

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris*) A *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) BIOTIPO B
(Hemiptera: Aleyrodidae)**

Paulo Henrique Soares Barcelos

Engenheiro Agrônomo

2018

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris*) A *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) BIOTIPO B
(Hemiptera: Aleyrodidae)**

Paulo Henrique Soares Barcelos

Orientador: Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola).

2018

B242r Barcelos, Paulo Henrique Soares
Resistência de genótipos de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) a *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) / Paulo Henrique Soares Barcelos. -- Jaboticabal, 2018
50 p. : il., tabs., fotos

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal
Orientador: Arlindo Leal Boiça Júnior

1. mosca-branca. 2. categorias de resistência de plantas a insetos. 3. feijão. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris*) A
Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) BIOTIPO B (Hemiptera: Aleyrodidae)

AUTOR: PAULO HENRIQUE SOARES BARCELOS

ORIENTADOR: ARLINDO LEAL BOIÇA JUNIOR

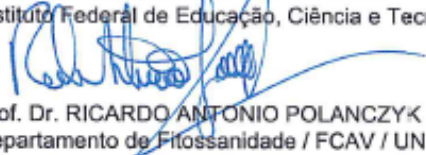
Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em AGRONOMIA
(ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA), pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOIÇA JUNIOR
Departamento de Fitossanidade / FCAV / UNESP - Jaboticabal



Profa. Dra. MARINA ROBLES ANGELINI
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Triângulo Mineiro / Uberlândia/MG



Prof. Dr. RICARDO ANTONIO POLANCZYK
Departamento de Fitossanidade / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Jaboticabal, 01 de novembro de 2018

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

PAULO HENRIQUE SOARES BARCELOS – Natural de Quirinópolis, GO, nascido em 08 de dezembro de 1993, filho de Neiri Klabis Dias Barcelos e Wanderléia Soares da Silva Barcelos, é Técnico Agropecuário formado pela Escola Agrotécnica Federal de Uberlândia, MG, no ano de 2010, e Engenheiro Agrônomo graduado pelo Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Triângulo Mineiro (IFTM), Câmpus Uberlândia, MG, no ano de 2016. De 2013 a 2015, durante o curso de graduação, desenvolveu atividades de pesquisa na área de Entomologia Agrícola, sendo bolsista de iniciação científica (PIBIC/IFTM), sob a orientação da Profa. Dra. Marina Robles Angelini. Em agosto de 2016, iniciou o curso de Mestrado em Agronomia, área de concentração em Entomologia Agrícola, pela Universidade Estadual Paulista – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP/FCAV, Câmpus de Jaboticabal, SP, atuando em pesquisas na subárea de Resistência de Plantas a Insetos, sendo bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, sob orientação do Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior.

DEDICO...

*Ao meu pai **Neiri Klabis** e
Minha mãe **Wanderléia Soares**,
A quem devo muito do que aprendi em minha vida,
Pelo apoio e confiança incondicional nos momentos mais difíceis.*

*Àquele cuja presença sempre será lembrada,
A ausência sempre sentida e seu Nome para sempre será honrado:
Meu avô **Getúlio Barcelos**,
Um nobre guerreiro da vida, os quais seus exemplos
São reflexo na concretização dos meus ideais.*

OFEREÇO...

*A minha amada esposa **Andressa Caroline**,
Pelo incentivo e apoio em minhas decisões.
Pelo companheirismo e cumplicidade de sempre,
Bem como os olhares cheios de amor, que me fortalece
Nos momentos mais difíceis.*

AGRADECIMENTOS

A Deus, fonte de inspiração, iluminação e proteção, pelo dom da vida e por estar ao meu lado em todos os momentos.

A minha querida esposa pelo companheirismo, amor, amizade, toda ajuda e pelos finais de semanas perdidos em prol do meu estudo.

Em especial ao Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Júnior, pela valiosa orientação, ensinamentos, incentivo, confiança, amizade e pelo exemplo de comportamento ético e profissional.

A Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” e a Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal – UNESP/FCAV, por toda estrutura necessária para a condução deste trabalho.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Entomologia Agrícola pela oportunidade de crescimento pessoal, profissional e realização do curso.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão da bolsa de mestrado.

Aos doutores Alisson Fernando Chiorato (IAC), Anésio Bianchini (IAPAR) e Romeu Santos (EMBRAPA) pelo fornecimento das sementes de genótipos de feijoeiro usados na condução dos experimentos.

Ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Entomologia Agrícola pelos conhecimentos transmitidos no decorrer do curso.

Aos Professores Dra. Nilza Maria Martinelli e Dr. Ricardo Antônio Polanczyk pela participação e valiosa colaboração no meu Exame Geral de Qualificação.

Ao Técnico do Laboratório Zulene Antonio Ribeiro pelo auxílio e suporte.

A equipe de trabalho Carlos Alessandro de Freitas, Marcelo Mueller de Freitas, Sandy Sousa Fonseca, Stéfane Carolina Quista da Silva Faria e pela amizade e pelo compromisso com o presente e os demais trabalhos.

Aos colegas do Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos - UNESP/FCAV: Bruno Henrique Sardinha de Souza, Carlos Alessandro de Freitas, Luciano Nogueira, Marcelo Mueller Freitas, Sandy Sousa Fonseca, Stéfane Caroline Quista da Silva Faria, Wellington Ivo Eduardo e pela amizade e auxílio em diversas atividades.

A minha orientadora de graduação Profa. Dra. Marina Robles Angelini, pela amizade, oportunidade, ensinamentos e incentivo quando iniciei os trabalhos em pesquisa voltados para a área de Entomologia Agrícola.

As amigas Kelly Cristina Gonçalves, Sandy Sousa Fonseca, Stéfane Caroline Quista da Silva Faria pelo convívio agradável, companheirismo, apoio em todos os momentos e grande amizade.

Aos colegas e amigos do Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola da UNESP/FCAV, por tornarem as horas de estudo mais prazerosas, pela cooperação e amizade.

E a todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

Muito Obrigado!!!

SUMÁRIO

RESUMO.....	ii
ABSTRACT.....	iii
LISTA DE TABELAS	iv
LISTA DE FIGURAS	v
1. CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	1
1.1. Introdução.....	1
1.2. Revisão de Literatura.....	2
1. 2. 1. A cultura do feijão	2
1. 2. 2. Aspectos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	4
1. 2. 2. 1. Origem e distribuição geográfica	4
1. 2. 2. 2. Hospedeiros.....	5
1. 2. 2. 3. Aspectos morfológicos, biológicos e comportamentais.....	6
1. 2. 2. 4. Danos e prejuízos.....	8
1. 2. 2. 5. Controle	10
1.3 Referencias.....	14
2. CAPÍTULO 2 – ANTIBIOSE E ANTIXENOSE EM <i>Bemisia tabaci</i> BIÓTIPO B POR GENÓTIPOS DE FEIJOEIRO COMUM.....	23
RESUMO.....	23
ABSTRACT.....	24
2. 1. Introdução.....	25
2. 2. Material e Métodos	27
2. 2. 1. Criação e manutenção de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B.....	27
2. 2. 2. Genótipo de feijoeiros avaliados.....	27
2. 2. 3. Teste de antibiose	29
2. 2. 4. Teste de antixenose para oviposição	30
2. 2. 4. 1. Teste com chance de escolha	30
2. 2. 4. 2. Teste sem chance de escolha	31
2. 2. 5. Análises estatísticas	32
2. 3. Resultados e Discussão	33
2. 4. Conclusões.....	44
2. 5. Referencias.....	45
3. CAPÍTULO 3 – CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	49

RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris*) A *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) BIÓTIPO B (Hemiptera: Aleyrodidae)

RESUMO – O feijão é importante fonte de proteína é usado na alimentação humana em diversos países incluindo o Brasil, que é o terceiro maior produtor mundial desse grão. Fatores limitantes da produção são sérios problemas para os agricultores, nessa cultura dentre os principais destaca-se a incidência de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B. Este inseto suga a seiva das plantas e, além disso, transmite vírus para a cultura, sendo o mais devastador o *Bean golden mosaic virus* (BGMV) no qual as perdas podem chegar até 100%. O presente trabalho teve por objetivo identificar genótipos de feijoeiro resistentes à *B. tabaci* biótipo B nas categorias por antibiose e antixenose para oviposição. Para isso, foram realizados três experimentos, desenvolvidos em laboratório e em casa-de-vegetação, avaliando-se 26 genótipos de feijoeiro. Inicialmente foi realizado o teste antibiose para seleção de 8 genótipos mais resistentes e alguns mais suscetíveis. Após a seleção, foi realizado o teste de antixenose para oviposição com e sem chance de escolha, em delineamento de blocos casualizados com 4 repetições. No primeiro teste as variáveis avaliadas foram: período de incubação dos ovos; viabilidade dos ovos; período ninfal; viabilidade ninfal; período da eclosão das ninfas a morte dos adultos; longevidade dos adultos. Nos outros dois testes foram avaliados o número de ovos por cm² em cada genótipo. Os dados foram submetidos aos testes de normalidade (Kolmogorov-Smirnov) e homocedasticidade (Bartlett), para verificar a necessidade de transformar os dados, e, quando necessário, foi efetuada a mais adequada. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) pelo teste F, sendo as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott, a 5 % de probabilidade. Análises multivariadas de componentes principais agrupamento e hierárquico pelo método de Wards foram realizadas para auxiliar na discriminação dos genótipos de acordo com os possíveis níveis de resistência. Os genótipos IAC Sintonia e IAC Harmonia prolongaram o período ninfal do inseto em relação aos genótipos BRS Esteio e IAPAR 57. Os menores valores de viabilidade ninfal foram observados nos genótipos IPR Eldorado, IAC Formoso e IAC Sintonia, enquanto que nos genótipos IAPAR 65, BRS Campeiro e Pérola a viabilidade ninfal foi maior. Três grupos foram obtidos, sendo eles: altamente suscetível; suscetível e moderadamente resistente. Os genótipos IAC Harmonia, BRS Esplendor, IAC Sintonia, IPR Eldorado, GEN781A59, BRS Radiante e IAC Netuno apresentaram resistência moderada à *B. tabaci* biótipo B na categoria por antibiose. No teste de antixenose para oviposição o genótipo IAC Sintonia foi menos ovipositado que os demais.

Palavras-chave: mosca-branca, categorias de resistência de plantas a insetos, feijão.

RESISTANCE OF BEAN GENOTYPES (*Phaseolus vulgaris*) to *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) BIOTIPO B (Hemiptera: Aleyrodidae)

ABSTRACT – Bean is an important protein source used in human food in several countries including Brazil, which is the third world's largest producer of this grain. Factors limiting production are serious problems for farmers. Among the main crops, the incidence of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B is highlighted. This insect sucks the sap from plants and, in addition, transmits viruses to the crop. the most devastating Bean golden mosaic virus (BGMV) in which losses can reach up to 100%. The present work had as objective to identify bean genotypes resistant to *B. tabaci* biotype B in the categories by antibiosis and antixenosis for oviposition. For this, three experiments were carried out, developed in the laboratory and in greenhouse, evaluating 26 bean genotypes. Initially the antibiosis test was performed to select 8 more resistant and some more susceptible genotypes. After the selection, the antixenosis test for oviposition with and without chance of choice was carried out in a randomized complete block design with 4 replicates. In the first test the variables evaluated were: egg incubation period; egg viability; nymphal period; nymphal viability; period of the hatching of nymphs to death of adults; longevity of adults. In the other two tests the number of eggs per cm² in each genotype was evaluated. Data were submitted to normality tests (Kolmogorov-Smirnov) and homocedasticity (Bartlett), to verify the need to transform the data, and, when necessary, the most appropriate one was performed. Data were submitted to analysis of variance (ANOVA) by the F test, and the means were compared by the Scott-Knott test, with a 5% probability. Multivariate analyzes of major clustering and hierarchical components by the Wards method were performed to aid in discrimination of genotypes according to possible levels of resistance. Among the evaluated genotypes IAC Sintonia and IAC Harmonia extended the nymphal period of the insect in relation to BRS Esteio and IAPAR 57 genotypes. The lowest values of nymphal viability were observed in genotypes IPR Eldorado, IAC Formoso and IAC Sintonia, while in genotypes IAPAR 65, BRS Campeiro and Pérola nymphal viability was higher. Three groups were obtained, being: highly susceptible; susceptible and moderately resistant. The genotypes IAC Harmonia, BRS Esplendor, IAC Sintonia, IPR Eldorado, GEN781A59, BRS Radiante and IAC Netuno showed moderate resistance to *B. tabaci* biotype B in the antibiosis category. In the antixenosis test for oviposition, the genotype IAC Sintonia was less oviposited than the others.

