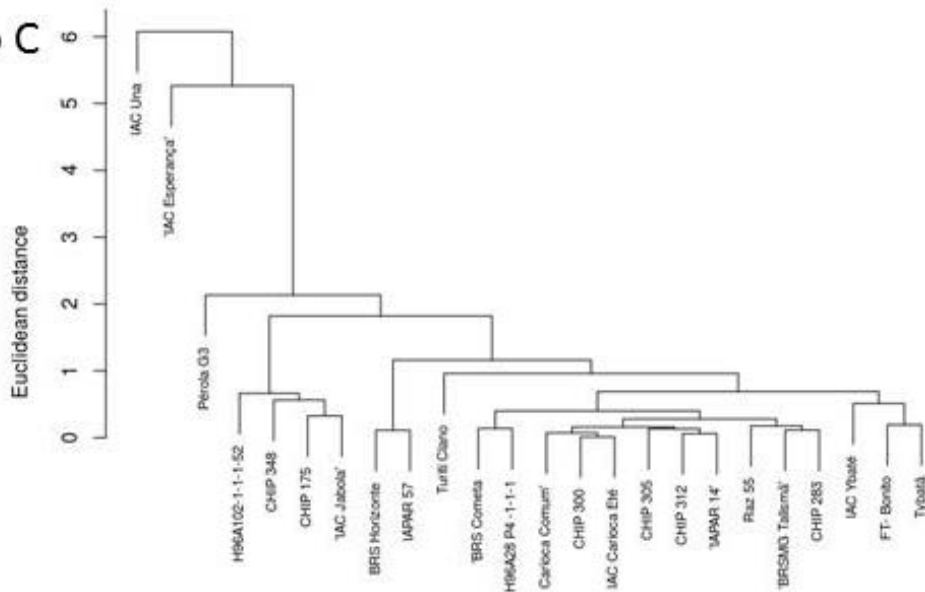


Figura 1. Dendrograma obtido a partir da análise de agrupamento com base na similaridade da preferência de *Bemisia tabaci* biótipo B (ensaio com chance de escolha) por genótipos de feijão-comum. A distância euclidiana média foi utilizada como medida de dissimilaridade e o método da média (*average*) como estratégia de agrupamento.

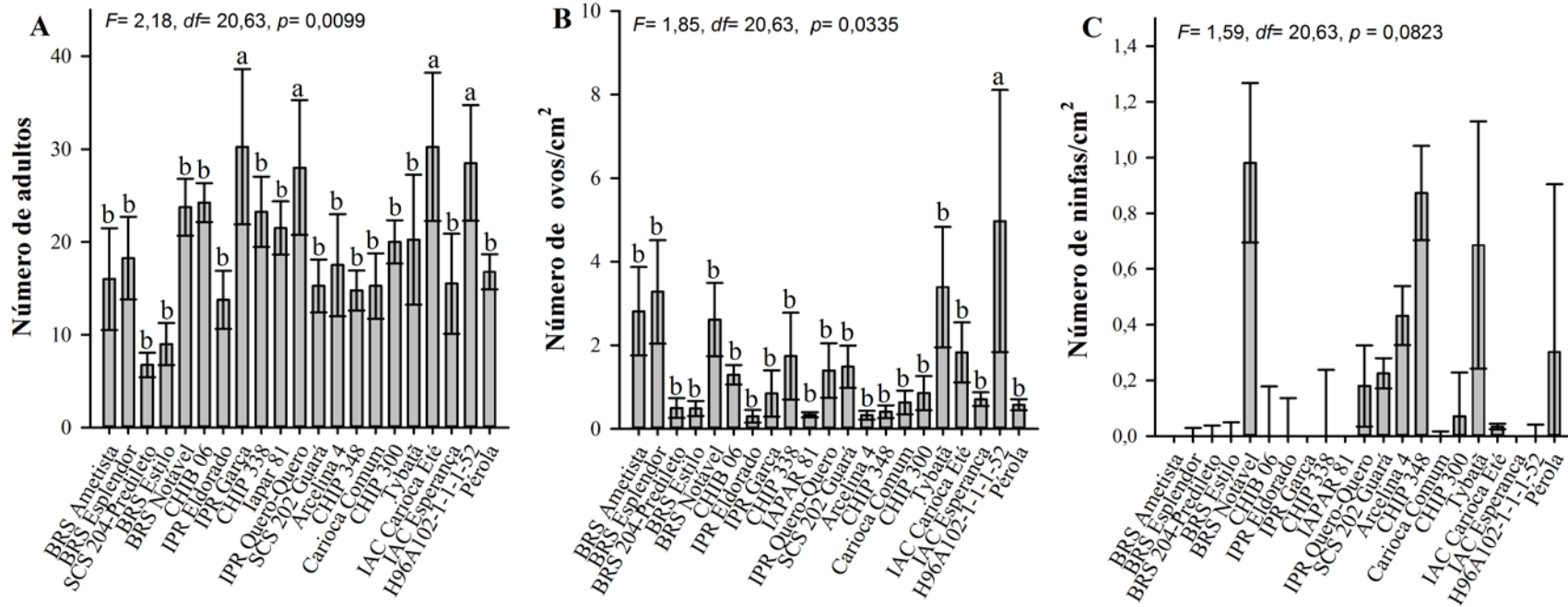


Figura 2. Colonização de *Bemisia tabaci* biotipo B em genótipos de feijão, em ensaio sem chance de escolha. A) Médias (\pm EP) do número de adultos após 3 dias da infestação; B) Médias (\pm EP) da densidade de ovos/cm² após 3 dias da infestação; C) Médias (\pm EP) da densidade de ninfas/cm² após 18 dias da infestação. Médias seguidas de letras distintas, dentro de cada variável, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição quasi-poisson (número de adultos) ou Gaussiana (número de ovos/cm²), seguido por teste de contraste, $p < 0,05$).

Tabela 3. Densidade (média \pm EP) e tipificação de tricomas na superfície abaxial de folhas de diferentes genótipos de feijão-comum.

Genótipos	Número de tricomas/cm¹	Tipos de tricomas*
IAC Carioca Eté	1,60 \pm 0,48 c	V, Vb
H96A102-1-1-1-52	2,50 \pm 0,83 c	III, V, VII, Vb
Carioca Comum	2,90 \pm 0,50 c	V, Vb
BRS Esplendor	3,00 \pm 0,75 c	III, V
BRS Estilo	3,20 \pm 0,51 c	III, V, Vb
IPR Quero-Quero	3,30 \pm 0,64 c	V, Vb
CHIP 348	4,00 \pm 2,01 c	V, Vb
BRS Notável	4,20 \pm 1,23 c	V, Vb
Pérola	4,20 \pm 0,64 c	V, Vb
IPR Eldorado	4,70 \pm 1,14 c	V, Vb
SCS 202 Guará	4,80 \pm 0,64 c	V, Vb
CHIP 338	4,90 \pm 1,20 c	III, V, Vb
Iapar 81	5,10 \pm 1,20 c	V, Vb
Tybatã	5,20 \pm 1,03 c	V, Vb
BRS Ametista	5,40 \pm 1,16 c	V, Vb
SCS 204 Predileto	6,10 \pm 0,78 c	V, Vb
Arcelina 4	6,80 \pm 1,52 c	V, Vb
IAC Esperança	13,60 \pm 3,34 b	V
IPR Garça	15,60 \pm 5,58 b	V, Vb
CHIB 06	15,80 \pm 0,94 b	III, V, VII, Vb
CHIP 300	39,20 \pm 5,57 a	V, Vb
<i>F</i>	7,31	-
<i>DF</i>	20,84	-
valor de <i>p</i>	<0,0001	-

¹Médias seguidas de letras distintas indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição Gaussiana, seguido por teste de contrastes, $p < 0,05$).

*Classificação de acordo com Channarayappa et al. (1992). Não Glandular (II, III, V e VIII), Glandular (VII).



Figura 3. Adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B observados sobre folíolos de feijão-comum: A) inseto com mobilidade normal em folíolo com menor densidade de tricomas (genótipo Pérola) e B) inseto preso e morto em folíolo com alta densidade de tricomas (genótipo IPR Garça).

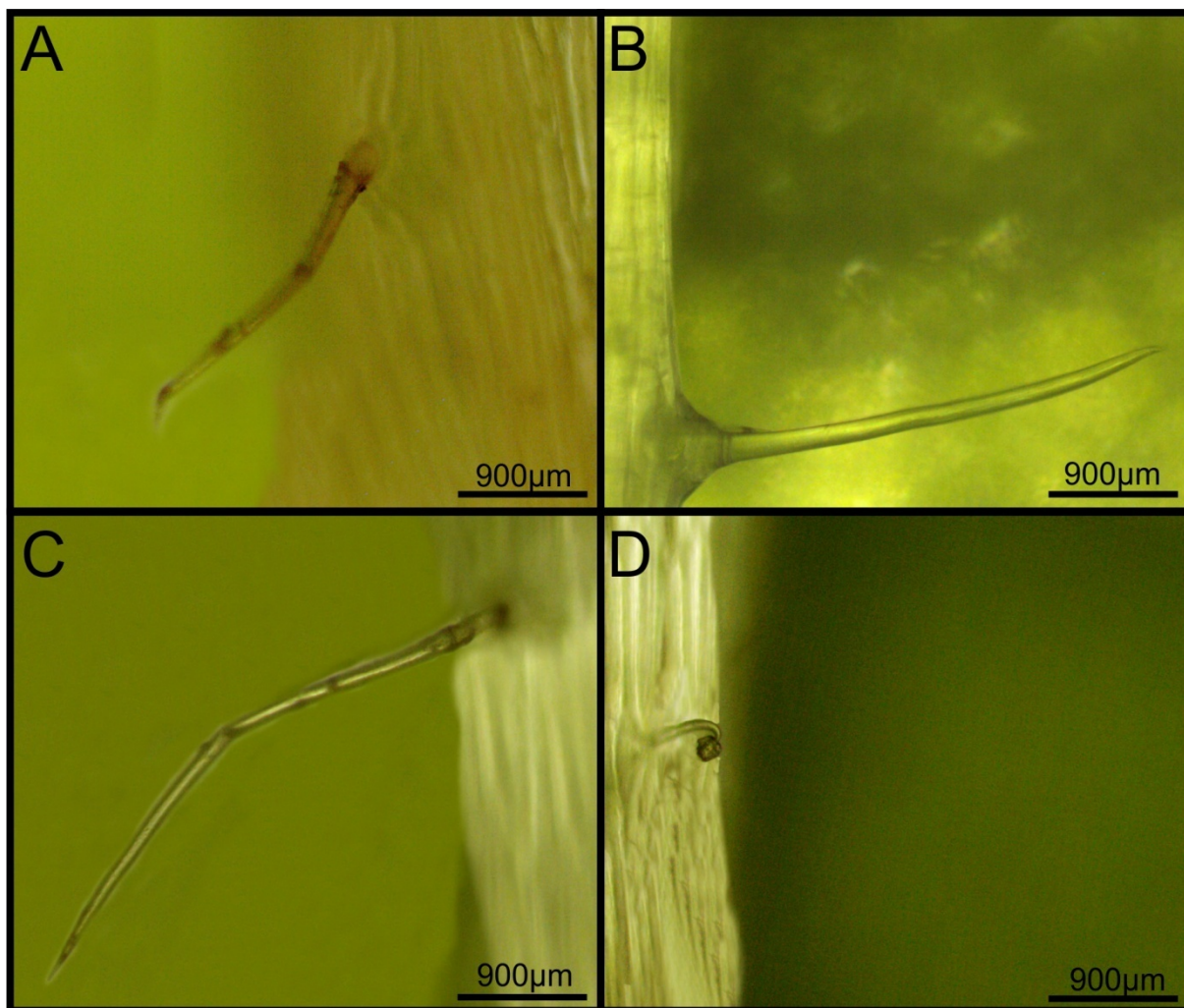


Figura 4. Caracterização dos tipos de tricomas na face abaxial dos folíolos de feijão-comum: **A)** tipo III; **B)** tipo V; **C)** tipo Vb e **D)** tipo VII.