Key words: whitefly, resistance categories of plants to insects, beans.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Genótipos de feijoeiro utilizados no experimento e suas respectivas procedências	28
Tabela 2. Períodos de incubação dos ovos, ninfal, e da eclosão das ninfas a morte dos adultos e longevidade dos adultos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação, Jaboticabal, SP, 2017	34
Tabela 3. Viabilidade (%) de ovos e ninfas de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação, Jaboticabal, SP, 2017	37
Tabela 4. Número médio ($\pm$ EP) de ovos de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B em folhas de genótipos de feijão em teste de antixenose com e sem chance de escolha	41
Tabela 5. Número médio ($\pm$ EP) de tricomas em folhas de genótipos de feijão	43
Tabela 6. Valores dos coeficientes de correlação linear entre o número de ovos (ovos.cm ⁻²) de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B e tricomas em folhas da parte superior e inferior de genótipos de feijão em teste de antixenose, com chance de escolha.....	43
Tabela 7. Valores dos coeficientes de correlação linear entre o número de ovos (ovos.cm ⁻²) de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B e tricomas em folhas da parte superior e inferior de genótipos de feijão em teste de antixenose, sem chance de escolha.....	44

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Gaiola confeccionada para liberação dos adultos no teste de antibiose	30
Figura 2. Gaiola (armação de ferro + tecido <i>voile</i>) utilizada no teste de antixenose para oviposição, com chance de escolha.....	31
Figura 3. Gaiola (armação de ferro + tecido <i>voile</i>) utilizada no teste de antixenose para oviposição, sem chance de escolha.....	32
Figura 4. Distribuição de genótipos de feijoeiro e distância euclidiana, segundo análise de componentes principais, método Wards, obtidos em teste com <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B	39
Figura 5. Análise de componentes principais dos parâmetros biológicos: P. ninfal (Período Ninfal); P. ninfa-adulto (Período de eclosão das ninfas a morte dos adultos); Long. Adultos (Longevidade dos adultos) e Sob. Ninfal (Sobrevivência ninfal) de <i>Bemisia tabaci</i> biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação	40

1. CAPÍTULO 1 – Considerações Gerais

1.1. Introdução

O agronegócio é uma das principais atividades econômicas desenvolvidas no Brasil. Ele compõe cerca de 22% do PIB (Produto Interno Bruto), o que evidencia a grande importância e representatividade da agricultura brasileira (CEPEA, 2016).

Além de produtor, o Brasil é um dos maiores exportadores mundiais de insumos, “commodities”, produtos e subprodutos agrícolas. Dentre os produtos produzidos pelo Brasil o feijão é um dos alimentos que se destaca no cenário agrícola brasileiro (EMBRAPA, 2006). O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de feijão (FAO, 2017) com expectativa de 3 milhões de toneladas, para a safra 2018/2019, cultivados em uma área total de 3 milhões de hectares (CONAB, 2018).

Apesar da produção expressiva, houve, em relação a última safra, uma redução de cerca de 20% na produção total, bem como na área plantada, indicando um recuo dos produtores de feijão (CONAB, 2018). Um dos fatores responsáveis por esta redução é o ataque de pragas que acometem a cultura do feijoeiro, dentre elas a mais importante é a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Além de danos diretos, através da sucção da seiva das plantas efetuada por ninfas e adultos, o que ocasiona deformações na planta, estes insetos causam sérios danos indiretos, tais como favorecer a proliferação do fungo causador da fumagina, através da eliminação de substâncias açucaradas durante sua alimentação. Outro dano indireto, e ainda mais prejudicial, é a transmissão do *Bean Golden Mosaic Virus* (BGMV), causador do mosaico dourado do feijoeiro, principal doença da cultura, que causa amarelecimento das folhas e reduz o porte das plantas, resultando em queda expressiva na produtividade (FARIA e YOKOYAMA, 2008).

Como tática de controle, ao longo das safras, uma quantidade considerável de produtos químicos é utilizada na tentativa de controle da mosca-branca,

proporcionando a eliminação de grande parte dos inimigos naturais, devido à baixa seletividade desses produtos. Este fato, aliado a alta incidência desse inseto, que possui maior potencial reprodutivo em relação aos inimigos naturais, ocasionando surtos dessa praga, causando assim, perdas na produção gerando sérios problemas aos agricultores (YUKI, 2014).

O principal modo de controle da mosca-branca ainda é o controle químico que é feito com uma gama restrita de produtos eficazes (YUKI, 2014; AGROFIT, 2018). Devido a estes problemas uma tática de controle bastante viável é a resistência de genótipos de feijão à mosca-branca, por se tratar de uma técnica que não onera custo ao produtor, garante o desenvolvimento e a produtividade da planta, é uma pratica sustentável ao meio ambiente, reduz riscos de intoxicação ao ser humano e aos animais, reduz os custos com aplicações de agrotóxicos e reduz a pressão de seleção sobre populações resistentes (JESUS, 2007; BOIÇA JÚNIOR et al., 2013).

Então, a seleção de genótipos resistentes à *B. tabaci* biótipo B torna-se importante ferramenta para o sucesso do cultivo do feijoeiro. Sendo assim, o presente trabalho teve objetivo de selecionar dentre vários genótipos de feijão, aqueles que apresentam resistência à mosca-branca (*B. tabaci* biótipo B), nas categorias por antibiose e antixenose para oviposição.

1.2.Revisão de Literatura

1.2.1. A cultura do feijão

O feijão é uma espécie dicotiledônea, autógama e diplóide, pertencente à família Fabaceae, subfamília Faboideae, gênero *Phaseolus* e espécie *Phaseolus vulgaris* L., planta herbácea, monóica com os dois sexos na mesma flor (FERREIRA, 2008), completa seu ciclo entorno de 70 a 100 dias, dependendo da cultivar (IAC, 2018), caracterizando uma cultura temporária ou anual (PEDROSA, 2014).

Arqueólogos estimam que o feijão foi domesticado a partir do ano 10.000 a.C. e que provavelmente tenha origem na América do Sul, na região do norte do Peru e noroeste da Argentina; e/ou Mesoamérica, na região que abrange o México e a Guatemala (EMBRAPA, 2000).

O cultivo do feijoeiro cresce progressivamente, a nível mundial, desde a década de 1960. De acordo com o último levantamento da Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO, 2017), são produzidos, aproximadamente, 27 milhões de toneladas de feijão no mundo todo, sendo os três maiores produtores, Mianmar, Índia e Brasil, respectivamente.

O Brasil representa cerca de 13% da produção mundial de feijão, sendo colhidos aproximadamente 3,3 milhões de toneladas do grão no ano safra 2017/2018. O estado do Paraná é o maior produtor brasileiro de feijão, seguido por Minas Gerais e Goiás, os quais juntos somam 46% da produção total do país (CONAB, 2018).

Assim como na maioria dos países produtores, o excedente de feijão exportado pelo Brasil é pouco expressivo, devido, principalmente, o elevado consumo interno desse grão, cerca de 15 kg/per capita/ano. A complementação da demanda brasileira é suprida através da importação de feijão da Argentina, que possui destaque como uma das maiores produtoras latinas (DEPEC, 2017).

A diversidade no cultivo do feijoeiro permite que o mesmo seja explorado em todas as regiões brasileiras praticamente durante o ano todo. De acordo com o período de plantio, o Brasil apresenta três épocas e/ou safras distintas de cultivo: safra das águas, safra da seca e a safra de inverno. A safra das águas corresponde aos meses de novembro a abril; a safra da seca abrange os meses de abril a junho; e a safra de inverno compreende os meses de julho a setembro (DEPEC, 2017; CONAB, 2018; IAC, 2018).

No Brasil, uma parte representativa da produção de alimentos, bem como o feijão, é advinda da agricultura familiar, ou seja, o cultivo dessa espécie apresenta grande importância no aspecto social gerando emprego e renda direta e

indiretamente no meio rural e urbano, além de ser um dos principais componentes da alimentação de milhões de brasileiros (BEZERRA e SCHLINDWEIN, 2017).

1.2.2. Aspectos de *Bemisia tabaci* biótipo B

1.2.2.1. Origem e distribuição geográfica

Originária, provavelmente, da Índia e/ou do Paquistão. A mosca-branca foi relatada pela primeira vez, como *Aleyrodes tabaci*, na Grécia, em 1889, infestando plantações de tabaco (*Nicotina* spp.). Em 1897, foi encontrada em plantações de batata-doce nos Estados Unidos e descrita como *Bemisia inconspicua*. Em 1957, aproximadamente 20 espécies de mosca-branca, incluindo as citadas acima, foram agrupadas em uma única espécie, *B. tabaci* (BROWN et al., 1995). Devido suas características morfológicas serem indistinguíveis, os indivíduos de *B. tabaci* que apresentam diferenças biológicas, comportamentais e genômicas são classificados como diferentes biótipos (CANDO, 2007). Os biótipos A, B e Q são os mais conhecidos e difundidos no território global (BROWN et al., 1995; JIAO et al., 2013; BARBOSA et al., 2014). Nos Estados Unidos e no México, em 1981, o biótipo A foi considerado praga severa em lavouras de algodão e em plantações de cucurbitáceas em geral. No final dos anos 1980 o biótipo B se espalhou pela América Latina (BARBOSA et al., 2014) e por volta de 1991, foi introduzido nos Estados Unidos (BROWN et al., 1995). O biótipo Q foi relatado inicialmente no Japão (IIDA et al., 2009), México, Guatemala, Estados Unidos, Costa Rica, Uruguai e Argentina (BARBOSA et al., 2014) .

No Brasil o primeiro registro de *B. tabaci* biótipo A foi em 1923, porém em baixas populações, no estado da Bahia (BONDAR, 1928), e considerada preocupante, devido a alguns surtos em 1968, em lavouras de algodão, soja e feijão na região norte do Paraná e sul de São Paulo (COSTA et al., 1973). Em 1994, Lourenção e Nagai constataram a presença de um novo biótipo de *B. tabaci*

causando prejuízos em diversas culturas, com destaque para olerícolas. Logo, esse novo biótipo foi confirmado como biótipo B pela Dra. Judith Brown, da Universidade do Arizona (FRANÇA et al., 1996) e desde então é o mais difundido no Brasil ocupando praticamente todo território nacional (BARBOSA et al., 2014; SILVA et al., 2017). Em 2014, foi registrado o primeiro relato de biótipo Q no Brasil. A introdução iniciou-se na região Sul do país e é atribuída a prováveis migrações de exemplares advindos do norte do Uruguai e da Argentina que se estabeleceram as condições locais. Essa introdução torna-se preocupante, visto que, este biótipo apresenta maior capacidade de sobrevivência, principalmente a baixas temperaturas, invasão e adaptação quando comparado ao biótipo B. Outro agravante é a menor sensibilidade a inseticidas químicos, o que pode favorecer o aumento de populações resistentes, e ainda maior intensidade de transmissão de vírus (MARUBAYASHI et al., 2013; BARBOSA et al., 2014).

Acredita-se que a disseminação mundial de mosca-branca foi realizada, principalmente, através da comercialização de plantas ornamentais, com destaque para bico-de-papagaio (*Euphorbia pulcherrima*). Em parâmetros gerais, *B. tabaci* biótipo B está, assim como no Brasil, mundialmente difundida e causando inúmeros prejuízos em diversas culturas (SILVA et al., 2017; WATANABE, 2017).

1.2.2.2. Hospedeiros

Planta hospedeira é aquela em que o inseto se alimenta, se desenvolve e reproduz, completando seu ciclo de vida, perpetuando sua espécie e garantindo gerações subsequentes. Portanto, a mosca-branca é considerada extremamente polífaga, pois possui como hospedeiro várias espécies de plantas. No âmbito agrícola, diversas culturas de interesse podem ser citadas, dentre elas, feijão, soja, feijão-caupi, algodão, tomate, melão, melancia, pimentão, mandioca, abóbora, abobrinha, berinjela, couve, couve-flor, quiabo, repolho, jiló, brócolis, pepino, batata-doce (CANTO, 2006; POLETTI e ALVES, 2013; SUEKANE et al., 2013; EFSA,

2013), além das espécies ornamentais como bico-de-papagaio, crisântemo, rosa e gérbera (SOTTORIVA, 2010; JIAO et al., 2013; POLETTI e ALVES, 2013).

Esta praga possui ainda hospedeiros alternativos, que, geralmente, são espécies de plantas daninhas. No Brasil as mais comuns são guanxuma (*Sida rhombifolia*), leiteiro (*Euphorbia heterophylla*), erva-de-santa-luzia (*Euphorbia hirta*), corda-de-viola (*Ipomea* spp.), falsa-serralha (*Emilia fosbergii*), perpétua-roxa (*Centratherum punctatum*) e melão-de-são-caetano (*Momordica charantia*), estas favorecem seu desenvolvimento em períodos de ausência das culturas agrícolas (LINK et al., 1979; HAJI et al., 1999).

1.2.2.3. Aspectos morfológicos, biológicos e comportamentais

A mosca-branca é um inseto hemimetabolo, ou seja, possui metamorfose incompleta, apresentando fases de ovo, ninfa e adulto. Os ovos apresentam, aproximadamente, 0,2 mm de comprimento, coloração esverdeada quando recém-colocados, passando a marrom quando se aproxima a eclosão das ninfas. De formato piriforme ou elíptico assimétrico, são providos de um pedicelo subapical curto, que é uma extensão do córion embrionário, com função de fixação do ovo na folha e absorção de água (BYRNE e BELLOWS JÚNIOR, 1991; GALLO et al., 2002; SILVA et al., 2017).

A ninfa apresenta quatro instares distintos. No primeiro instar ela é transparente, de 0,3 mm de comprimento, apresenta aparelho bucal desenvolvido e antenas trisegmentadas. As pernas são bem desenvolvidas, com coxa, trocânter, fêmur, tíbia e tarso unisegmentado, terminando em um arólio pedunculado. O abdome é composto de oito segmentos tendo orifício vasiforme presente no oitavo (LIMA et al., 2001). No segundo instar ela é pouco maior (0,4 mm) e mais arredondada em comparação a de primeiro instar (VILLAS BÔAS e BRANCO, 2009). O aparelho bucal é mais desenvolvido em comparação a ninfa I. As antenas e as pernas são atrofiadas. O orifício vasiforme é triangular, com a lígula pontiaguda, sendo parcialmente coberta pelo opérculo (LIMA et al., 2001). A ninfa de terceiro

instar é bastante semelhante a anterior. O estilete permanece à mostra e a ninfa é ligeiramente maior e mais translúcida (BYRNE e BELLOWS, 1991; LIMA et al., 2001). Inicialmente, a ninfa de quarto instar, é achatada, seus apêndices são atrofiados e possui coloração amarelada e presença de dois ocelos avermelhados. Posteriormente, torna-se convexa recebendo o nome de “pseudopupa” ou “pupário”. Apresenta 0,7 mm de comprimento podendo ou não apresentar setas dorsais. Estas setas tendem a ser curtas quando os hospedeiros possuem folhas glabras. O orifício vasiforme é triangular, sendo que a lígula é espatulada provida de duas setas terminais. A emergência dos adultos ocorre através de uma fenda em forma de “T” invertido no dorso da “pseudopupa” (EICHELKRAUT e CARDONA, 1989; BYRNE e BELLOWS, 1991; LIMA et al., 2001; OLIVEIRA, 2001; GALLO et al., 2002; VILLAS BÔAS e BRANCO, 2009).

O adulto de *B. tabaci* biótipo B, apresenta dorso amarelado, dois pares de asas membranosas e o corpo coberto por uma pulverulência branca característica da família Aleyrodidae. Medem aproximadamente 1 mm de comprimento, sendo que, invariavelmente, a fêmea é maior que o macho. Os insetos adultos são opistognatos e apresentam aparelho bucal do tipo sugador labial em todas as fases de desenvolvimento (LIMA et al., 2001; GALLO et al., 2002; LIMA, 2014).

A duração média da fase de ovo à de adulto é de, aproximadamente, 16 a 24 dias, totalizando 15 gerações, quando o ciclo é longo (24 dias), a 22 gerações anuais quando seu ciclo é reduzido (16 dias) (MARUBAYASHI, 2009). O período de incubação dos ovos varia de 6 a 7 dias. O período ninfal dura em média 10 a 17 dias. Os estádios ninfais são divididos em quatro, sendo eles, ninfas I, II, III e IV, tendo o quarto instar conhecido como “pupário” ou “pseudopupa” com duração de 5 a 6 dias (LIMA et al., 2001). Os adultos, após emergirem, apresentam sobrevivência média de 10 a 15 dias dependendo do hospedeiro (MANSARAY e SUNDUFU, 2009), contudo, sem alimentação, estes não sobrevivem mais de dois dias (PEIXOTO e BOIÇA JÚNIOR, 2014; SILVA et al., 2017).

A variação, em dias, de cada fase do ciclo, é dependente de alguns fatores como tipo de hospedeiro, qualidade do substrato alimentar, umidade e, principalmente, temperatura, visto que, este inseto apresenta limitação no seu

desenvolvimento durante o inverno, período o qual as baixas temperaturas tornam-se desfavoráveis, obrigando o inseto reduzir seu metabolismo, ocasionando assim um aumento na duração do seu ciclo total (NARITA, 2016).

Os adultos são bastante ativos. A dispersão ocorre nas horas mais quentes do dia, sendo realizada a curta e a longa distância. Na fase adulta são realizadas várias cópulas, as mesmas se iniciam de 12 a 48 horas após a emergência dos adultos. Caracteristicamente, as fêmeas possuem uma elevada capacidade reprodutiva, podendo ovipositar de 100 a 300 ovos por ciclo (BROWN e BIRD, 1992). As fêmeas colocam seus ovos individualizados, invariavelmente, na face abaxial das folhas, dispostos em círculos, semicírculos ou isolados, dependendo do hábito alimentar durante a oviposição (VILLAS BÔAS e BRANCO, 2009; LIMA, 2014). As ninfas de primeiro instar possuem pernas bem desenvolvidas tornando-se sésseis ao momento que encontram um local adequado para se fixarem, onde permanecem fixas até a emergência dos adultos (LIMA et al., 2001).

1.2.2.4. Danos e prejuízos

Considerada mundialmente como ameaça agrícola, a mosca-branca causa uma série de injúrias em diversas plantas de interesse econômico, ocasionando perdas na produção e elevado prejuízo aos produtores. Um dos principais motivos de preocupação aos que se relacionam com o meio agrícola são a quantidade e a agressividade de vírus transmitidos por essa praga. Esses vírus causam doenças nas plantas que, na maioria das situações, são irreversíveis, dizimando milhares de cultivos, principalmente de cucurbitáceas, feijão e tomate (EFSA, 2013; SUEKANE et al., 2013; WATANABE, 2017). Cerca de 300 espécies de vírus podem ser transmitidas por *B. tabaci* biótipo B, os quais se dividem em 5 gêneros: *Begomovirus* (família *Geminiviridae*), *Carlavirus* (família *Betaflexiviridae*), de maior frequência, *Crinivirus* (família *Closteroviridae*), *Ipomovirus* (família *Potyviridae*) e *Torradovirus* (família *Secoviridae*) menos frequentes (GILBERTSON et al., 2015).

No Brasil, dois *Begomovirus* apresentam maior importância, o *Bean golden mosaic virus* (BGMV) e o *Tomato severe rugose virus* (ToSRV) (FREITAS, 2012; BELLO, 2017). O BGMV é o causador do mosaico dourado do feijoeiro. A partir de 1970 esse vírus foi disseminado rapidamente e passou a ser considerada como a doença mais importante da cultura do feijão. Podendo dizimar plantações inteiras, essa doença é extremamente agressiva, visto que, *B. tabaci* biótipo B é extremamente eficiente na sua transmissão e o método de manejo mais eficaz, para que a doença não se espalhe, é a adoção de vazio sanitário durante alguns meses, considerando as dificuldades no controle do vetor (INOUE-NAGATA et al., 2016; BELLO, 2017). Contribuindo com o manejo da praga e da doença a Embrapa desenvolveu um feijoeiro transgênico (Evento Embrapa 5.1) resistente ao vírus BGMV, no entanto, este material apresenta suscetibilidade a outros vírus que infectam o feijão, principalmente o *Cowpea mild mottle virus* que também é transmitido pela mosca-branca (EMBRAPA, 2014; SANTANA, 2015).

Juntamente com o *Melon yellowing-associated virus* (MYaV), o *Cowpea mild mottle virus* (CpMMV) são os dois principais *Carlavirus* transmitidos pela mosca-branca. O CpMMV, também conhecido como mancha angular do feijoeiro, pode ser transmitido para a soja, apresentando tipo e severidade de sintomas variáveis, podendo causar mais de 30% de perdas. Os sintomas se manifestam, geralmente, através de mosaicos em forma de manchas angulares de coloração amarelada (MARUBAYASHI et al., 2010; SUEKANE et al., 2013; BELLO, 2017).

Além da transmissão de vírus, os adultos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B succionam constantemente a seiva das plantas provocando danos diretos, afetando o potencial das culturas, causando distúrbios fisiológicos na planta e, conseqüentemente, redução de produtividade (POLETTI e ALVES, 2013). Uma característica do ataque dessa praga é o surgimento da fumagina, doença causada por fungos do gênero *Capnodium*, nas folhas das plantas, devido à elevada excreção de *honeydew*, substância rica em açúcares que favorece o desenvolvimento desse fungo (SUEKANE et al., 2013).

Dadas às conseqüências causadas por esse inseto, evidencia-se a importância dessa espécie como praga em diversas culturas, incluindo o feijoeiro,

havendo, portanto, necessidade de manejo intensivo em regiões agrícolas, principalmente aquelas com histórico de ocorrência de mosca-branca.

1.2.2.5. Controle

Durante vários anos de cultivo da terra para fins agrícolas, diversos inseticidas químicos foram e ainda são utilizados visando o controle da mosca-branca, contudo, devido o elevado potencial evolutivo deste inseto, o cenário agrícola brasileiro apresenta-se com um elevado número de populações resistentes às moléculas inseticidas (FONTES et al., 2010; POLETTI e ALVES, 2013).

Desde a década de 1990, um volume considerável de inseticidas foi utilizado com intuito de controle de *B. tabaci* biótipo B (MATTOS et al., 2003). Os grupos químicos organofosforados, carbamatos, piretróides, neonicotinóides e os reguladores de crescimento são os utilizados com maior frequência. Resultados satisfatórios no controle de adultos foram obtidos com o uso de imidaclopride, bem como utilizando a mistura de organofosforados + piretróides (MATTOS et al., 2003; FREITAS, 2012; VIEIRA et al., 2012). Outros ingredientes ativos de destaque para controle da mosca-branca são acefato, metamidofós, deltametrina, tiametoxan e lambda-cialotrina (MATTOS et al., 2003; JANINI et al., 2011; VIEIRA et al., 2012; BOIÇA JÚNIOR et al., 2017; AGROFIT, 2018). A partir do aumento no consumo de inseticidas nas lavouras de feijão, surgiram casos de populações resistentes de *B. tabaci* biótipo B (RAMALHO e ABREU, 2002), então, como estratégia a fim de evitar esse processo, os ingredientes ativos buprofezin e piriproxifem foram bastante empregados, devido à mortalidade elevada em ninfas de *B. tabaci* biótipo B (MATTOS et al., 2003; VIEIRA et al., 2012), bem como a rotação de modos de ação de inseticidas (FREITAS, 2012; POLETTI e ALVES, 2013; CROSARIOL NETTO e BARROS, 2016). Outra estratégia de manejo de resistência dessa praga é o emprego do controle biológico, como por exemplo, a associação do fungo *Beauveria bassiana* com o inseticida tiacloprido, que reduz a população da praga, contribuindo ainda com redução de custo e uso de produto químico, resultando num menor

impacto ambiental e menor pressão de seleção no desenvolvimento de populações resistentes de mosca-branca (ALVES et al., 2001; CROSARIOL NETTO e BARROS, 2016), contudo, diversos são os relatos de resistência de *B. tabaci* biótipo B a grande maioria dos produtos listados acima (POLETTI e ALVES, 2013; CROSARIOL NETTO e BARROS, 2016).