Tabela 4. Médias (\pm EP) dos parâmetros avaliados na análise colorimétrica, da superfície adaxial das folhas de diferentes genótipos de feijão-comum.

Genótipo	L*¹	a*²	b*¹
Arcelina 4	46,74 \pm 1,49 a	22,76 \pm 0,47 b	35,29 \pm 1,84 b
BRS Notável	45,09 \pm 1,28 a	21,87 \pm 0,80 b	34,27 \pm 2,60 a
IPR Garça	44,98 \pm 0,60 a	23,11 \pm 0,66 a	36,68 \pm 1,76 a
IPR Quero-Quero	43,91 \pm 0,29 b	22,11 \pm 0,20 b	33,70 \pm 0,76 a
CHIP 300	43,86 \pm 1,13 b	21,80 \pm 0,16 b	31,69 \pm 0,70 b
CHIB 06	43,75 \pm 0,94 b	22,28 \pm 0,59 b	33,70 \pm 1,20 a
SCS 204 Predileto	43,44 \pm 0,69 b	21,82 \pm 0,59 b	33,66 \pm 1,00 a
Carioca Comum	43,30 \pm 0,59 b	22,18 \pm 0,23 b	31,59 \pm 0,72 b
IAC Esperança	43,00 \pm 0,62 b	21,36 \pm 0,26 b	31,10 \pm 1,19 b
SCS 202 Guará	42,98 \pm 0,39 b	22,70 \pm 0,44 b	34,80 \pm 1,08 a
BRS Estilo	42,75 \pm 0,75 b	21,73 \pm 0,28 b	30,93 \pm 0,31 b
BRS Ametista	42,53 \pm 0,87 b	21,84 \pm 0,80 b	33,72 \pm 2,54 a
CHIP 338	42,49 \pm 0,47 b	22,12 \pm 0,12 b	32,72 \pm 0,69 b
BRS Esplendor	41,62 \pm 1,21 c	21,80 \pm 0,51 b	31,11 \pm 1,44 b
H96A102-1-1-1-52	41,24 \pm 0,35 c	21,64 \pm 0,21 b	30,71 \pm 0,57 b
IPR Eldorado	41,22 \pm 1,30 c	22,04 \pm 0,28 b	32,84 \pm 1,03 b
IAC Carioca Eté	40,31 \pm 0,56 c	22,05 \pm 0,28 b	32,07 \pm 0,30 b
Tybatã	40,20 \pm 0,57 c	21,86 \pm 0,37 b	31,23 \pm 0,88 b
lapar 81	39,35 \pm 0,30 d	19,47 \pm 0,43 b	25,43 \pm 0,78 c
CHIP 348	38,57 \pm 0,26 d	19,85 \pm 0,18 b	25,84 \pm 0,22 c
Pérola	36,82 \pm 0,52 d	18,58 \pm 0,65 b	22,96 \pm 1,36 c
<i>F</i>	10,64	5,70	12,79
<i>DF</i>	20, 84	20, 84	20, 84
valor de <i>p</i>	0,0014	<0,0001	0,0005

L* = luminosidade, a* = (-) verde, b* = (+) amarelo.

¹Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (Scott-Knott, $p < 0,05$);

²Médias seguidas de letras distintas, nas colunas, indicam diferenças significativas entre os tratamentos (GLM com distribuição Gaussiana, seguido por teste de de contrastes, $p < 0,05$).

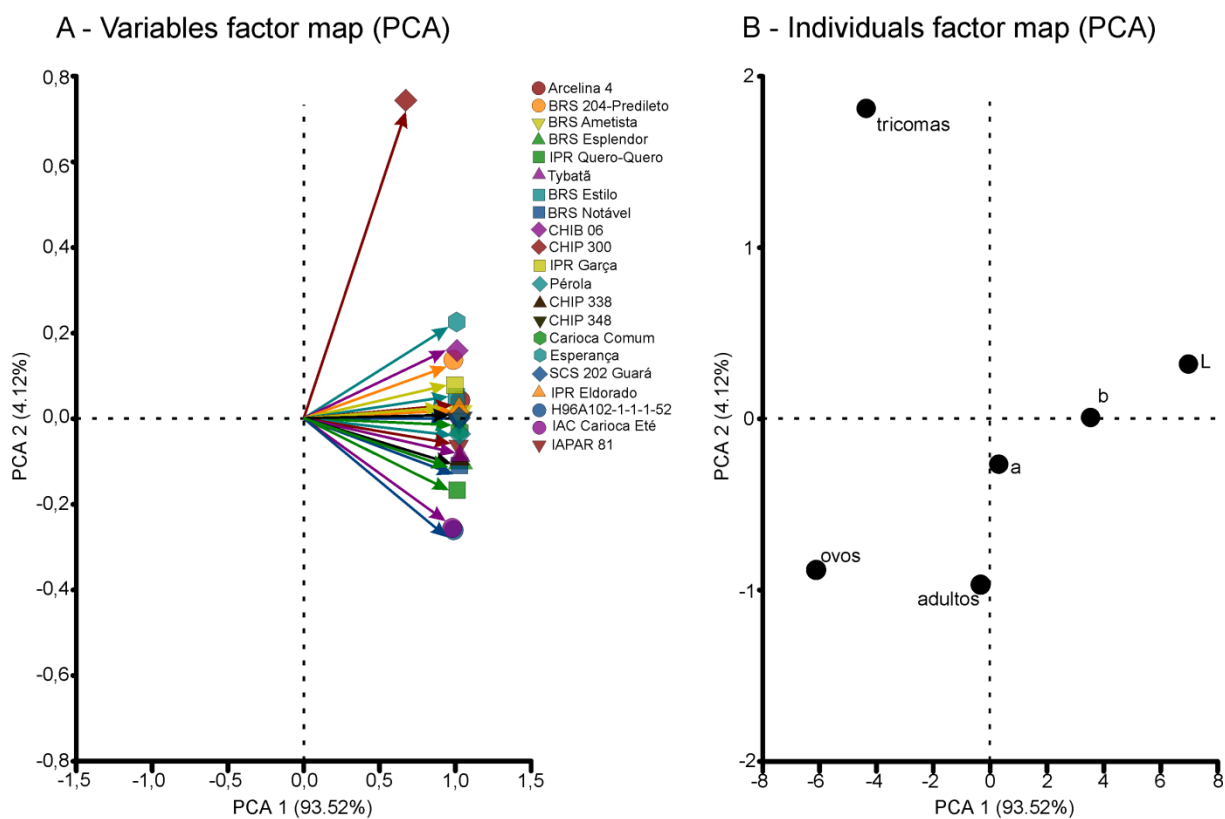


Figura 5. (A) Carregamento da análise de componentes principais (PCA) e (B) carregamento da análise de correlação canônica (CCA) entre as variáveis analisadas (preferência hospedeira, parâmetros dos genótipos, densidade de tricomas e intensidade de cor).

Tabela 5. Cargas de fator da análise de correlação canônica (CCA).

Variáveis	Eixos canônicos	
	1	2
Adultos	-0,34	-0,97
Ovos	-6,12	-0,88
L*	6,95	0,32
a*	0,34	-0,28
b*	3,53	-0,00
Tricomas	-4,37	1,88
Eigen valor	19,63	0,86
Proporção de variância explicada	0,93	0,04

L*=luminosidade, a* = (-) verde, b* = (+) amarelo.

CAPÍTULO 2

Desempenho biológico de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B em 17 genótipos de feijoeiro-comum

Revista: Neotropical Entomology

Resumo

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B, é uma das principais pragas sugadoras que colonizam o feijoeiro-comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae), ocasionando danos diretos ou indiretos à cultura e exigindo atenção contínua dos produtores. O uso de genótipos resistentes apresenta-se como uma valiosa estratégia de controle da mosca-branca nessa cultura dentro de um programa de manejo integrado. Neste trabalho avaliou-se o desempenho biológico de *B. tabaci* biótipo B confinada em 17 genótipos de feijoeiro-comum, a fim de caracterizar a expressão de antibiose, em casa de vegetação. Foram avaliados os seguintes parâmetros biológicos: período de incubação, período de duração dos ínstar, período ninfal total, período de desenvolvimento de ovo a adulto, mortalidade por ínstar ninfal e viabilidade ninfal. O genótipo CHIP 300 ocasionou um prolongamento acentuado no período de ovo a adulto (~10 dias), enquanto que os genótipos BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, CHIP 300, IPR Eldorado, H96A102-1-1-1-52 e CHIB 06 afetaram negativamente a viabilidade e mortalidade das ninfas da mosca-branca, sugerindo possuir elevados níveis de resistência do tipo antibiose e/ou antixenose. Esses genótipos constituem potenciais fontes de resistência a *B. tabaci* biótipo B e podem ser explorados em programas de melhoramento genético que visam à obtenção de linhagens resistentes.

Palavras-chave: *Phaseolus vulgaris* L., mosca-branca, resistência de plantas, antibiose, MIP.

Abstract

The silverleaf whitefly, *Bemisia tabaci* biotype B, is one of the most important sucking pest of common bean, causing direct and indirect damage to plants, which requires continuous growers attention. The use of common bean cultivars resistant to whitefly

attack is an important strategy in an integrated pest management (IPM) program. In a greenhouse trials, we evaluated the biological development of *B. tabaci* confined on 17 bean genotypes to verify the occurrence of antibiosis. We evaluated the incubation period of eggs, nymphal period, complete development period (egg-adult) and viability of the silverleaf whitefly nymphs. The genotype CHIP 300 prolonged the developmental period from egg to adult (~ 10 d) and BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, CHIP 300, IPR Eldorado, H96A102-1-1-1-52, CHIB 06 caused nymphal mortality, suggesting high levels of antibiosis and/antixenosis. These genotypes may be helpful in common bean breeding programs aimed develop plant resistance to *B. tabaci* biotype B.

Keywords: *Phaseolus vulgaris* L., silverleaf whitefly, host plant resistance, antibiosis, IPM.

Introdução

A cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae) possui grande importância social e econômica, pois é um alimento amplamente consumido no Brasil e cultivado majoritariamente por pequenos produtores (FAO 2015). O feijoeiro-comum é considerado uma importante fonte de proteína, vitaminas e minerais e faz parte da dieta de milhares de pessoas no mundo todo (Broughton *et al* 2003, Kaschuk *et al* 2006). O Brasil se destaca por ser um dos maiores produtores e consumidores dessa leguminosa no mundo, produzindo cerca de 3 milhões de toneladas de grãos (CONAB 2017).

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B, é uma das principais pragas sugadoras que colonizam a cultura do feijoeiro-comum (Musa & Ren 2005), podendo causar danos diretos e indiretos sobre as plantas. No entanto, *B. tabaci* é uma espécie polífaga, podendo infestar diversas plantas, incluindo importantes espécies cultivadas de oleaginosas, ornamentais e olerícolas (Lourenção & Nagai 1994, Oliveira *et al* 2001, Stansly & Naranjo 2010).

Os danos diretos são decorrentes da alimentação de ninfas e adultos, os quais sugam a seiva do floema e injetam toxinas, prejudicando o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas (Brow & Bird 1992, Villas Boas 2005). Além disso, devido ao grande volume de “honeydew” excretado durante sua alimentação, geralmente ocorre aumento na incidência de fumagina (*Capnodium* sp.), com

impactos negativos sobre a fotossíntese e produtividade das lavouras (Musa & Ren 2005, Naranjo & Legg 2010). Além disso, *B. tabaci* biótipo B é um importante vetor de patógenos, podendo transmitir espécies de vírus, dos gêneros *Begomovirus*, *Crinivirus*, *Carlavirus*, *Ipomovirus*, *Torradovirus* (Navas-Castillo *et al* 2011, Gilbertson *et al* 2015), com destaque para o vírus-do-mosaico-dourado-do-feijão (*Bean golden mosaic virus – BGMV*), que pode ocasionar perdas de até 100% na produção (Garrido-Ramirez *et al* 2000, Aragão & Faria 2009).

O manejo da mosca-branca no feijoeiro tem sido realizado com inseticidas sintéticos de diferentes grupos químicos. Entretanto, há vários relatos de resistência de populações de mosca-branca a ingredientes ativos, comprometendo a eficiência dessa tática de controle (Horowitz *et al* 2002, Alon *et al* 2008, Houndete *et al* 2010, Ma *et al* 2010). O uso abusivo de inseticidas sintéticos pode impactar negativamente o meio ambiente, além de reduzir a população de inimigos naturais (Desneux *et al* 2007, Belo *et al* 2012).

Entre os métodos alternativos ao controle químico, destaca-se a resistência genética por meio do cultivo de genótipos resistentes (Smith 2005), os quais propiciam a manutenção da população da praga abaixo do nível de dano econômico e apresentam alta compatibilidade com outras táticas de manejo (Panda & Khush 1995, Smith & Clement 2012). A resistência é dividida em três categorias: antixenose, antibiose e tolerância (Painter 1951). A antibiose ocorre quando a planta afeta negativamente a biologia do inseto que tenta utilizá-la como alimento, interferindo em seu ciclo de desenvolvimento, reprodução, sobrevivência, entre outros parâmetros biológicos (Painter 1951, Panda & Khush 1995, Smith 2005). Genótipos portadores de antibiose geralmente promovem elevada mortalidade nos estádios iniciais, redução da fecundidade dos adultos, redução no tamanho e peso de larvas e ninfas, além de prolongamento da fase imatura (Panda & Klush, 1995).

Estudos envolvendo a caracterização de antibiose de genótipos de feijoeiro sobre a mosca-branca ainda são escassos (Oriani & Lara 2000, Oriani *et al* 2005, Torres *et al* 2012, Peixoto & Boiça-Junior 2014, Silva *et al* 2014) e não permitiram a constatação de elevados níveis de resistência, motivando a condução do presente estudo.

Assim este trabalho avaliou o desempenho biológico de *B. tabaci* biótipo B confinada em 17 genótipos selecionados a partir de 78 genótipos de feijão-comum (Capítulo 1), de modo a caracterizar a possível expressão de antibiose. Os

resultados deste estudo poderão auxiliar os programas de melhoramento genético de feijão-comum, visando à obtenção de cultivares resistentes a pragas e doenças.

Material e Métodos

O trabalho foi desenvolvido em casa de vegetação (22° 85' S, 48° 26' W), pertencente ao Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e Plantas Inseticidas (LARESPI), do Departamento de Proteção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônomicas da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Campus de Botucatu/SP, entre os meses de novembro e dezembro de 2017. Os ensaios foram conduzidos em casa de vegetação sob condições parcialmente controladas (temperatura de 25,68 °C, com máxima de 35,99 °C e mínima de 15,37 °C; umidade relativa média de 59 ± 10% e luz natural).

Obtenção dos genótipos

Os 17 genótipos de feijão utilizados no trabalho (Tabela 1) foram selecionados a partir de ensaios preliminares com *B. tabaci* (Capítulo 1). O genótipo comercial Pérola foi incluído como padrão de suscetibilidade à mosca-branca (Silva *et al* 2014). Os genótipos foram fornecidos pelo Instituto Agrônomo (IAC), Campinas, SP, Brasil e pela Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI), Chapecó, SC, Brasil e fazem parte dos Bancos de Germoplasma daquelas instituições.

Antes de serem utilizados nos ensaios, os genótipos foram cultivados em vasos (1,7 L) contendo uma mistura de solo (latossolo vermelho escuro), areia grossa lavada e matéria orgânica (esterco de curral curtido) autoclavados, na proporção de 1:1:1 (v/v/v) e substrato comercial (Plantamax[®], Joinville, SC, Brasil) na proporção de 3:1 (v/v). As plantas foram acondicionadas em casa de vegetação, livres da infestação de insetos, e receberam adubação recomendada para a cultura (Fancelli 2010). Ao atingirem o estágio fenológico V3-V4 (Valle *et al.* 2012), as plantas foram utilizadas nos ensaios.

Colônia de *Bemisia tabaci* biótipo B

A população inicial de *B. tabaci* biótipo B foi obtida a partir da criação do IAC e mantida em casa de vegetação (2,5 × 2,5 × 2 m), fechada lateralmente e no teto com vidro e telado anti-afídeo. Para a manutenção dos insetos, foram fornecidas plantas de couve [*Brassica oleracea* (L.) var. *acephala*]. As plantas foram cultivadas em

vasos plásticos (2,5 L), sendo irrigadas e substituídas conforme a necessidade, a fim de manter sua qualidade nutricional e também o vigor das populações de *B. tabaci* biótipo B. Antes e durante o estudo, análises moleculares foram realizadas, visando à confirmação do biótipo do inseto (Walsh *et al* 1991, Simon *et al* 1994, De Barro *et al* 2003).

Bioensaios

O desempenho biológico de *B. tabaci* biótipo B sobre os diferentes genótipos foi avaliado visando verificar a possível expressão de resistência por antibiose. Para isso, as folhas (do terço médio) dos genótipos foram individualizadas com gaiolas confeccionados em tecido “voil” (15 cm x 15 cm), as quais foram fixadas aos pecíolos dos folíolos com fitilho de cetim (Fig 1). Com auxílio de um aspirador bucal, 150 casais (pares) de moscas-brancas foram coletados da criação-estoque e liberados no interior das gaiolas, onde permaneceram por 24 horas para a obtenção dos ovos sobre as folhas previamente selecionadas (Fig 1). Após esse período, as gaiolas foram removidas e os insetos adultos eliminados das plantas.

Sob microscópio estereoscópico (aumento de 40 x), a face abaxial dos folíolos foi examinada e uma área contendo 30 ovos viáveis por folíolo foi delimitada com Glitter (Acrilex[®], São Bernardo do Campo, SP, Brasil). O excedente dos ovos foi retirado com auxílio de hastes flexíveis de algodão (Cotonetes[®], Johnson & Johnson, São Paulo, SP, Brasil). Foram utilizados três vasos por genótipo e cada folíolo (2/planta) representou uma repetição, totalizando seis repetições por genótipo (n=180), dispostos sob 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 total, período de desenvolvimento de ovo a adulto, mortalidade por instar ninfal e viabilidade ninfal.

Análises estatísticas

Verificou-se a normalidade dos resíduos e a homogeneidade de variâncias por meio dos testes de Shapiro-Wilk (Shapiro & Wilk 1965) e Levene, respectivamente. Quando as pressuposições foram satisfeitas, os dados foram submetidos à análise de variância por meio do teste F e, quando houve diferença entre os tratamentos, as médias foram comparadas pelo teste de Fisher LSD ($P \leq 0,05$). Para todas as

análises foi empregado o pacote estatístico PROC MIXED-SAS, versão 9.2 (SAS Institute 2008).

Resultados

A duração do período de desenvolvimento embrionário de *B. tabaci* biótipo B nos diferentes genótipos de feijoeiro variou entre 8,40 e 10,57 dias, sendo as maiores médias verificadas nos genótipos SCS 204 Predileto, BRS Notável, SCS 202 Guará, CHIP 300 e Arcelina 4 (Tabela 2). Os genótipos Tybatã, Pérola, IPR Eldorado e IPR Garça apresentaram os menores períodos de incubação (Tabela 2).

Maiores médias de duração do primeiro ínstar de mosca-branca foram verificadas nos genótipos BRS Estilo (2,48 dias), Pérola (2,23 dias) e Tybatã (2,20 dias) os quais diferiram da maioria dos genótipos (Tabela 2). Para o segundo ínstar, as maiores durações foram observadas em ninfas confinadas em CHIP 300 e CHIB 06 (7,54 e 6,15 dias, respectivamente), diferindo dos demais genótipos (Tabela 2). Os genótipos Pérola (2,62 dias) e Tybatã (3,03 dias) proporcionaram os menores períodos para o segundo ínstar da mosca-branca (Tabela 2).