Com o desenvolvimento do mercado de inseticidas, novas moléculas foram criadas apresentando também eficiência considerável para controle de mosca-branca. As moléculas de cartape e abamectina, além de causar mortalidades superiores a 80%, apresentam maior seletividade a inimigos naturais como, por exemplo, o percevejo predador *Lasiochilus* sp. (BACCI et al., 2007). A seletividade também é evidenciada em acefato, acetamiprido, espiromesifeno e tiametoxam sobre *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Hymenoptera: Platygastridae), parasitóide de ovos (VIEIRA et al., 2012), contudo, o principal parasitóide de ninfas de mosca-branca, *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera: Aphelinidae), apresenta alta sensibilidade a estes e aos demais inseticidas (BACCI et al., 2007; VIEIRA et al., 2012). As inovações no ramo de pesquisas de inseticidas devem procurar destaque no controle de mosca branca com produtos que apresentem maior seletividade aos inimigos naturais, compatibilidade com outros inseticidas, como piriproxifem, e que possua recomendação para diversas culturas, entre elas feijão, soja, algodão, batata, tomate, melão e melancia. Este produto pode se tornar mais uma ferramenta estratégica para o manejo de resistência de insetos a inseticidas (TOSCANO et al., 2016; AGROFIT, 2018), tema esse que se torna cada vez mais frequente e recomendado em sistemas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) por engenheiros agrônomos, pesquisadores, extensionistas e fabricantes de defensivos (GALLO et al., 2002; POLETTI e ALVES, 2013).

O uso de inseticidas químicos no controle de *B. tabaci* biótipo B, além de ser uma prática insustentável, aumenta a pressão de seleção sobre indivíduos resistentes. Portanto, o uso de outras táticas de controle, bem como a adoção do MIP, torna-se fundamental para o controle de mosca-branca, visando a manutenção de populações de inimigos naturais (POLETTI e ALVES, 2013).

A rotação de culturas é uma importante prática no manejo de *B. tabaci* biótipo B, visto que, contribui para quebrar o ciclo da praga, evitando gerações subsequentes (RAMALHO e ABREU, 2002; MATEUS et al., 2008), contudo, a rotação deve estar associada ao manejo de plantas daninhas que, eventualmente, servem de hospedeiros alternativos para o desenvolvimento do inseto (HAJI et al., 1999; MATEUS et al., 2008; POLETTI e ALVES, 2013).

Outro método de controle consideravelmente eficaz para mosca-branca é o biológico, com ênfase para utilização de fungos, principalmente *Isaria fumosorosea*, que, diferentemente de outros fungos, penetra na cutícula dos insetos através de complexos processos mecânicos e químicos (TIAN et al., 2015). Comercializado em larga escala na Europa e América do Norte, estudos comprovam a eficiência deste fungo no controle de *Bemisia tabaci*, incluindo o biótipo B, por causar mortalidade de ninfas superior a 95% (POTRICH et al., 2011).

Entre as alternativas disponíveis para o manejo da mosca-branca buscando minimizar os danos causados por ela e pelos vírus associados, a resistência de plantas apresenta diversas vantagens em relação às outras táticas de controle, por agir no comportamento de alimentação e oviposição, e/ou no desenvolvimento da mosca branca, mediado por características físicas, químicas e/ou morfológicas das plantas, reduzindo consideravelmente o risco da transmissão de vírus (MATEUS et al., 2008; BOIÇA JÚNIOR et al., 2013; POLETTI e ALVES, 2013).

A resistência de plantas pode ser expressa como qualquer redução no crescimento populacional de determinada praga, causado em função de alguma característica intrínseca da planta a qual é prejudicial ao inseto. Uma característica morfológica em plantas de feijoeiro que pode conferir resistência ou suscetibilidade à mosca branca é a presença e o tipo de tricomas. A maior densidade de tricomas por área vegetal no feijoeiro e em outras culturas hospedeiras de *B. tabaci*, pode tornar-se um fator de suscetibilidade ao inseto. Esta característica de preferência para oviposição da mosca-branca em plantas que possuam alta densidade de tricomas é uma estratégia utilizada pela espécie com o objetivo de fixação de seus ovos como forma de proteção e garantia de sobrevivência de seus descendentes (TORRES et al., 2012).

Além de características morfológicas, características químicas também podem estar relacionadas com a resistência de genótipos de feijão à mosca branca podendo, além de interferir no ciclo biológico do inseto, atrair ou repelir o mesmo em direção à planta. Segundo Boiça Júnior e Vendramim (1986) a cultivar Bolinha apresenta resistência na categoria por antibiose, por afetar negativamente o ciclo de vida de *B. tabaci*, enquanto o genótipo BAT 363 apresenta elevada mortalidade de ninfas além de menor preferência para oviposição de *B. tabaci*.

A resistência de cultivares de feijão também foi observada por Peixoto e Boiça Júnior (2014). Dentre diversos genótipos de feijoeiro comum estudados, IAC-Harmonia prolongou o período ninfal e total de desenvolvimento de *B. tabaci* biótipo B, caracterizando resistência na categoria por antibiose. Além destes, o genótipo de feijoeiro BRS-Horizonte também apresenta resistência nessa categoria, pois afeta negativamente o desenvolvimento do inseto (TORRES et al., 2012).

Diversos genótipos de feijoeiro, devido suas características físicas, químicas e/ou morfológicas, apresentam níveis variados de resistência à mosca-branca. Isto se atribui a mortalidade causada, principalmente sobre ninfas, bem como a interferência no ciclo biológico da praga, evidenciando assim a importância da resistência de plantas a insetos como ferramenta eficaz e sustentável em programas de MIP (JESUS, 2007; TORRES et al., 2012; BOIÇA JÚNIOR et al., 2017; HOSHINO et al., 2017).

Do ponto de vista ecológico e agrônômico, o uso de genótipos resistentes de feijoeiro para o controle de mosca-branca torna-se ferramenta fundamental como parte do MIP, pois, além de apresentar resultados satisfatórios no controle dessa praga, não onera custo, não exige conhecimento técnico específico por parte do produtor e reduz a contaminação ambiental.

1.3. Referencias

- AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em: <https://www.agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 11 agosto 2018.
- ALVES, S. B.; SILVEIRA, C. A.; LOPES, R. B.; TAMAI, M. A.; RAMOS, E. Q.; SALVO, S. Eficácia de *Beauveria bassiana*, imidacloprid e thiacloprid no controle de *Bemisia tabaci* e na incidência do BGMV. **Manejo Integrado de Plagas**, Costa Rica, n. 61, p. 31-36, 2001.
- BACCI, L.; PEREIRA, E. J. G.; CRESPO, A. L. B.; PICANÇO, M. C.; COUTINHO, D. C.; SENA, M. E. Eficiência e seletividade de inseticidas para o manejo de mosca branca e inimigos naturais em melancia. **Ceres**, Viçosa, n. 54, p. 47-54, 2007.
- BARBOSA, L. da F.; YUKI, V. A.; MARUBAYASHI, J. M.; MARCHI, B. R. de; PERINI, F. L.; PAVAN, M. A.; BARROS, D. R. de; GHANIM, M.; MORIONES, E.; NAVAS-CASTILLO, J.; KRAUSE-SAKATE, R. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. **Pest Management Science**, Londres, 2014.
- BELLO, V. H. **Transmissão de vírus pelas espécies crípticas de *Bemisia tabaci* Mediterraeon e Middle East-Asia minor 1**. 2017. 58 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, 2017.
- BEZERRA, G. J.; SCHLINDWEIN, M. M. Agricultura familiar como geração de renda e desenvolvimento local: uma análise para Dourados, MS, Brasil. **Interações**, Campo Grande, MS, v. 18, n. 1, p. 3-15, 2017.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L.; EDUARDO, W. I.; SOUZA, B. H. S.; CEDIN, I. R.; RIBEIRO, Z. A. Strategies for whitefly management on common beans using neem oil and insecticide, under greenhouse conditions. **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, East Lansing, v. 60, p. 87-88, 2017.

BOIÇA JÚNIOR, A. L.; SOUZA, B. H. S.; LOPES, G. S.; COSTA, E. N.; MORAES, R. F. O.; EDUARDO, W. I. Atualidades em resistência de plantas a insetos. 207-224p. IN: BUSOLI, A. C.; ALENCAR, J. R. D. C. C.; FRAGA, D. F.; SOUZA, L. A.; SOUZA, B. H. S.; GRIGOLLI, J. F. J. (Eds.). **Tópicos em Entomologia Agrícola – VI**. Jaboticabal: Gráfica Multipress, 2013.

BOIÇA JÚNIOR, A. L.; VENDRAMIM, J. D. Desenvolvimento de *Bemisia tabaci* em genótipos de feijão. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 15, p. 231-238, 1986.

BONDAR, G. Aleyrodídeos do Brasil. **Boletim Laboratório Patologia e Veterinária do Estado da Bahia**, v.5, p. 1-37, 1928.

BROWN, J. K.; BIRD, J. Whitefly transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean basin. **Plant Disease**, Saint Paulo, 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**, Stanford, v. 40, p. 511-534, 1995.

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

CANDO, M. S. G. **Identificación de biotipos A, B y Q de *Bemisia tabaci* y La espécie *Trialeurodes vaporariorum*, en zonas de producción hortícola de Honduras**. 2007. 17 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Carrera de Ciencia y Procucción Agropecuaria. Zamorano, Honduras, 2007.

CANTO, S. P. **Ocorrência e distribuição geográfica de mosca-branca do complexo *Bemisia* como subsídio para o manejo de pragas em Mato Grosso do Sul**. 2006. 72 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade para o Desenvolvimento do Estado e da Região do Pantanal, (UNIDERP). Campo Grande, MS, 2006.

CEPEA. Relatório PIB Agro-Brasil. GDP Agribusiness – Brazil Outlook, 2016. Disponível em: <http://www.cepea.esalq.usp.br/comunicacao/Cepea_PIB_BR_maio16.pdf>. Acesso em: 21 agosto 2018.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. Grãos, v.5, Safra 2017/2018. Décimo segundo levantamento, Setembro de 2018. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/component/k2/item/download/22077_9034946f82876a94c0178c2423f41800>. Acesso em: 11 setembro 2018.

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

CROSARIOL NETTO, J.; BARROS, E. M.; **Efeito de inseticidas sobre o controle de mosca-branca na cultura do algodoeiro**. IMA – Instituto Matogrossense do Algodão, 2016. (IMAmt, Circular técnica, 25).

DEPEC – Departamento de Pesquisas e Estudos Econômicos. **Feijão**, 20p, 2017.

EFSA – Panel on Plant Health. Scientific opinion o the risks to plant health posed by *Bemisia tabaci* species complex and viruses it transmits for the EU territory. **EFSA Journal**, Parma, p. 1-302, 2013.

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

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Nota técnica sobre o carlavírus**. 2014.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. O feijão nosso de cada dia. **A lavoura**, Rio de Janeiro, p. 20-21, 2006.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Origem e história do feijoeiro comum e do arroz.** Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO, 2000.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2017.

FARIA, J. C.; YOKOYAMA, M. **Integração da Avaliação de Danos Causados pelo Mosaico Dourado do Feijoeiro: O Papel de Culturas Hospedeiras do Vetor do Vírus e Manejo da Praga e Doença.** Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO, 2008. (Embrapa: Documentos, 230).

FERREIRA, A. G. **Caracterização morfológica, citogenética e palinológica de genótipos de feijão-vagem *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae).** 2008. 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista (UNESP). Jaboticabal, SP, 2008.

FONTES, F. V. H. M.; COLOMBO, C. A.; LOURENÇÃO, A. L. Caracterização molecular e divergência genética de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em diferentes culturas e locais de cultivo. **Neotropical Entomology**, Londrina, p. 221-226, 2010.

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

FREITAS, D. M. S. **Tomato severe rugose virus (ToSRV) e Tomato chlorosis virus (ToCV): relações com a *Bemisia tabaci* biótipo B e eficiência de um inseticida no controle da transmissão do ToSRV.** 2012. 74 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de São Paulo - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, SP, 2012.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia Agrícola.** Piracicaba: FEALQ, p. 249-251, 2002.