As maiores médias de duração para o terceiro ínstar foram verificadas nos genótipos CHIP 348 (10,76 dias), CHIP 300 (10,57 dias) e IPR Eldorado (10,21 dias), diferindo da maior parte dos genótipos avaliados (Tabela 2). Pérola (4,23 dias) e CHIB 06 (5,12 dias) se destacaram com as menores médias de duração para ninfas do terceiro ínstar (Tabela 2).

No quarto ínstar, as ninfas confinadas aos genótipos CHIP 300, H96A102-1-1-1-52, Pérola, Arcelina 4 e IPR Quero-Quero apresentaram um prolongamento significativo na duração desse ínstar (entre 6,15 e 6,80 dias), diferindo da maioria dos genótipos avaliados, principalmente de CHIB 06, SCS 202-Guará, SCS 204 Predileto e CHIP 348 (Tabela 2).

Verificou-se grande variação no período ninfal total de *B. tabaci* biótipo B com destaque para o genótipo CHIP 300 (24,91 dias) que prolongou o período ninfal em aproximadamente nove dias em relação ao genótipo padrão de suscetibilidade (Pérola) (Tabela 2), diferindo de todos os demais. Em CHIP 348 (21,84 dias) e H96A102-1-1-1-52 (21,60 dias) constatou-se prolongamento intermediário comparativamente ao genótipo padrão, diferindo da maioria dos genótipos (Tabela 2). O maior prolongamento do período ovo-adulto foi observado no genótipo CHIP 300 (34,22 dias), que diferiu de todos os genótipos (Fig 2). Por sua vez o genótipo

padrão suscetível, Pérola apresentou o menor período de desenvolvimento ovo-adulto (24,36 dias) (Fig 2).

Quanto aos quatro estádios ninfais de *B. tabaci* biótipo B, não foram verificadas diferenças significativas para as mortalidades entre os genótipos para o primeiro e terceiro ínstar da mosca-branca (Fig 3). No entanto, constatou-se acentuada mortalidade de ninfas de segundo ínstar, com destaque para os genótipos CHIP 300 (38,89%), H96A102-1-1-1-52 (30,00%), BRS Estilo (26,11%) e BRS Esplendor (23,89%), que diferiram da maioria dos genótipos avaliados (Fig 3b). No quarto ínstar, notou-se elevada mortalidade nos genótipos IPR Eldorado (26,11%), BRS Estilo (22,22%), Tybatã (19,44%) e IPR Garça (19,44%), diferindo da maioria dos materiais em estudo (Fig 3d).

A maior viabilidade ninfal (85%) foi verificada no genótipo Pérola, o qual diferiu dos demais materiais avaliados (Fig 4). Os genótipos CHIB 06 (29,13%), Arcelina 4 (29,44%), CHIP 300 (30%), BRS Estilo (34,16%) e IPR Eldorado (35,55%) se destacaram por promover os menores índices de viabilidade para a fase imatura da mosca-branca (Fig 4).

Discussão

Insetos fitófagos consomem tecidos ou sugam a seiva de diversas estruturas vegetais, apesar da imensa variação na quantidade de nutrientes e da existência de inúmeras barreiras físicas e químicas desenvolvidas pelas plantas para inibir ou evitar esse ataque (Bernays & Chapman 1994). No entanto, a aceitação ou rejeição das plantas como hospedeiras por parte dos insetos depende de suas respostas (comportamento) frente aos recursos de defesa utilizados pelos vegetais. De tal forma, o sucesso na colonização dos insetos-praga depende da presença ou ausência de uma variedade de metabólitos secundários associados à possível planta hospedeira.

Em geral, insetos que tentam colonizar plantas portadoras de resistência por antibiose apresentam reduções no tamanho e no peso, altos índices de mortalidade, deformidades diversas, além de prolongamentos nas fases do ciclo de vida (Painter 1951). No presente estudo, observou-se prolongamento no período de incubação dos ovos da mosca-branca em alguns dos genótipos avaliados, resultado também verificado em trabalhos semelhantes, onde o período de incubação dos ovos de *B. tabaci* biótipo B em genótipos de feijoeiro variou de 8,00 a 11,00 dias (Torres *et al*

2012, Peixoto & Boiça-Junior 2014). No presente estudo, os genótipos Tybatã e Pérola apresentaram os menores períodos de incubação (8,40 e 8,66 dias, respectivamente), similares aos verificados por Peixoto & Boiça-Junior (2014), que verificaram períodos de incubação para esses dois genótipos variando entre 8,03 e 8,59 dias, respectivamente. Provavelmente, a alteração do período de incubação pode estar associada a causas bioquímicas relacionadas aos genótipos de feijão-comum, ou até mesmo a fatores ambientais (Smith 2005).

O genótipo CHIP 300 (24,91 dias) prolongou o período ninfal da mosca-branca em aproximadamente nove dias em comparação com o genótipo padrão de suscetibilidade, Pérola (15,73 dias). Tal prolongamento pode estar associado à presença de fatores morfológicos, como cerosidade e/ou tricomas (Müller & Riederer 2005, Glas *et al* 2012), ou até mesmo por fatores químicos associados à resistência (Bernays & Chapman 1994, Smith 2005). O prolongamento elevado das fases jovens do inseto-praga nos genótipos CHIP 300, CHIP 348 e H96A102-1-1-1-52 o sugere a ocorrência de resistência do tipo antibiose e/ou antixenose nos respectivos genótipos (Painter 1951).

O maior prolongamento no período de ovo a adulto foi constatado no genótipo CHIP 300 (34,22 dias), o qual exigiu aproximadamente 10 dias a mais para completar o ciclo comparativamente ao genótipo suscetível Pérola (24,36 dias). Esse fato pode ser decorrente de uma menor adequação nutricional ou da presença de fatores antibióticos nesse genótipo, aspectos que deverão ser melhor investigados em futuros estudos. Com base na literatura disponível, a duração do período de ovo a adulto varia entre os genótipos de feijoeiro, com relatos de períodos entre 16,20 e 41,00 dias (Oriani & Lara 2000, Torres *et al* 2012). Considerando-se que a planta hospedeira é determinante na duração das fases de ovo a adulto da mosca-branca, autores relataram grande variação no período de desenvolvimento da mosca-branca em genótipos de feijão-caupi (Cruz *et al* 2014), repolho (Villas Bôas *et al* 1997), algodão (Prado *et al* 2015), soja (Cruz & Baldin 2016), tomate (Baldin *et al* 2005) e, mais recentemente, em pimentão, onde constatou-se duração de 30,25 dias (Pantoja *et al* 2018), semelhante ao verificado presente estudo.

Os genótipos CHIB 06 (29,13%), Arcelina 4 (29,44%), CHIP 300 (30,00%), BRS Estilo (34,16%) e IPR Eldorado (35,55%) apresentaram baixos índices de viabilidade ninfal, também sugerindo a expressão de resistência por antibiose. No entanto, algumas plantas possuem combinações de fatores químicos e morfológicos

de resistência com efeitos extremamente inibitórios à performance do inseto-praga, dificultando o isolamento das causas relacionadas à antibiose e/ou antixenose, conforme discutido por outros autores (Panda & Khush 1995, Smith & Clement 2012).

Em trabalho desenvolvido com os genótipos Iapar 81 e IPR Eldorado foi verificada elevada viabilidade ninfal da mosca-branca, com índices de 88,70 e 69,30%, respectivamente (Silva *et al* 2014), diferentemente do presente estudo, onde a viabilidade nos dois genótipos não ultrapassou 45%. Essas divergências estão provavelmente associadas a diferenças metodológicas ou climáticas (temperatura não informada) empregadas no trabalho desses autores. Outros estudos relacionando baixos índices de viabilidade ninfal da mosca-branca à antibiose também foram descritos em diferentes hospedeiros, como feijão-caupi (45,50 a 89,10%) (Cruz *et al* 2014), soja (68,60% a 89,60%) (Cruz *et al* 2016), abobrinha (36,10 a 100%) (Baldin & Benduzzi 2010) e pimentão (0 a 25%) (Pantoja *et al* 2018). Por afetarem negativamente a performance das fases imaturas do inseto, as plantas portadoras de antibiose comumente provocam elevados índices de mortalidade ninfal ou larval, comprometendo a emergência de adultos (Painter 1951, Panda & Khush 1995, Smith 2005), conforme verificado em alguns genótipos no presente estudo.

Os genótipos que se destacaram com elevados níveis de mortalidade nos diferentes estádios ninfais foram CHIP 300, BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça e Tybatã. A mortalidade acentuou-se a partir do segundo ínstar, provavelmente devido ao aumento das atividades de alimentação do inseto. Embora os cinco genótipos tenham revelado significativo efeito deletério sobre as ninfas da mosca-branca, verificou-se que no genótipo CHIP 300 os efeitos foram mais intensos, sendo comum a constatação de indivíduos com deformidades (Fig 5B), bem como dificuldades nos processos de muda (Fig 5D) e emergência de adultos (Fig 5F), comparativamente aos indivíduos de mesmo estágio confinados ao genótipo suscetível Pérola (Figs 5A, C, E). As imagens (Fig 5B, D, F) indicam antibiose como mecanismo de resistência nesses genótipos. No entanto, novos estudos são necessários para maior elucidação quanto ao possível papel de fatores químicos de resistência, tais como inibidores enzimáticos ou compostos antibióticos (alcaloides, flavonoides, terpenoides) (Kubo & Hanke 1986) envolvidos na resistência desses materiais.

Embora os estudos que caracterizaram a expressão de antibiose em genótipos de feijoeiro a mosca-branca sejam escassos, alguns autores sugeriram que compostos secundários poderiam ser responsáveis por efeitos negativos na biologia de *B. tabaci* biótipo B. Em trabalho realizado com o genótipo de feijão Arcelina 4, cultivado no período de seca, foi verificado índice de mortalidade ninfal de 80% de *B. tabaci* biótipo B (Oriani & Lara 2000). No estudo, os autores sugeriram a presença da proteína arcelina como possível fator de resistência no genótipo testado, a qual seria a responsável pela alta mortalidade das ninfas do inseto. Na cultura da soja, foi sugerido que genótipos portadores de flavonoides também podem afetar de maneira negativa a biologia da mosca-branca (Vieira *et al* 2016). Em estudo com diferentes genótipos de algodoeiro, a presença de maiores níveis de gossipol em determinados materiais foi correlacionada negativamente à biologia de *B. tabaci* biótipo B (Gu *et al* 2013).

Considerando-se todos os resultados obtidos nos ensaios de desempenho biológico de *B. tabaci* biótipo B nos genótipos de feijão-comum, constatou-se que o genótipo CHIP 300 ocasionou maior prolongamento do período de ovo a adulto de *B. tabaci* biótipo B, indicando a expressão de antibiose e/ou antixenose. Adicionalmente, CHIP 300 e os genótipos BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, IPR Eldorado, H96A102-1-1-1-52 e CHIB 06 afetaram negativamente o desenvolvimento (viabilidade e mortalidade) da mosca-branca, indicando elevados níveis de resistência por antibiose e ou/antixenose. Contudo, os fatores de resistência associados a esses materiais deverão ser melhor investigados por meio de caracterização da composição bioquímica desses genótipos. Dessa forma, esses genótipos podem constituir-se importantes fontes de resistência a *B. tabaci* biótipo B para programas de melhoramento genético visando à obtenção de linhagens resistentes.

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

- Alon M, Alon F, Nauen R, Morin (2008) Organophosphates' resistance in the B-biotype of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) is associated with a point mutation in an ace1-type acetylcholinesterase and over expression of carboxylesterase. *Insect Biochem Mol Biol* 38(10):940–949. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2008.07.007>
- Aragão FJ, Faria JC (2009) First transgenic geminivirus-resistant plant in the field. *Nat Biotechnol* 27(12):1086–1088. <https://doi.org/10.1038/nbt1209-1086>
- Baldin ELL, Vendramim JD, Lourenção, AL (2005) Resistance of tomato genotypes to the whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 34(3):435–44. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X20050003>
- Baldin ELL, Beneduzzi RA (2010) Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. *J Pest Sci* 8(3):223-229. <https://doi.org/10.1007/s103>
- Belo MSSP, Pignati W, Dores EFGC, Moreira CJ, Peres J (2012) Uso de agrotóxicos na produção de soja do Estado do Mato Grosso: um estudo preliminar de riscos ocupacionais e ambientais. *Rev Bras Saúde Ocup* 37(25):78–88. <http://doi.org/10.1590/S0303-76572012000100011>
- Bernays EA, Chapman RF (1994) *Host-Plant Selection by Phytophagous Insects*. Springer, 312 p. <http://doi.org/10.1007/b102508>
- Brown JK, Bird J (1992) Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. *Plant Dis* 76(1):220-225. <https://doi.org/10.1094/PD-76-0220>
- Broughton WJ, Hernández G, Blair M, Beebe S, Gepts P, Vanderleyden J (2003) Beans (*Phaseolus* spp.) model food legumes. *Plant Soil* 252(1):55–128
- COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Acompanhamento da safra brasileira de grãos. Produtos e serviços indicadores da agropecuária. 2017. Acessado 19 dez 2017. <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivospdf>.

- 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:(4)639-645. <https://doi.org/10.1007/s10340-014-0612-4>
- Cruz PL, Baldin ELL (2016) Performance of *Bemisia tabaci* biotype B on soybean genotypes. *Neotrop Entomol* 46(2):210-215. <https://doi.org/10.1007/s13744-016-0445-3>
- Desneux N, Deucourtye A, Delpuech JM (2007) The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu Rev Entomol* 52(1):81–106. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.52.110405.091440>
- 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(1): 40–43. <https://doi.org/10.1046/j.1471-8286.2003.00344.x>
- Fancelli AL (2010) Feijão-Tópicos de Nutrição e Adubação. ESALQ/USP, Piracicaba, pp 1-24
- FAO (2015) Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/3/a-bb029e> Acessado 19 dez 2017
- Garrido-Ramirez ER, Sudashana MR, Gilbertson RL (2000) Bean golden yellow mosaic vírus from Chiapas, México: Characterization, pseudo recombination with the bean infecting geminiviruses and germplasm screening. *Phytopathology* 90(10):1224–1232. <https://doi.org/10.1094/000.90.11.1224>
- Glas JJ, Schimmel BCJ, Alba JM, Escobar-Bravo R, Schuurink RC, Kant MR (2012) Plant glandular trichomes as targets for breeding or engineering of resistance to herbivores. *Int J Mol Sci* 13(1): 17070-17103
- Gilbertson RL, Batuman O, Webster CG, Adkins S (2015) Role of the insect super vectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. *Annu Rev Virol* 2(1):67–93. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-031413-085410>

- Guo JY, Wu G, Wan, F-H (2013) Effects of high-gossypol cotton on the development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) MEAM1 Cryptic Species. Entomol Soc Am 106(3):1379–1385. <http://www.bioone.org/doi/full/10.1603/EC12401>
- Houndete, TA, Ketoh GK, Hema OSA, Brevault T, Glitho IA, Martin T (2010) Insecticide resistance in field populations of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in West Africa. Pest Manag Sci 66(1):1181–1185. <https://doi.org/10.1002/ps.2008>
- Horowitz AR, Kontsedalov S, Denholm I, Ishaaya I (2002) Dynamics of insecticide resistance in *Bemisia tabaci*: a case study with the insect growth regulator pyriproxyfen. Pest Manag Sci 58(11):1096–1100. <https://doi.org/10.1002/ps.545>
- Kaschuk G, Hungria M, Andrade DS, Campo RJ (2006) Genetic diversity of rhizobia associated with common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) grown under no-tillage and conventional systems in southern Brazil. Appl Soil Ecol 32(2):210–220. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.06.008>
- Kubo I, Hanke FG (1986) Chemical methods for isolating and identifying phytochemicals biologically active in insects. In: Miller JR, TA Miller (eds). Insects-plant interactions. Springer, New York, pp 121–153
- Lourenção AL, Nagai H (1994) Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. Bragantia 53(1):53–59 <http://doi.org/10.1590/S0006-87051994000>
- Ma W, Li X, Dennehy TJ, Lei C, Wang M, Degain BA, Nichols RL (2010) Pyriproxyfen resistance of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) Biotype B: metabolic mechanism. J Econ Entomol 103(1):158–165. <https://doi.org/10.1603/EC0912>
- Musa PD, Ren S (2005) Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. Insect Sci 12(1):25–30. <https://doi.org/10.1111/j.1672-9609.2005.00004.x>
- Müller C, Riederer M (2005) Plant surface properties in chemical ecology. J Chem Ecol 31(1): 2621-2651

- Naranjo SE, Legg JP (2010) Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: Stansly PA, Naranjo SE (eds) *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer, Dordrecht, pp 105–107
- Navas-Castillo J, Olivé EF, Campos SC (2011) Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Annu Rev Phytopathol* 49(1):219-248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>
- 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(3):573–582. <http://doi.org/10.1590/S0301-80592000000300>
- 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(1):97–103. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X20050001000>
- Oliveiraa MRV, Henneberryb TJ, Andersonc P (2001) History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Prot* 20 (1):709–723. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00108-9](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00108-9)
- Painter RH (1951) *Insect resistance in crop plants*. McMillan, New York: 520p
- Panda N, Khush GS (1995) *Host plant resistance to insects*. CAB International, Oxon, 431p
- Pantoja KFC, Rocha KCG, Melo AMT, Marubayashi JM, Baldin ELL, Bentivenha JPF, Gioria R, KoboriRF, Pavan MA, Krause-Sakate R (2018) Identification of *Capsicum* accessions tolerant to *Tomato severe rugose virus* and resistant to *Bemisia tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1). *Trop Plant Pathol*. <https://doi.org/10.1007/s40858-018-0212-6>
- Peixoto ML, Boiça-Junior AL (2014) Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. *Arq Inst Biol* 81(2):134–139. <http://dx.doi.org/10.1590/1808-1657000992012>

- 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(1):405-413. <http://dx.doi.org/10.1111/jen.12274>
- SAS Institute (2009) PROC user's manual, version 9.2. SAS Institute, Cary, p 3470
- Simon C, Frati F, Beckenbach A, Crespi B, Liu H, Flook P (1994) Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene-sequences and a compilation of conserved polymerase chain-reaction primers. Ann Entomol Soc Am 87(6):651-701. <https://doi.org/10.1093/aesa/87.6.651>
- Silva AG, Boiça-Junior AL, Farias PRS, Rodrigues NEL, Souza BHS, Bottega DB, Chiorato AF (2014) Non-preference for oviposition and antibiosis in bean cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). Rev Colomb Entomol 40(1):7–14
- Shapiro SS, Wilk MB (1965) An analysis of variance test for normality (complete sample). Biometrika 52(3):591-611
- Smith CM (2005) Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Springer, 243 p. <https://doi.org/10.1007/1-4020-3702-3>
- Smith CM, Clement SL (2012) Molecular bases of plant resistance to arthropods. Annu Ver Entomol 57(1):309–328. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-120710-100642>
- Stansly PA, Naranjo SE (2010) Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest. Springer, 540 p. <https://doi.org/10.1007/978-90-481-2460-2>
- Torres LC, Souza B, Lourenção AL, Costa MB, Amaral BB, Carbonell SAM, Chiorato AF, Tanque RL (2012) Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. Bragantia 71(3):346–354. <http://doi.org/10.1590/S0006-87052012005000031>
- 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(4):431–442. <https://doi.org/10.1007/s10340-012-0443-0>

Vieira SS, Lourenção AL, Graça JP, Janegitz T, Salvador MC, Oliveira MCN, Hoffmann-Campo CB (2016) Biological aspects of *Bemisia tabaci* biotype B and the chemical causes of resistance in soybean genotypes. Arthropod Plant Interact 10(6):525–534. <http://dx.doi.org/10.1007/s11829-016-9458-4>

Villas Bôas GL, França FH, Ávila AC, Bezerra IC (1997) Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii*. Brasília, EMBRAPA, 6p. (Comunicado Técnico, 9)

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 10(4):506–513.



Fig 1 Etapas do ensaio de avaliação do desempenho biológico de *Bemisia tabaci* biótipo B em diferentes genótipos de feijão-comum: A) plantas em estágio fenológico V3-V4adequado para o ensaio; B) liberação das moscas-brancas no interior das gaiolas de “voil”; C) gaiolas imediatamente fechadas após a liberação dos insetos e D) visão geral do ensaio conduzido em casa de vegetação.

Tabela 1 Genótipos de feijoeiro-comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae) avaliados para resistência a *B. tabaci* biótipo B e respectivas genealogias características.