GILBERTSON, R. L.; BATUMAN, O.; WEBSTER, C. G.; ADKINS, S. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual review of virology**, Palo Alto, v. 2, p. 67–93, 2015.

HAJI, F. N. P.; LIMA, M. F.; MATTOS, M. A. de A.; NUNES, A. M.; ALENCAR, J. A. de; BARBOSA, F. R. Levantamento de plantas hospedeiras de mosca branca *Bemisia* spp. no submédio do Vale São Francisco nos anos de 1996 a 1998. In: **Encontro Latino Americano e do Caribe sobre moscas brancas e geminivirus**. Recife, IPA, p. 128, 1999.

HOSHINO, A. T.; BURATTO, J. S.; DIAS, B. F.; LUSKI, P. G. G.; ANDROCIOLI, H. G. Resistance of different common bean genotypes (*Phaseolus vulgaris* L.) to whitefly (*Bemisia tabaci* Gennadius, 1889) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae). **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, East Lansing, v. 60, p. 85–86, 2017.

IAC – Instituto Agronômico de Campinas. Centro de grãos e fibras – **Cultivares de feijoeiro IAC**. 2018.

IIDA, H.; KITAMURA, T.; HONDA, K. Comparison of egg-hatching rate, survival rate and development time of the immature stage between B- and Q-biotypes of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) on various agricultural crops. **Applied Entomology and Zoology**, Zurich, v. 44, n. 2, p. 267–273, 2009.

INOUE-NAGATA, A. K.; LIMA, M. F.; GILBERTSON, R. L. A review of geminivirus (begomovirus) diseases in vegetables and other crops in Brazil: current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 1, 2016.

JANINI, J. C.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; JESUS, F. G.; SILVA, A. G.; CARBONELL, S. A.; CHIORATO, A. F. Effect of bean genotypes, insecticides, and natural products on the control of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 33, n. 3, p. 445–450, 2011.

JIAO, X.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; PAN, H.; LIU, B.; ZHANG, Y. Differences in host selection and performance between B and Q putative species of *Bemisia tabaci* on three host plants. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, Amsterdam, v. 147, p. 1-8, 2013.

JESUS, F. G. **Resistência de genótipos de feijoeiro ao ataque de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) e *Caliothrips phaseoli* (Hood.) (THYSANOPTERA: THRIPIDAE)**. 2007. 83 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2007.

LIMA, A. C. S.; LARA, F. M.; DOS SANTOS, E. J. M. Morfologia da mosca branca, *Bemisia tabaci* biótipo "B" (Hemiptera: Aleyrodidae), encontrada em Jaboticabal, SP, com base em eletron-micrografias de varredura. **Boletín de Sanidade Vegetal Plagas**, Barcelona, v. 27, p. 315-322, 2001.

LIMA, J. F. S. **Suscetibilidade de populações de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) (Genn.) a inseticidas sintéticos em Goiás, Brasil**. 2014. 53 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Goiás. Goiânia, 2014.

LINK, D.; ALVAREZ FILHO, A.; CONCATTO, L. C. Plantas hospedeiras da mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae), em Santa Maria, RS. **Revista Centro de Ciências Rurais**, Santa Maria, RS, v. 9, n. 1, p. 55-59, 1979.

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

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

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; ROCHA, K. C. G.; MITUTI, T.; PELEGRINOTTI, F. M.; FERREIRA, F. Z.; MOURA, M. F.; NAVAS-CASTILLO, J.; MORIONES, E.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. At least two indigenous species of the *Bemisia*

tabaci complex are present in Brazil. **Journal of Applied Entomology**, Goettingen, v. 137, p. 113-121, 2013.

MARUBAYASHI, J. M. **Interação de *Tomato severe rugose virus* com *Bemisia tabaci* biótipo B, a acessos de *Capsicum spp.* e ocorrência de espécies de mosca-branca no estado de São Paulo**. 2009. 93 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, 2009.

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

MATEUS, C.; AMARO, F.; LOURO, D.; MEXIA, A. Presença e impacto de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae) em culturas hortícolas em Portugal. **Revista de Ciências Agrárias**, Lisboa, v. 31, n. 1, p. 163-172, 2008.

MATTOS, M. A. A.; OLIVEIRA, J. V.; HAJI, F. N. P.; LIMA, M. F.; COSTA, N. D. Utilização de estratégias com agroquímicos no controle de ovos, ninfas e adultos de *Bemisia argentifolii* Bellows e Perring (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomate, no submédio do Vale do São Francisco. **Pesticidas: Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, Curitiba, v. 13, p. 59-72, 2003.

NARITA, J. P. Z. **Aspectos biológicos e comportamentais de *Bemisia tabaci* biótipo B (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro e sua relação com o *Tomato severe rugose virus***. 2016. 112 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de São Paulo - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 2016.

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, p. 61-71, 2001.

PEDROSA, M. G. **Culturas Anuais**. NT Editora, Brasília, 161p. 2014.

PEIXOTO, M. L.; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.81, n.2, p. 134-139, 2014.

POLETTI, M.; ALVES, E. B. Resistência de mosca-branca a inseticidas. Comitê Brasileiro de Ação a Resistência a Inseticidas - IRAC. **PROMIP**, Engenheiro Coelho, SP, 2013.

POTRICH, M.; NEVES, P. M. O. J.; ALVES, L. F. A.; PIZZATTO, M.; SILVA, E. R. L.; LUCKMANN, D.; GOUVEA, A.; ROMAN, J. C. Virulência de fungos entomopatogênicos a ninfas de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 32, p. 1783-1792, 2011.

RAMALHO, M. A. P.; ABREU, A. de F. B. **Como obter sucesso na cultura do feijoeiro no estado de Minas Gerais**. Embrapa Arroz e Feijão, Santo Antônio de Goiás, GO, 2002. (Embrapa: Circular Técnica, 50).

SANTANA, M. V. **Danos do Cowpea mild mottle virus (CpMMV) e de mosca-branca (*Bemisia tabaci* Genn.) no feijoeiro-comum geneticamente modificado resistente ao Bean golden mosaic virus**. 2015. 99 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2015.

SILVA, A. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; SOUZA, B. H. S.; COSTA, E. N.; HOELHERT, J. S.; ALMEIDA, A. M.; SANTOS, L. B. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **EntomoBrasilis**, Vassouras, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2017.

SOTTORIVA, L. D. M. **Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* biótipo B em plantas infestantes**. 2010. 40 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Instituto Agrônômico – Agricultura Tropical e Subtropical, Campinas, 2010.

SUEKANE, R.; DEGRANDE, P. E.; LIMA JÚNIOR, I. S. de; QUEIROZ, M. V. B. M. de; RIGONI, E. R. Danos da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) e distribuição vertical das ninfas em cultivares de soja em casa de vegetação. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, SP, v. 80, n. 2, p. 151-158, 2013.

TIAN, J.; DIAO, H.; LIANG, L.; ARTHURS, S.; MA, R. Pathogenicity of *Isaria fumosorosea* to *Bemisia tabaci*, with some observations on the fungal infection process and host immune response. **Journal of invertebrate Pathology**, Urbana, v. 130, p. 147-153, 2015.

TOSCANO, L. C.; AGUIRRE, W. M.; TOMQUELSKI, G. V.; MARUYAMA, W. I.; GOUVEIA, G. C. C.; DIAS, P. M. Dinâmica populacional de mosca-branca, incidência do mosaico dourado do feijoeiro e alternativas de controle da praga no “cultivo das secas” no cerrado. **EntomoBrasilis**, Vassouras, v. 9, n. 1, p. 18-25, 2016.

TORRES, L. C.; SOUZA, B.; LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, M. B.; AMARAL, B. B.; CARBONELL, S. A. M.; CHIORATO, A. F.; TANQUE, R. L. Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia**, Campinas, v. 71, n. 3, p. 346-354, 2012.

VIEIRA, S. S.; BOFF, M. I. C.; BUENO, A. F.; GOBBI, A. L.; LOBO, R. V.; BUENO, R. C. O. de F. Efeitos dos inseticidas utilizados no controle de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B e sua seletividade aos inimigos naturais na cultura da soja. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 33, n. 5, p. 1809-1818, 2012.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo Integrado da Mosca-Branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em Sistema de Produção Integrada de Tomate Indústria (PITI)**. Embrapa Hortaliças, Brasília, DF, 2009. (Embrapa: Circular técnica, 70).

WATANABE, L. F. M. **Habilidade competitiva entre espécies invasivas de mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas de tomate e pimentão**. 2017. 59 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista (UNESP). Botucatu, SP, 2017.

YUKI, V. A. Mosca-branca: Histórico dos surtos e medidas de controle. **O Agrônomo**, Campinas, p. 53, 2014.

2. CAPÍTULO 2 – Antibiose e antixenose em *Bemisia tabaci* biótipo B por genótipos de feijoeiro comum

RESUMO – A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B, é a principal praga do feijoeiro, sendo fator limitante na produção desta cultura. O presente trabalho objetivou avaliar genótipos de feijoeiro quanto à resistência à *B. tabaci* biótipo B na categoria por antibiose e antixenose para oviposição. Os experimentos foram desenvolvidos em casa-de-vegetação e no laboratório, avaliando-se 26 genótipos de feijoeiro, em delineamento de blocos casualizados com 4 repetições. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) pelo teste F, sendo as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott, a 5 % de probabilidade. Análises multivariadas de componentes principais agrupamento e hierárquico pelo método de Wards foram realizados para auxiliar na discriminação dos genótipos de acordo com os possíveis níveis de resistência. Dentre os materiais avaliados os genótipos IAC Sintonia e IAC Harmonia prolongaram o período ninfal do inseto em relação aos genótipos BRS Esteio e IAPAR 57. Os menores valores de viabilidade ninfal foram observados nos genótipos IPR Eldorado, IAC Formoso e IAC Sintonia, enquanto que nos genótipos IAPAR 65, BRS Campeiro e Pérola a viabilidade ninfal foi maior. Três grupos foram obtidos, sendo eles: altamente suscetível; suscetível e moderadamente resistente. Os genótipos IAC Harmonia, BRS Esplendor, IAC Sintonia, IPR Eldorado, GEN781A59, BRS Radiante e IAC Netuno apresentaram resistência moderada à *B. tabaci* biótipo B na categoria por antibiose. No teste de antixenose para oviposição o genótipo IAC Sintonia foi menos ovipositado que os demais.

Palavras-chave: Mosca-branca, categorias de resistência de plantas a insetos; *Phaseolus vulgaris*.

Antibiosis and antixenosis in *Bemisia tabaci* biotype B by genotypes of common bean

ABSTRACT – The whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889), biotype B, is the main pest of the bean, and an important limiting factor in the production of this crop. The present article aimed to improve the influence of *B. tabaci* biotype B in the antibiosis and antixenosis category for oviposition. The experiments were conducted in greenhouse, evaluating 26 bean genotypes, in a randomized complete block design with 4 replicates. The data were analyzed by analysis of variance (ANOVA) by the F test, and means were compared by the Scott-Knott test, a 5% probability. Multivariate analysis of major and hierarchical components according to emergency order fulfillment standards. Among the evaluated genotypes IAC Sintonia and IAC Harmonia genotypes extended the observation period in relation to the genotypes BRS Esteio and IAPAR 57. The lowest viability values were observed in genotypes IPR Eldorado, IAC Formoso and IAC Sintonia, while in genotypes IAPAR 65, BRS Campeiro and Pérola nymphal viability was higher. Three groups were obtained, being: highly susceptible; susceptible and moderately resistant. The genotypes IAC Harmonia, BRS Esplendor, IAC Sintonia, IPR Eldorado, GEN781A59, BRS Radiante and IAC Netuno with moderate resistance to *B. tabaci* biotype B in the antibiosis category. In the antixenosis test for ovipositions, the genotype IAC Sintonia was less oviposited than the others.

Keywords: Whitefly; categories of plant resistance to insects; *Phaseolus vulgaris*.