Genótipo	Banco de germoplasma	Genealogia/Origem/ Características	Histórico de resistência
BRS Esplendor	EMBRAPA	Originou-se do cruzamento CB911863 / AN9123293	na*
SCS 204 Predileto	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("preto opaco", obtido de linhagem provinda do CIAT (2000)	na*
BRS Estilo	EMBRAPA	Originou-se do cruzamento EMP 250 /4/ A 769 /// A 429 / XAN 252 // V 8025 / PINTO VI 114, realizado em 1991 no CIAT.	na*
BRS Notável	EMBRAPA	Cruzamento entre as linhagens A769/4/ A774 /// A429 / XAN 252 // V 8025 / G 4449 /// WAF 2 / A 55 // GN 31 / XAN 170	na*
CHIB 06	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri, coletada em área agrícola de Alfredo Wagner – SC (coletado na década de 80)	na*
IPR Eldorado	IAC	Cruzamento entre Carioca 99 x G.N. Nebraska 1 Sel. 27 x BAT 614	Antixenose (Silva <i>et al</i> 2014)
IPR Garça	IAPAR	Não informado	na*
Iapar 81	IAC	A 769 / 4 / EMP 250 /// A 429 / XAN 252 // C 8025 / G 4449 /// WAF 2 / A 55 // GN 31 / XAN 170	Antixenose (Silva <i>et al</i> 2014)
IPR Quero-Quero	IAC	Seleção recorrente envolvendo os genótipos BAT 477, IAPAR 14, FT 84-29, Jalo EEP, A 252, A 77, Ojo de Liebre, ESAL 645, Pintado, Carioca, ESAL 645, P 85, P 103, H-4, AN910522, ESAL 624, Carioca MG	na*
SCS 202 Guará	IAC	Acesso Jabola Bag IAC x IAC Tybatã	na*
Arcelina 4	IAC	Jalo Itararé x IAC Carioca Eté	Antibiose (Oriani & Lara 2000)
CHIP 348	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri ("preto Guarapuava"), coletada em área agrícola de São Carlos – SC (coletado em 2002)	na*
CHIP 300	EPAGRI	Acesso do banco de germoplasma da Epagri, coletada em área agrícola de Chapecó – SC (coletado na década de 80)	na*
Tybatã	IAC	Emp81 x H853-50-2	na*
IAC Carioca Eté	IAC	L933 x LM30630-12-2	na*
H96A102-1-1-1-52	IAC	(IAC . Car. Aruã x G5686) x (Xan 251 . IAC Car. Akytã) x (IAC Car. Pyatã x Mar 1) x Pérola	na*
Pérola	IAC	Seleção em 'Aporé'	Suscetível (Silva <i>et al</i> 2014)

* Não avaliado.

Tabela 2 Médias (\pm EP) de duração para período de incubação, instares ninfais e período ninfal total de *Bemisia tabaci* biótipo B em 17 genótipos de feijoeiro-comum, em casa de vegetação.

Genótipo	Duração (dias)					
	Incubação ¹	1° instar ¹	2° instar ¹	3° instar ¹	4° instar ¹	Período ninfal ¹
SCS 204 Predileto	10,57 \pm 0,25 a	1,84 \pm 0,13 cde	3,40 \pm 0,09 hg	9,00 \pm 0,88 cdef	5,04 \pm 0,28 ef	19,26 \pm 0,71 ef
BRS Notável	10,35 \pm 0,17 ab	1,78 \pm 0,08 ed	4,18 \pm 0,24 cdef	9,18 \pm 0,25 bcde	5,63 \pm 0,30 cde	20,50 \pm 0,70 cde
SCS 202Guará	10,11 \pm 0,20 abc	2,00 \pm 0,06 bcd	3,58 \pm 0,14 fgh	9,77 \pm 0,26 abc	4,95 \pm 0,02 ef	20,01 \pm 0,33 ed
CHIP 300	10,05 \pm 0,21 abc	1,66 \pm 0,09 e	7,54 \pm 0,39 a	10,57 \pm 0,30 a	6,80 \pm 0,35 a	24,91 \pm 0,46 a
Arcelina4	9,96 \pm 0,17 abc	1,84 \pm 0,13 cde	4,44 \pm 0,25 cd	7,72 \pm 0,67 g	6,17 \pm 0,23 abc	20,27 \pm 0,74 ed
BRS Esplendor	9,80 \pm 0,17 bc	1,84 \pm 0,18 cde	4,23 \pm 0,31 cdef	8,33 \pm 0,54 efg	5,63 \pm 0,36 cde	19,94 \pm 0,21 ed
lapar 81	9,72 \pm 0,05 bcd	2,14 \pm 0,05 bc	4,01 \pm 0,03 defg	8,58 \pm 0,07 defg	5,25 \pm 0,08 de	19,74 \pm 0,07 def
CHIP 348	9,72 \pm 0,24 bcd	1,87 \pm 0,04 cde	4,19 \pm 0,12 cdef	10,76 \pm 0,41 a	5,11 \pm 0,30 e	21,84 \pm 0,30 b
IAC Carioca Eté	9,69 \pm 0,22 bc	1,65 \pm 0,08 e	4,78 \pm 0,29 c	8,57 \pm 0,10 defg	5,69 \pm 0,22 bcde	20,18 \pm 0,13 de
IPR Quero-Quero	9,62 \pm 0,19 cd	1,97 \pm 0,07 bcd	3,91 \pm 0,25 defg	9,29 \pm 0,32 bcde	6,15 \pm 0,32 abc	20,86 \pm 0,39 bcd
H96A102-1-1-1-52	9,62 \pm 0,30 cd	1,89 \pm 0,07 cde	3,79 \pm 0,26 defg	9,65 \pm 0,34 abcd	6,74 \pm 0,40 a	21,60 \pm 0,46 bc
CHIB 06	9,53 \pm 0,16 cde	2,05 \pm 0,05 bcd	6,15 \pm 0,35 b	5,12 \pm 0,07 h	4,27 \pm 0,04 f	18,53 \pm 0,17 f
BRS Estilo	9,07 \pm 0,43 def	2,48 \pm 0,14 a	4,27 \pm 0,40 cde	7,99 \pm 0,78 fg	5,97 \pm 0,64 abcd	20,58 \pm 1,00 bcde
IPR Garça	8,92 \pm 0,33 efg	2,14 \pm 0,25 bc	4,11 \pm 0,17 cdef	8,68 \pm 0,30 cdefg	5,35 \pm 0,19 de	20,14 \pm 0,26 de
IPR Eldorado	8,86 \pm 0,36 fg	2,04 \pm 0,14 bcd	3,71 \pm 0,08 efg	10,21 \pm 0,22 ab	5,63 \pm 0,10 f	20,51 \pm 0,25 cde
Pérola	8,66 \pm 0,17 fg	2,23 \pm 0,00 ab	2,62 \pm 0,01 i	4,23 \pm 0,02 h	6,44 \pm 0,02 ab	15,73 \pm 0,02 g
Tybatã	8,40 \pm 0,04 g	2,20 \pm 0,05 ab	3,03 \pm 0,03 hi	8,87 \pm 0,04 cdefg	5,63 \pm 0,07 cde	19,52 \pm 0,07 ef
<i>F</i>	6,61	3,88	22,35	16,56	7,31	16,70
<i>df</i>	16,84	16,85	16,85	16,83	16,80	16,81
<i>p value</i>	<0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001

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

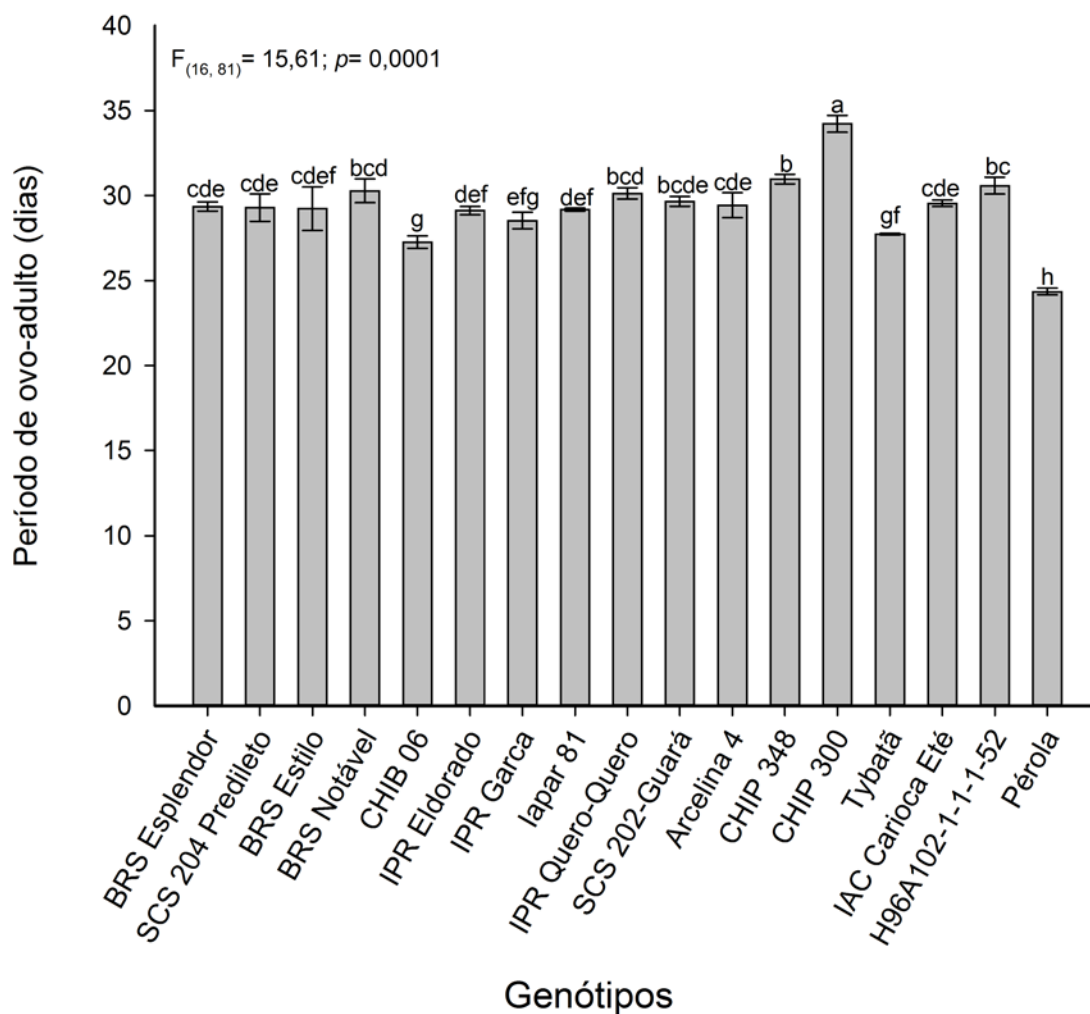


Fig 2 Médias (\pm EP) do período de desenvolvimento de ovo a adulto (em dias) de *Bemisia tabaci* biótipo B em 17 genótipos de feijoeiro-comum, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).