2.1. Introdução

O Brasil é um dos maiores produtores e exportadores mundiais de insumos, “commodities”, produtos e subprodutos agrícolas. Dentre estes destaca-se o feijão, o qual é um dos principais alimentos no cenário agrícola brasileiro (WANDER, 2007). O Brasil é o terceiro maior produtor mundial de feijão, o qual encerrou o ano safra 2016/2017 com aproximadamente 3,3 milhões de toneladas, cultivados em uma área total de 3,18 milhões de hectares, de acordo com o último levantamento agrícola (CONAB, 2018).

A cultura é atacada por pragas que são responsáveis pela redução da produção, ocasionando perdas aos produtores, destacando-se, a mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Além da sucção de seiva, este inseto causa danos indiretos, favorecendo o desenvolvimento do fungo causador da fumagina (*Capnodium* sp.), através da excreção de “honeydew”, e a transmissão do mosaico dourado do feijoeiro, causado pelo vírus *Bean Golden Mosaic Virus* (BGMV), uma doença virótica responsável por perdas que podem chegar à 100% (BOSCO et al., 2004).

O principal método de controle da mosca-branca ainda é o químico que é feito com alguns princípios ativos, como acefato, metamidofós, deltametrina, tiametoxan e lambda-cialotrina (MATTOS et al., 2003; JANINI et al., 2011; VIEIRA et al., 2012; BOIÇA JÚNIOR et al., 2017; AGROFIT, 2018), contudo, sabe-se que o uso contínuo de inseticidas causa efeitos indesejáveis ao meio ambiente e ao agroecossistema, como a não seletividade aos inimigos naturais e a pressão de seleção sobre indivíduos resistentes (VIEIRA et al., 2012). Nos domínios de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), uma tática de controle bastante viável seria o uso de genótipos resistentes de feijão à mosca-branca, pois é uma técnica que não onera custo ao produtor, garante o desenvolvimento e a produtividade da planta, é uma prática sustentável ao meio ambiente, reduz riscos de intoxicação ao ser humano e aos animais, reduz os custos com aplicações de produtos fitossanitários e reduz a pressão de seleção sobre indivíduos resistentes (BOIÇA JÚNIOR et al., 2013).

O conhecimento dos aspectos biológicos de determinada praga é de fundamental importância para traçar estratégias dentro de um programa de MIP. Devido às características intrínsecas do genótipo, as quais podem interferir positiva ou negativamente sobre o desenvolvimento do inseto, é possível constatar diferentes níveis de resistência, sendo elas: alta resistência, resistência moderada, suscetibilidade e alta suscetibilidade (BOIÇA JÚNIOR et al., 2013).

É possível afirmar, a partir das pesquisas sobre parâmetros biológicos de mosca-branca em feijoeiro, que existem variações nos resultados encontrados, bem como nos estudos de antixenose, e tais variações se dão em função de aspectos de resistência de alguns genótipos de feijoeiro (ORIANI et al., 2008; SILVA, 2012; TORRES et al., 2012; PEIXOTO e BOIÇA JÚNIOR, 2014; SILVA et al., 2014; HOSHINO et al., 2017; SILVA et al., 2017), bem como a influência da pluviosidade e outras condições climáticas nas diferentes épocas do ano (JESUS et al., 2010b).

Assim, a seleção de genótipos resistentes à *B. tabaci* biótipo B torna-se importante ferramenta para o sucesso do controle de mosca-branca na cultura do feijão. O presente trabalho teve como objetivo identificar dentre vários genótipos de feijão comum, aqueles que apresentam resistência à mosca-branca (*B. tabaci* biótipo B), nas categorias por antibiose e/ou antixenose, em condições de laboratório e casa-de-vegetação.

2.2. Material e Métodos

Os experimentos foram conduzidos em dois momentos. O teste de antibiose foi conduzido durante o período de dezembro de 2016 a fevereiro de 2017 e os testes de antixenose durante os meses de janeiro e fevereiro de 2018, na UNESP/FCAV, Câmpus de Jaboticabal, SP, Departamento de Fitossanidade, no Laboratório de Resistência de Plantas a Insetos e em casa-de-vegetação.

2.2.1. Criação e manutenção de *Bemisia tabaci* biótipo B

Os adultos de *B. tabaci* foram coletados em algumas propriedades rurais e nas áreas de produção da UNESP/FCAV, Câmpus de Jaboticabal, SP, e foram identificados como biótipo B pela Dra. Renate Krause Sakate, professora da UNESP/FCA, Câmpus de Botucatu, SP. Estes indivíduos foram mantidos em gaiolas fechadas de 2 x 3 x 2 m, revestidas por tela anti-afídio a fim de se reproduzirem para estabelecer uma criação. Foram fornecidas plantas de couve, tomate, algodão e poinsettia. As plantas foram irrigadas diariamente e assim que houve necessidade, novas plantas foram introduzidas na criação, sendo as plantas senescentes e debilitadas retiradas. Além disso, como manutenção, regularmente, foram retiradas as folhas mais velhas para evitar a disseminação de doenças e infestação de pulgões.

2.2.2. Genótipos de feijoeiro avaliados

Foram avaliados 26 genótipos de feijoeiro variando entre os grupos carioca, preto e grãos especiais, os quais foram provenientes de 3 instituições distintas (Tabela 1). Dentre os genótipos testados destacam-se como padrão de resistência a *B. tabaci* biótipo B, IAC Harmonia, e de suscetibilidade BRS Requite (JESUS et al., 2010a).

Tabela 1. Genótipos de feijoeiro utilizados no experimento e suas respectivas procedências.

Genótipo	Grupo	Procedência¹
IAC Netuno	Preto	IAC
GEN 106-4A-317	Carioca	IAC
IAC Milênio	Carioca	IAC
GEN 78-1A-59	Carioca	IAC
IAC Sintonia	Carioca	IAC
GEN 90-4A-160	Carioca	IAC
GEN 45/57-7-3-1-4	Carioca	IAC
IAC Formoso	Carioca	IAC
IAC Nuance	Especial	IAC
IAPAR 57	Carioca	IAPAR
IAPAR 65	Preto	IAPAR
BRS Pitanga	Especial	EMBRAPA
BRS Agreste	Especial	EMBRAPA
IPR Eldorado	Carioca	IAPAR
IPR Tangará	Carioca	IAPAR
IPR Celeiro	Carioca	IAPAR
BRS Vereda	Especial	EMBRAPA
BRS Pontal	Carioca	EMBRAPA
BRS Estilo	Carioca	EMBRAPA
Pérola	Carioca	EMBRAPA
BRS Esplendor	Preto	EMBRAPA
BRS Esteio	Preto	EMBRAPA
BRS Campeiro	Preto	EMBRAPA
BRS Radiante	Especial	EMBRAPA
BRS Requite	Carioca	EMBRAPA
IAC Harmonia	Especial	IAC

¹EMBRAPA: Empresa Brasileira de Agropecuária; IAC: Instituto Agrônomo de Campinas; IAPAR: Instituto Agrônomo do Paraná.

2.2.3. Teste de antibiose

Quando as plantas se encontravam em estágio V4, em torno de 25 dias após a emergência, foram liberados 60 adultos de *B. tabaci* em um folíolo por planta, padronizando sempre o folíolo central do segundo trifólio totalmente expandido do ápice da planta (PEIXOTO & BOIÇA JÚNIOR, 2014). Os adultos foram acondicionados em gaiolas especiais individualizadas envoltas por tecido *voile*. A gaiola utilizada consistiu em um copo plástico, com capacidade para 50 mL, cujo fundo foi retirado (Figura 1). A extremidade maior foi protegida por *voile*, e a menor protegida com tampa construída com espuma e papel cartão grosso, fixada na lateral do copo por um grampo. Para fixação no solo, um espeto de madeira foi fixado na outra extremidade da gaiola (CAMPOS et al., 2009). Os adultos foram acondicionados na gaiola, com auxílio de sugador manual, e permaneceram no folíolo por 24 horas. Após esse período de infestação, os adultos foram retirados, a fim de evitar ovos de diferentes idades. Cada folíolo foi etiquetado com o número respectivo de ovos presentes, sendo no mínimo 10 e no máximo 20 ovos por planta e os folíolos que excederem essa quantidade tiveram os ovos retirados com o auxílio de um pincel (TOSCANO et al., 2016).

O desenvolvimento dos insetos foi acompanhado até a fase adulta. Diariamente e no mesmo horário, foi anotado o número de ninfas e de adultos emergidos. A partir desses dados foi calculado o período de incubação dos ovos, a viabilidade dos ovos, o período ninfal, a viabilidade ninfal, o período da eclosão das ninfas a morte dos adultos e a longevidade dos adultos. À medida que os adultos emergiram, cada um deles foi transferido para frascos individuais de vidro transparentes de 3,5 ml e mantidos em laboratório, sob temperatura regulada de $26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $70 \pm 5\%$, sem alimentação (TOSCANO et al., 2016). O delineamento estatístico adotado foi o de blocos casualizados, com 26 tratamentos e 4 repetições.



Figura 1. Gaiola confeccionada para liberação dos adultos no teste de antibiose.

2.2.4. Teste de antixenose para oviposição

Foram selecionados do teste anterior (item 2.2.3) os genótipos de feijoeiro IAC Sintonia, BRS Esplendor, BRS Radiante, BRS Agreste, IPR Eldorado e IAC Harmonia, por apresentarem características de resistência, e os genótipos Pérola e BRS Esteio, como suscetíveis para efeito de comparação, os quais foram submetidos aos testes de antixenose para oviposição com e sem chance de escolha.

2.2.4.1. Teste com chance de escolha

Para este teste foram utilizadas gaiolas de armação metálica com dimensões 2 x 2 x 1,5 m, revestidas com tecido *voile*, a fim de evitar a fuga dos insetos (Figura 2). Foi arranjada, equidistante do centro, uma planta de cada genótipo selecionado, totalizando oito plantas por gaiola. As plantas se encontravam em estágio V4, em torno de 30 dias após a emergência (JESUS et al., 2011). Foram coletados da criação e liberados, no centro da gaiola, 100 adultos por planta em plena

reprodução, totalizando 800 adultos por gaiola (JESUS et al., 2011), permanecendo nas gaiolas por 72 horas após a liberação. Passado esse período todos os insetos foram retirados e os dois trifólios totalmente expandidos, do terço superior de cada planta, a partir do ápice, foram coletados (JESUS et al., 2011). Após a coleta foram conduzidos ao laboratório e com o auxílio de microscópio estereoscópico aumento de 40x, foi contabilizado o número de ovos por folíolo na parte abaxial. Foi realizada também a contagem do número de tricomas em um mm² de cada folíolo, com auxílio de uma lâmina gabaritada, com intuito de estabelecer um coeficiente de correlação entre o número de ovos e a densidade de tricomas. Após cada contagem, os folíolos foram submetidos à medição de área foliar com o medidor LI-COR, modelo LI-3000A, para obtenção do número de ovos por cm². O delineamento estatístico adotado foi o de blocos casualizados, com oito tratamentos (genótipos) e quatro repetições (gaiolas).



Figura 2. Gaiola (armação de ferro + tecido *voile*) utilizada no teste de antixenose para oviposição, com chance de escolha.

2.2.4.2. Teste sem chance de escolha

Para a realização deste teste as plantas foram individualizadas (um genótipo por vaso) e isoladas (um vaso por gaiola). A gaiola foi composta por uma armação de ferro circular superior, uma mediana e uma inferior do mesmo diâmetro do vaso e oito barras verticais de 60 cm de comprimento ligando as três armações circulares

(Figura 3). A armação foi envolta por tecido *voile* para evitar a fuga dos insetos (TOSCANO et al., 2016). As plantas se encontravam em estágio V4, em torno de 30 dias após a emergência. Foram liberados, no centro da gaiola, 100 adultos por planta em plena reprodução (JESUS et al., 2011). Os procedimentos seguintes foram os mesmos do item anterior.



Figura 3. Gaiola (armação de ferro + tecido *voile*) utilizada no teste de antixenose para oviposição, sem chance de escolha.

2.2.5. Análises estatísticas

Os dados foram submetidos à análise exploratória com o objetivo de identificar possíveis valores “outliers” ou influentes e analisados quanto à normalidade dos resíduos (Kolmogorov-Smirnov), homogeneidade das variâncias e melhor transformação quando necessário (Box Cox). Em seguida, os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) pelo teste F, e quando diferenças significativas foram observadas, as médias comparadas pelo teste de Scott-knott ($\alpha = 0,05$), com exceção do período de incubação dos ovos e dos testes de antixenose para oviposição, nos quais as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($\alpha = 0,05$), utilizando o software estatístico SAS 9.4 (SAS INSTITUTE, 2013).