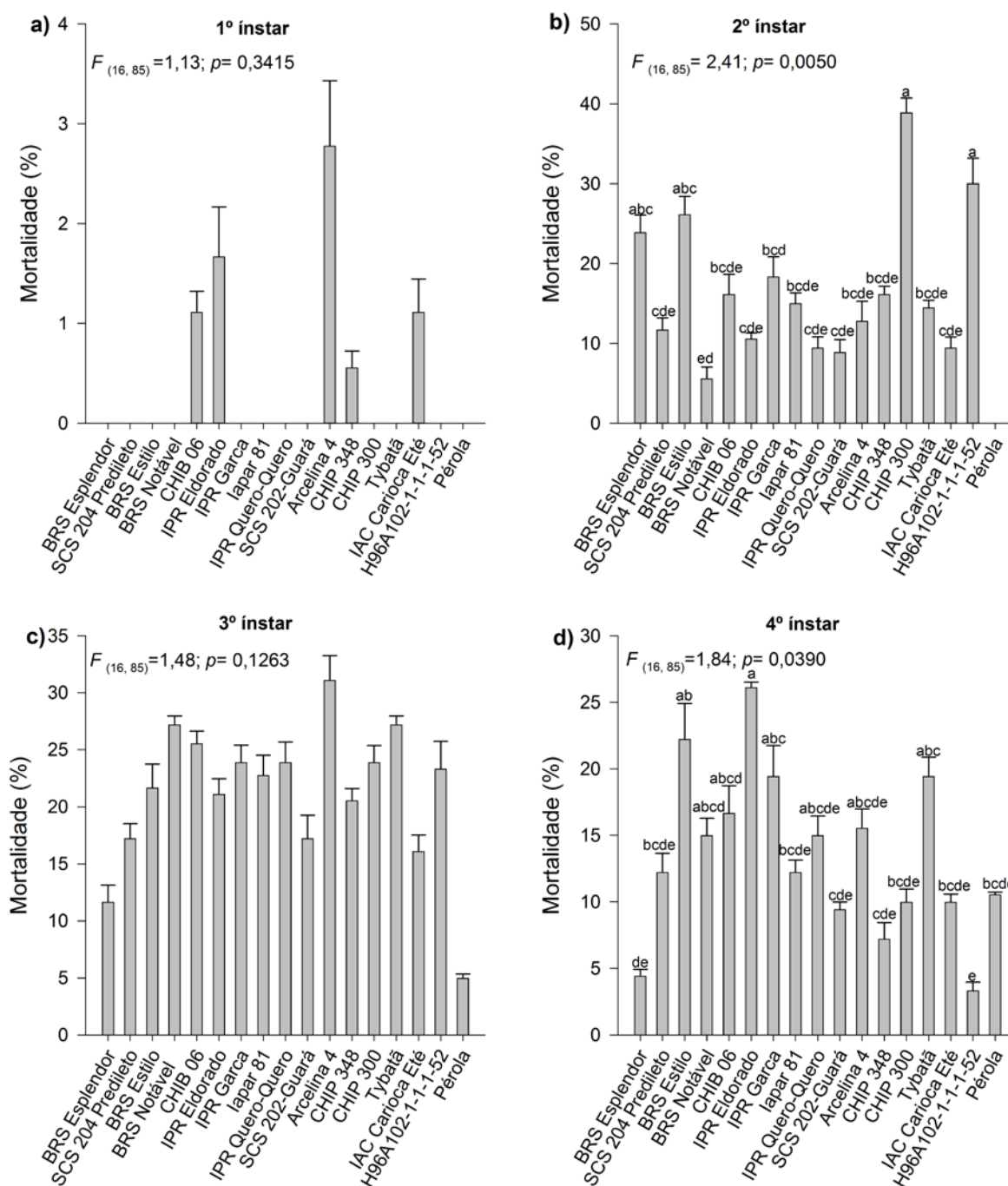


Fig 3 Médias (\pm EP) de mortalidade por instar ninfal de *Bemisia tabaci* biótipo B quando confinados em 17 genótipos de feijoeiro-comum. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).

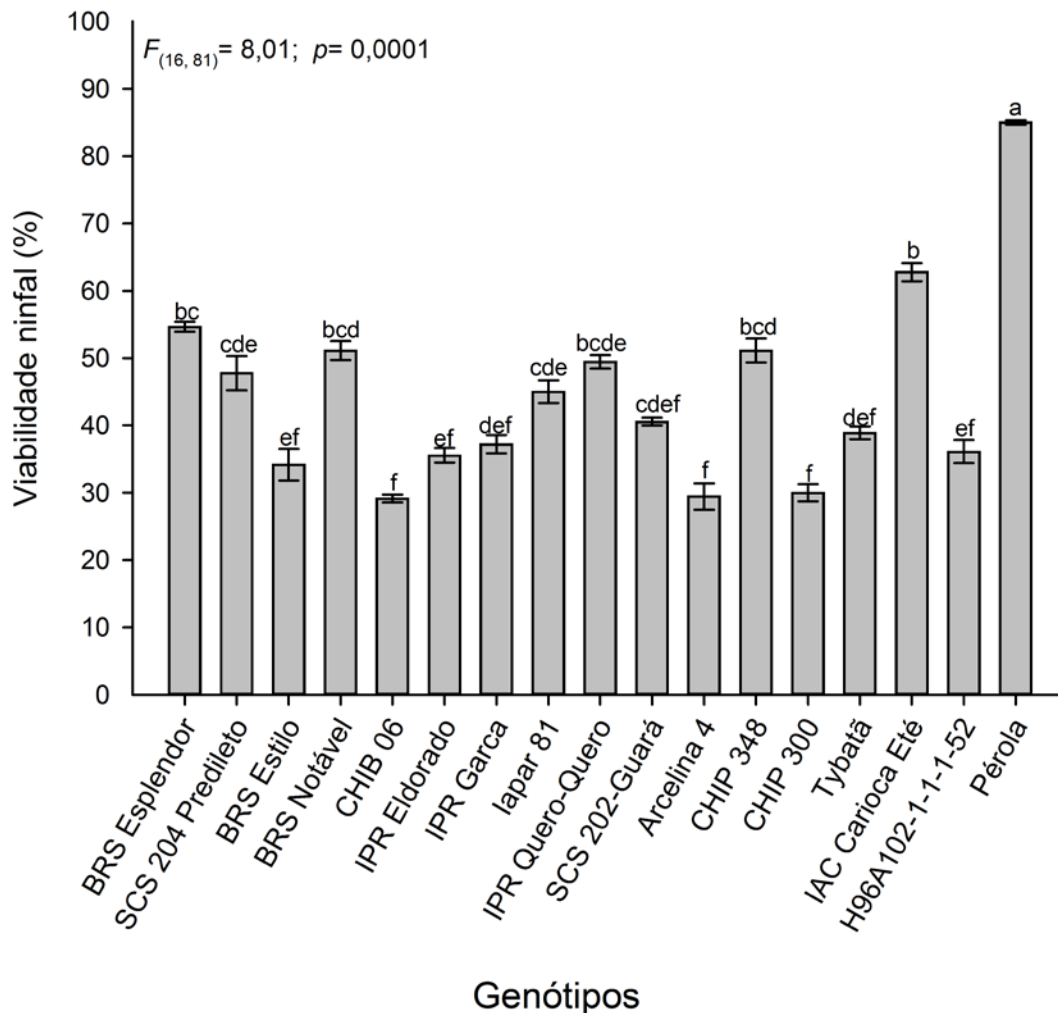


Fig 4 Médias (\pm EP) da percentagem de viabilidade ninfal de *Bemisia tabaci* biótipo B em 17 genótipos de feijoeiro-comum, em casa de vegetação. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Fisher LSD ($p > 0,05$).