Os parâmetros biológicos também foram analisados através da estatística multivariada com intuito de auxiliar na seleção dos genótipos de feijoeiro quanto aos níveis de resistência (BOIÇA JÚNIOR et al., 2013). Os dados foram submetidos à

análise de componentes principais (ACP) (JACKSON, 2004) e pelo método Wards de agrupamento hierárquico (HAIR et al., 2009), para classificar os genótipos que apresentarem semelhança máxima e mínima dissimilaridade entre os grupos.

Análises de correlações lineares foram realizadas entre o número de ovos de *B. tabaci* e o número de tricomas em folhas dos genótipos de feijão em testes de oviposição com e sem chance de escolha, utilizando o software estatístico SAS 9.4 (SAS INSTITUTE, 2013).

2.3. Resultados e Discussão

O período médio de incubação dos ovos variou de $5,5 \pm 0,5$ dias no genótipo BRS Radiante a $9,01 \pm 0,32$ dias no genótipo BRS Esteio (Tabela 2).

Torres et al. (2012), avaliando diversos genótipos de feijoeiro, também em condições de casa-de-vegetação, encontraram situações divergentes nesse parâmetro. O período de incubação variou entre 10,8 a 11,0 dias, representando uma maior duração dessa fase, a qual foi atribuída a uma possível absorção, pelo pedicelo dos ovos, de alguma substância presente na planta que causaria tal efeito. Peixoto e Boiça Júnior (2014), em condições semelhantes, observaram um período de incubação variando entre 8,00 dias no genótipo IAC Harmonia a 8,59 dias no genótipo IAC Carioca Tybatã. Em condições de laboratório, sob temperatura ($23 \pm 2^\circ\text{C}$) e umidade ($70 \pm 10\%$) controladas, o período de incubação dos ovos de mosca-branca varia entre 7,7 dias no genótipo Porrilo 70 a 8,0 dias no genótipo G11056 (ORIANI et al., 2008).

O período ninfal teve variação de $10,81 \pm 0,24$ a $15,25 \pm 0,45$ dias. Os genótipos IAC Harmonia e IAC Sintonia prolongaram o período ninfal de *B. tabaci* enquanto os genótipos IAPAR 57 e BRS Esteio apresentaram os menores valores deste parâmetro.

Tabela 2. Períodos de incubação dos ovos, ninfal, da eclosão das ninfas a morte dos adultos e longevidade dos adultos de *Bemisia tabaci* biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação, Jaboticabal, SP, 2017.

Genótipos	Período de Incubação dos ovos ¹ (dias)	Período Ninfal ² (dias)	Período de eclosão das ninfas a morte dos adultos ² (dias)	Longevidade dos Adultos ² (dias)
IAC Harmonia	7,54 ± 0,30 ab	15,25 ± 0,45 a	17,17 ± 0,49 a	1,91 ± 0,08 a
IAC Sintonia	8,53 ± 0,30 a	15,11 ± 0,84 a	16,41 ± 0,69 a	1,30 ± 0,15 a
GEN 78-1A-59	7,33 ± 0,17 ab	14,62 ± 0,49 a	16,22 ± 0,60 a	1,60 ± 0,13 a
BRS Campeiro	8,03 ± 0,03 ab	14,44 ± 0,65 a	15,78 ± 0,48 a	1,34 ± 0,17 a
IPR Eldorado	7,11 ± 0,04 ab	14,30 ± 0,92 a	15,71 ± 0,88 a	1,39 ± 0,07 a
BRS Esplendor	8,36 ± 0,36 a	14,16 ± 0,14 a	15,50 ± 0,27 a	1,33 ± 0,33 a
BRS Radiante	5,50 ± 0,50 b	13,94 ± 0,82 a	15,44 ± 0,81 a	1,50 ± 0,28 a
IAC Netuno	7,05 ± 0,02 ab	13,83 ± 0,66 a	15,31 ± 0,67 a	1,48 ± 0,01 a
BRS Requite	8,00 ± 0,01 ab	13,83 ± 0,09 a	15,16 ± 0,10 a	1,33 ± 0,13 a
GEN 106-4A-317	8,16 ± 0,35 a	13,77 ± 0,47 a	15,46 ± 0,46 a	1,68 ± 0,01 a
IPR Tangará	7,61 ± 0,41 ab	13,39 ± 0,48 a	14,73 ± 0,48 a	1,34 ± 0,05 a
IAPAR 65	8,35 ± 0,40 a	13,36 ± 0,34 a	14,96 ± 0,33 a	1,60 ± 0,09 a
BRS Pontal	8,08 ± 0,08 a	13,10 ± 0,23 b	14,43 ± 0,31 b	1,33 ± 0,11 a
GEN 45/57-78-3-1-4	8,14 ± 0,30 a	13,02 ± 0,67 b	14,59 ± 0,86 b	1,56 ± 0,19 a
BRS Vereda	8,12 ± 0,04 a	12,94 ± 0,71 b	14,23 ± 0,69 b	1,29 ± 0,17 a
BRS Pitanga	8,17 ± 0,14 a	12,84 ± 0,50 b	14,28 ± 0,39 b	1,43 ± 0,10 a
IAC Nuance	7,80 ± 0,18 ab	12,76 ± 0,66 b	14,17 ± 0,67 b	1,41 ± 0,10 a
IAC Formoso	7,65 ± 0,35 ab	12,65 ± 0,95 b	14,10 ± 0,75 b	1,44 ± 0,20 a
GEN 90-4A-160	8,16 ± 0,98 a	12,65 ± 0,81 b	14,45 ± 0,75 b	1,80 ± 0,11 a
BRS Agreste	7,75 ± 1,03 ab	12,18 ± 1,15 b	13,60 ± 1,36 b	1,41 ± 0,25 a
Pérola	7,69 ± 0,35 ab	11,85 ± 0,17 c	13,24 ± 0,34 b	1,39 ± 0,21 a
IPR Celeiro	7,47 ± 0,31 ab	11,60 ± 0,48 c	13,17 ± 0,28 b	1,56 ± 0,21 a
IAC Milênio	7,31 ± 0,05 ab	11,53 ± 0,27 c	13,21 ± 2,00 b	1,68 ± 0,11 a
BRS Estilo	7,93 ± 0,83 ab	11,40 ± 1,15 c	12,52 ± 1,19 b	1,12 ± 0,07 a
BRS Esteio	9,01 ± 0,32 a	10,86 ± 0,16 c	12,64 ± 0,17 b	1,77 ± 0,08 a
IAPAR 57	7,70 ± 0,20 ab	10,81 ± 0,24 c	12,29 ± 0,20 b	1,47 ± 0,20 a
F (Tratamento)	1,72*	3,72***	3,72***	1,19 ^{NS}
P (Tratamento)	0,0388	<0,0001	<0,0001	0,2732
CV (%)	22,73	9,47	8,58	21,41

¹Médias seguidas de mesma letra na coluna não apresentam diferenças significativas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade. ²Médias seguidas de mesma letra na coluna não apresentam diferenças significativas pelo teste de Scott-knott, a 1% de probabilidade, ^{NS}não significativo.

O desenvolvimento de ninfas de *B. tabaci* é variável nos diferentes genótipos de feijoeiro, podendo estar ligado também à temperatura. Em condições semelhantes, no genótipo Pérola, esse período foi de 16,89 dias, já no genótipo IAC Harmonia o desenvolvimento das ninfas foi de 21 dias (PEIXOTO e BOIÇA JÚNIOR, 2014). Quando a temperatura é regulada a $25,4 \pm 0,2^{\circ}\text{C}$, esse período pode variar de 16 a 17,9 dias (TORRES et al., 2012). Já Oriani et al. (2008) observaram que o período ninfal variou entre 13,3 dias no genótipo Porrillo 70 a 18,8 dias no feijoeiro selvagem Arc3s, em condições de laboratório, sob temperatura de $23 \pm 2^{\circ}\text{C}$. Silva et al. (2014) avaliando a biologia de mosca-branca em diferentes genótipos de feijoeiro, constataram que o genótipo IAC Harmonia prolongou o período ninfal (23,41 dias) em comparação ao demais genótipos.

Mansaray e Sundufu (2009), comparando o desenvolvimento de *B. tabaci* em soja e feijoeiro comum em laboratório, com temperatura regulada a $26 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ observaram que o período ninfal da mosca-branca em feijoeiro comum foi em média de 14,69 dias.

Quanto à longevidade dos adultos não foram constatadas diferenças significativas. Em valores absolutos as longevidades variaram entre $1,12 \pm 0,07$ dias, no genótipo BRS Estilo, a $1,91 \pm 0,08$ dias, no genótipo IAC Harmonia. Estes dados corroboram com aqueles encontrados por Peixoto e Boiça Júnior (2014), nos quais a longevidade dos adultos variou entre 1,14 a 1,46 dias nos genótipos IAC Harmonia e IAC Diplomata, respectivamente. Já em outro estudo realizado por Silva et al. (2014) a viabilidade foi significativa, variando de 1,02 dias no IAC Harmonia a 1,28 dias no IAC Formoso. Mansaray e Sundufu (2009) analisando a longevidade dos adultos em plantas de feijão e soja encontraram valores médios de 10,65 dias em feijão e 15,30 dias em soja, entretanto, diferentemente deste estudo, os adultos foram mantidos nas respectivas plantas se alimentando.

O período de eclosão das ninfas a morte dos adultos variou entre $12,29 \pm 0,2$ a $17,17 \pm 0,49$ dias (Tabela 2). Os menores valores foram obtidos nos genótipos IAPAR 57 e BRS Esteio, enquanto os maiores valores foram observados nos genótipos IAC Harmonia e IAC Sintonia (Tabela 2). Neste parâmetro foi pouco

expressiva a influência da longevidade dos adultos, sendo as diferenças no período ninfal dentre os genótipos o fator de maior relatividade.

O genótipo Pérola apresentou percentual de $51,25 \pm 24,09$ de viabilidade dos ovos, enquanto que nos genótipos IAC Formoso, BRS Pitanga, IPR Tangará, BRS Requite, BRS Radiante, GEN 78-1A-59 e IPR Eldorado a viabilidade de ovos foi de 100% (Tabela 3). Assim como no estudo realizado por Torres et al. (2012), onde a viabilidade dos ovos foi de 100% em todos os tratamentos, não apresentando diferenças significativas, esperava-se que tais dados se repetiriam neste ensaio, considerando que todos os indivíduos eram provenientes da mesma criação. Este parâmetro poderia, segundo Byrne e Bellows Júnior (1991), ser afetado, pois os ovos de *B. tabaci* são providos de um pedicelo que, além de proporcionar sustentação junto a planta, serve para absorver água, e como sugerido por Torres et al. (2007) possui também, a capacidade de absorver algum composto da planta que poderia interferir no desenvolvimento embrionário, justificando alguma variação no período de incubação.

Tabela 3. Viabilidade (%) de ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação, Jaboticabal, SP, 2017.