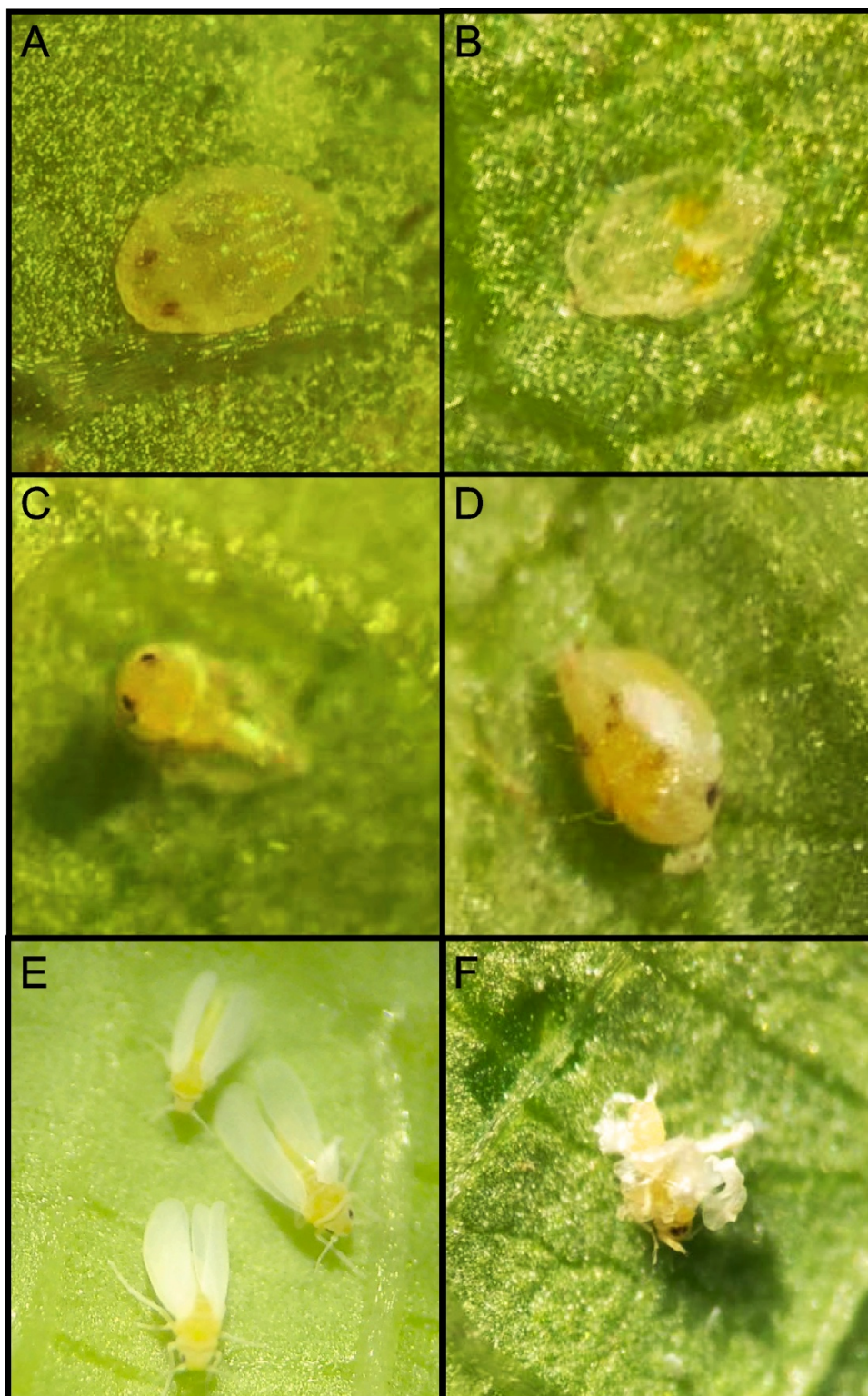


Fig 5 Diferentes estágios de desenvolvimento de *Bemisia tabaci* biótipo B observados sobre folíolos dos genótipos de feijoeiro suscetível Pérola (A, C e E) e do resistente por antibiose CHIP 300 (B, D e F).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A resistência varietal é uma importante ferramenta a ser considerada no manejo das populações da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura do feijoeiro. A busca por novas fontes de resistência deve avaliar germoplasmas com a maior variabilidade genética possível. Este trabalho iniciou-se avaliando 78 genótipos de diferentes origens e parentais distintos ampliando as chances de caracterização de resistência. No ensaio com chance de escolha, a partir desses 78 genótipos foram selecionados 21: BRS Ametista, BRS Estilo, BRS Esplendor, SCS 204 Predileto, BRS Notável, IPR Eldorado, CHIB 06, IPR Quero-Quero, Iapar 81, CHIP 338, IPR Garça, Arcelina 4, SCS 202 Guará, IAC Esperança, H96102-1-1-1-52, CHIP 348, Carioca Comum, CHIP 300, IAC Carioca Eté, IAC Ybaté e Tybatã. Estes materiais apresentaram menor preferência para oviposição e menor colonização por ninfas de mosca-branca, indicando a expressão de resistência do tipo antixenose e/ou antibiose.

Nos testes de preferência sem chance de escolha, a maioria dos genótipos revelou baixa infestação por adultos da mosca-branca, com destaque para CHIB 06, IPR Garça, CHIP 300 e IAC Esperança. Nestes materiais, verificaram-se maiores densidades de tricomas não glandulares, os quais podem estar associados à resistência desses genótipos. Os genótipos IPR Garça, IPR Quero-Quero, IAC Carioca Eté e H96A102-1-1-1-52 atraíram maior número de adultos no ensaio sem chance de escolha e apresentaram alta intensidade de luminosidade (L^*), verde (a^*) e amarelo (b^*). Também constatou-se correlação negativa entre luminosidade x oviposição e tricomas x número de adultos e ovos.

Nos genótipos BRS-Ametista, SCS 204 Predileto, BRS-Estilo, IPR Eldorado, SCS-202 Guará, Carioca Comum, Arcelina 4, CHIP 348 e IAC-Esperança a resistência por antixenose e/ou antibiose se mostrou mais estável. Os fatores morfológicos e físicos desempenham papel importante na seleção hospedeira, contudo fatores químicos e fenológicos não devem ser desconsiderados e deverão ser objeto de investigações futuras.

Com relação ao desempenho biológico, verificou-se que o genótipo CHIP 300 ocasionou o maior prolongamento do período de ovo a adulto de *B. tabaci* biótipo B.

Além disso, CHIP 300 e os genótipos BRS Estilo, Arcelina 4, IPR Garça, Tybatã, IPR Eldorado, H96A102-1-1-1-52 e CHIB 06 afetaram negativamente o desenvolvimento (baixa viabilidade /alta mortalidade) da mosca-branca, sugerindo elevados níveis de resistência do tipo antibiose e/ou antixenose. Análises quanto aos fatores de resistência presentes nesses genótipos deverão ser objeto de futuras investigações.

REFERÊNCIAS

- ALENCAR, J. A. A. et al. Métodos gerais de controle da mosca-branca. In: HAJI, F. N. P.; BLEICHER, E. (Eds). **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004, 43-49 p.
- ALON, M. et al. Organophosphates' resistance in the B-biotype of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) is associated with a point mutation in an ace1-type acetylcholinesterase and overexpression of carboxylesterase. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 38, n.1, p. 940-949, 2008.
- ARAGÃO, F. J.; FARIA, J. C. First transgenic geminivirus-resistant plant in the field. **Nature Biotechnology**, New York, v. 27, n. 12, p. 1086–1088, 2009.
- BALDIN, E. L. L. et al. Characterization of antixenosis in soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.110, n. 4, p.1869-1876, 2017.
- BELO, M. S. S. P. et al. Uso de agrotóxicos na produção de soja do Estado do Mato Grosso: um estudo preliminar de riscos ocupacionais e ambientais. **Revista Brasileira Saúde Ocupacional**, v. 37, n. 125, p. 78-88, 2012.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS, T. S. Whitefly biology. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 36, n. 1, p. 431-457, 1991.
- BROUGHTON, W. J. et al. Beans (*Phaseolus* spp.) –model food legumes. **Plant and Soil**, v. 252, n. 1, p. 55-128, 2003.
- 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.; FROHLICH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex? **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 40, n. 1, p. 511–534, 1995.
- COELHO, S. A. M. P. et al. Resistência de meloeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia**, Campinas, v. 68, n. 4, p. 1025-1035, 2009.
- COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos. Produtos e serviços indicadores da agropecuária**. 2017. Disponível em: 20 fev. 2018.
<http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/17_letim_graos_setembro_2017.pdf>. Acesso em: 19 dez. 2017.

- DE BARRO, P. J. et al. *Bemisia tabaci*: A statement of species status. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 56, n. 1, p. 1–19, 2011.
- DEUSNEUX, N.; DEUCOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 52, n. 1, p. 81- 106, 2007.
- FARIA, J. C.; OLIVEIRA, M. N.; YOKOYAMA, M. Resposta comparativa de genótipos de feijoeiro à inoculação com o vírus-do-mosaico-dourado no estágio de plântula. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 4, p. 566-572, 1994.
- FAO. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. About the International year of pulses. Disponível em: <<http://www.fao.org/3/a-bb029e.pdf>>. Acesso em: 19 dez. 2017.
- GARRIDO-RAMIREZ, E. R.; SUDASHANA, M. R.; GILBERTSON, R. L. Bean golden yellow mosaic virus from Chiapas, México: Characterization, pseudorecombination with other bean infecting geminiviruses and germplasm screening. **Phytopathology**, v. 90, n. 10, p.1224-1232, 2000.
- 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.
- GILBERTSON, R. L. et al. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual Review of Virology**, v. 2, n. 1, p. 67–93, 2015.
- 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. (Eds). **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2004. 15-20p.
- 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**, v. 11, n.1, p. 1-15, 2016.
- KASCHUK G. et al. Genetic diversity of rhizobia associated with common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) grown under no-tillage and conventional systems in southern Brazil. **Applied Soil Ecology**, v. 32, n. 1, p. 210–220, 2006.
- LARA, F. M. **Princípios de resistência de plantas a insetos**. 2. ed. São Paulo: Ícone, 1991. 336 p.

- LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v. 53, n. 1, p. 53-59, 1994.
- LOURENÇÃO, A. L.; MIRANDA, M. A. C.; ALVES, S. B. Ocorrência epizoótica de *Verticillium lecanii* em *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) no Estado do Maranhão. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 183-185, 2001.
- MUSA, P. D.; REN, S. Development and reproduction of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on three bean species. **Insect Science**, v. 12, n. 1, p. 25-30, 2005.
- NARANJO, S. E.; LEGG, J. P. Biology and ecology of *Bemisia tabaci*. In: Stansly, P. A.; Naranjo, S. E. (Eds.). ***Bemisia: bionomics and management of a global pest***. Springer: Dordrecht. 2010. 105-107p.
- NAVAS-CASTILLO, J.; OLIVÉ, E. F.; CAMPOS, S. C. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, n. 1, 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. **Histórico e impacto das pragas introduzidas no Brasil**. Ribeirão Preto: Holos, 2001. 61-71p.
- ORIANI, M. A. G.; LARA, F. M. Antibiosis effects of wild bean lines containing arcelin on *Bemisia tabaci* (Genn.) Biotype B (Homoptera: Aleyrodidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 3, p. 573-582, 2000.
- ORIANI, M. A. G. DE.; VENDRAMIM, J. D.; BRUNHEROTTO, R. Atratividade e não-preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 1, p. 105-111, 2005.
- ORIANI, M. A. G.; VENDRAMIM, J. D. 2010. Influence of trichomes on attractiveness and ovipositional preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato genotypes. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 39, n. 6, p. 1002-1007, 2010.
- PANDA, N.; G. S. KHUSH. **Host plant resistance to insects**. CAB International, Oxon. 1995.
- PAINTER, R.H. **Insect resistance in crop plants**. New York: McMillan, 1951. 520 p.
- PEIXOTO, M. L.; BOIÇA-JUNIOR, A. L. Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. **Arquivo do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 81, n. 2, p. 134-139, 2014.

PRADO, J. C. et al. Resistance of cotton genotypes with different leaf colour and trichome density to *Bemisia tabaci* biotype B. **Journal of Applied Entomology**, Berlin, v. 140, n. 1, p. 405-413, 2015.

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

SILVA, L. D. et al. Monitoramento da suscetibilidade a inseticidas em populações de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) no Brasil. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 38, n. 1, p. 116-125, 2009.

SILVA, A. G. et al. Non-preference for oviposition and antibiosis in bean cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Revista Colombiana de Entomología**, v. 40, n. 1, p. 7-14, 2014.

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

SMITH, C. M.; CLEMENT, S. L. Molecular bases of plant resistance to arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 57, n. 1, p. 309-328, 2012.

TAY, W. T. et al. Novel molecular approach to define pest species status and tritrophic interactions from historical *Bemisia* specimens. **Scientific Reports**, Bethesda, v. 7, n. 1, p. 1-13, 2017.

TORRES, L. C. et al. Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia**, Campinas, v. 71, n. 3, p. 346-354, 2012.

VENDRAMIM, J. D.; NISHIKAWA, M. A. N. Melhoramento para resistência a insetos. In: NASS, L. L. et al. (Ed.). **Recursos genéticos e melhoramento-plantas**. Rondonópolis: Fundação MT, 2001. 737-781p.

VENDRAMIM, J. D.; GUZZO, E. C. Resistência de plantas e a bioecologia e nutrição dos insetos. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). **Bioecologia e nutrição dos insetos: bases para o manejo integrado de pragas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. 1055-1105 p.

VILLAS BÔAS, G. L et al. **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.; CASTELO-BRANCO, M. **Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI)**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2009. 16 p. (Circular Técnica, 70).