Genótipos	Viabilidade de Ovos ¹ (%)	Viabilidade Ninfal (%)
IAC Harmonia	87,50 ± 12,50 a	45,93 ± 12,32 b
IAC Sintonia	81,74 ± 9,39 a	29,51 ± 8,31 b
GEN 78-1A-59	100,00 ± 0,00 a	53,75 ± 13,75 b
BRS Campeiro	96,66 ± 3,33 a	85,55 ± 9,87 a
IPR Eldorado	100,00 ± 0,00 a	25,00 ± 8,66 b
BRS Esplendor	93,33 ± 6,66 a	45,83 ± 15,02 b
BRS Radiante	100,00 ± 0,00 a	42,50 ± 14,21 b
IAC Netuno	90,00 ± 10,00 a	44,58 ± 10,35 b
BRS Requite	100,00 ± 0,00 a	78,33 ± 9,27 a
GEN 106-4A-317	87,92 ± 7,90 a	76,51 ± 8,84 a
IPR Tangará	100,00 ± 0,00 a	63,75 ± 9,98 a
IAPAR 65	93,75 ± 3,75 a	97,50 ± 2,50 a
BRS Pontal	92,50 ± 4,87 a	42,32 ± 17,89 b
GEN 45/57-78-3-1-4	82,90 ± 15,19 a	53,19 ± 15,64 b
BRS Vereda	98,75 ± 1,25 a	54,67 ± 14,99 b
BRS Pitanga	100,00 ± 0,00 a	81,25 ± 7,46 a
IAC Nuance	97,50 ± 2,50 a	37,64 ± 14,84 b
IAC Formoso	100,00 ± 0,00 a	26,25 ± 11,79 b
GEN 90-4A-160	93,75 ± 3,75 a	52,92 ± 5,99 b
BRS Agreste	84,31 ± 9,09 a	79,16 ± 12,49 a
Pérola	51,25 ± 24,09 a	82,99 ± 13,37 a
IPR Celeiro	90,00 ± 10,00 a	56,20 ± 8,89 b
IAC Milênio	90,00 ± 10,00 a	50,83 ± 17,21 b
BRS Estilo	75,00 ± 25,00 a	61,66 ± 13,01 b
BRS Esteio	72,50 ± 15,06 a	72,15 ± 13,53 a
IAPAR 57	98,07 ± 1,92 a	34,16 ± 6,17 b
<i>F</i> (Tratamento)	0,74 ^{NS}	2,47 ^{**}
<i>P</i> (Tratamento)	0,7456	0,0017
CV (%)	43,35	41,48

¹Para análise estatística os dados foram transformados em x^3 . Médias seguidas de mesma letra na coluna não apresentam diferenças significativas pelo teste de Scott-knott, a 1% de probabilidade, ^{NS}não significativo.

Os menores valores de viabilidade ninfal e/ou sobrevivência de ninfas foram observados nos genótipos IPR Eldorado ($25,00 \pm 8,66$), IAC Formoso ($26,25 \pm 11,79$) e IAC Sintonia ($29,51 \pm 8,31$), enquanto que nos genótipos IAPAR 65, BRS Campeiro e Pérola a sobrevivência de ninfas foi maior, $97,50 \pm 2,50$; $85,55 \pm 9,87$ e $82,99 \pm 13,37$, respectivamente (Tabela 3). Também trabalhando com feijoeiro, outros autores obtiveram resultados divergentes para viabilidade ninfal de *B. tabaci*. Mansaray e Sundufu (2009), considerando apenas a cultura do feijão, relatam 25,6% de sobrevivência de ovos e ninfas, diferenciando-se estatisticamente da cultura da soja, na qual a viabilidade atingiu 72,1%, nas mesmas condições. Torres et al. (2012) detectaram diferença significativa em viabilidade ninfal, sendo alta (61,7%) no genótipo IAPAR 57 e baixa (3,3) nos genótipos IAC Alvorada e Canário 101. Detectaram ainda, 100% de mortalidade ninfal no genótipo ARC-3, o que indica a presença de alguma substância desfavorável ao desenvolvimento das ninfas de *B. tabaci*, sendo assim declarado pelos autores que a viabilidade ninfal é negativamente influenciada por estes genótipos. Por outro lado, Peixoto e Boiça Júnior (2014) avaliando a viabilidade de ovo-adulto em diferentes genótipos de feijoeiro, não constataram diferenças significativas, sendo a mesma, aproximadamente, 100% em todos os genótipos avaliados. Hoshino et al. (2017) avaliando a resistência de genótipos de feijoeiro em condições de laboratório e sob temperatura $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$ e umidade relativa $70 \pm 10\%$, observaram mortalidade de ninfas de 44 e 46%, respectivamente, nos genótipos Arc 1 e IAC Alvorada, diferenciando-se dos genótipos IPR Tangará e IPR Celeiro que apresentaram apenas 16% de mortalidade de ninfas.

Em geral, analisando os parâmetros biológicos de *B. tabaci* biótipo B, nos feijoeiros avaliados, os genótipos IAC Harmonia e IAC Sintonia claramente se destacaram dentre os demais, principalmente pela maior duração provocada no período ninfal, quando comparado com os genótipos IAPAR 57 e BRS Esteio, além da maior duração do período de incubação dos ovos no genótipo IAC Sintonia em relação ao BRS Radiante, bem como a baixa viabilidade de ninfas constatada neste genótipo.

Diante dos resultados obtidos foi possível identificar três grupos quanto aos níveis de resistência, como descrito por Boiça Júnior et al. (2013), sendo os

genótipos: IAC Harmonia, BRS Esplendor, IAC Sintonia, IPR Eldorado, GEN781A59, BRS Radiante e IAC Netuno moderadamente resistentes à *B. tabaci* biótipo B; BRS Campeiro, BRS Requite, IAPAR 65 e GEN1064A317 suscetíveis à *B. tabaci* biótipo B; e, BRS Pitanga, BRS Agreste, Pérola, BRS Estilo, BRS Vereda, BRS Pontal, IPR Tangará, IAC Nuance, IAC Formoso, GEN45/577314, GEN904A160, IAPAR 57, BRS Estilo, IPR Celeiro e IAC Milênio altamente suscetíveis à *B. tabaci* biótipo B, na categoria por antibiose (Figura 4).

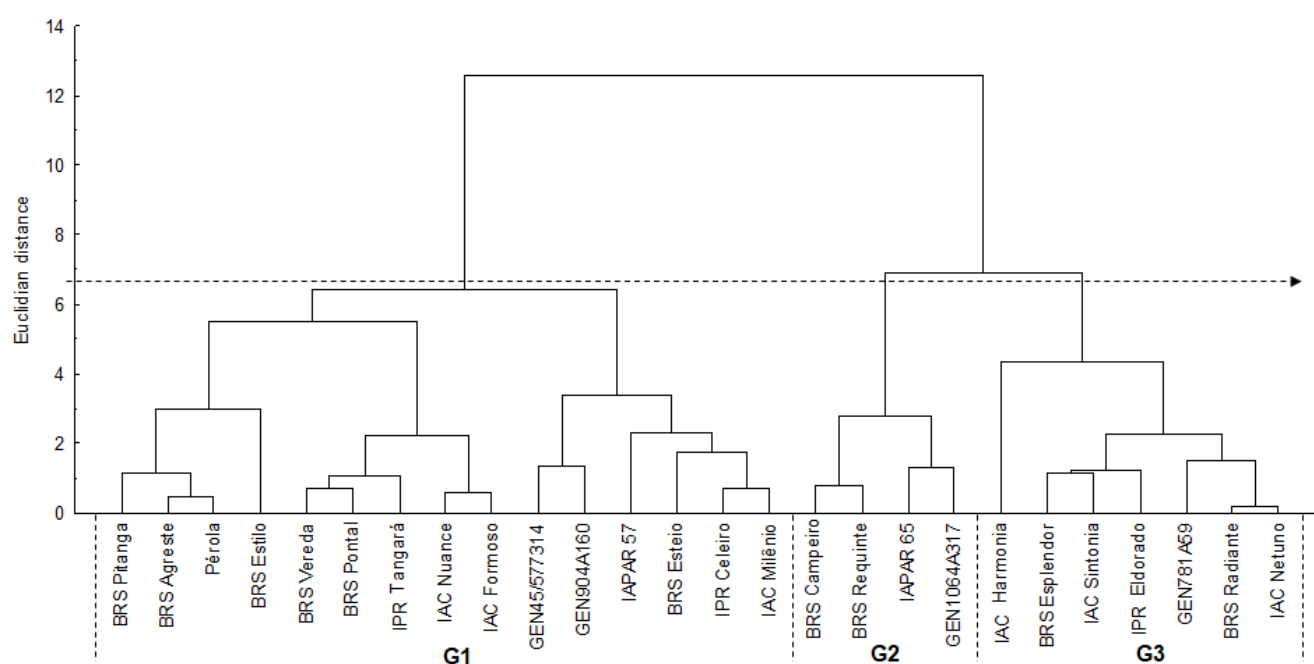


Figura 4. Distribuição de genótipos de feijoeiro e distância euclidiana, segundo análise de componentes principais, método Wards, obtidos em teste com *Bemisia tabaci* biótipo B.

Considerando os parâmetros biológicos avaliados na análise de componentes principais, o primeiro componente principal (CP1) concentrou 50,56% da variabilidade total das variáveis e os parâmetros período ninfal e período eclosão das ninfas a morte dos adultos, ambos (-3,00), foram os que mais influenciaram esse fator. O segundo componente principal (CP2) concentrou 26,05% da variabilidade e os parâmetros que mais influenciaram foram a longevidade dos adultos (-1,5) e a viabilidade ninfal (-1,2) (Figura 5).

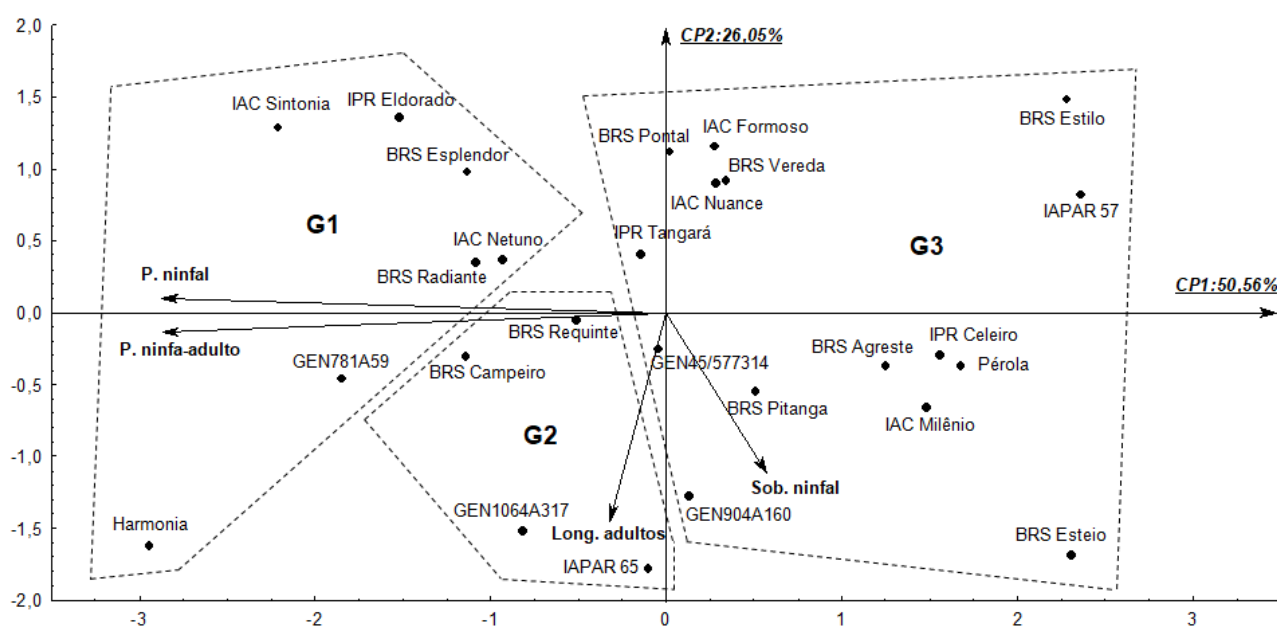


Figura 5. Análise de componentes principais dos parâmetros biológicos: P. ninfal (Período Ninfal); P. ninf-adulto (Período de eclosão das ninfas a morte dos adultos); Long. Adultos (Longevidade dos adultos) e Sob. Ninfal (Sobrevivência ninfal) de *Bemisia tabaci* biótipo B obtidos em genótipos de feijoeiro comum em condições de casa-de-vegetação.

Com relação aos testes de antixenose para oviposição com e sem chance de escolha foram constatadas algumas diferenças no comportamento dos insetos em relação aos genótipos. No teste com chance de escolha os genótipos mais ovipositados pela mosca-branca foram o BRS Esplendor ($1,74 \pm 0,40$) e o Pérola ($1,62 \pm 0,05$), diferenciando-se dos genótipos BRS Radiante ($0,13 \pm 0,05$) e IAC Sintonia ($0,21 \pm 0,04$) que apresentaram os menores valores de números de ovos.cm⁻² (Tabela 4). Estes dados corroboram com aqueles apresentados por Silva (2012), que observaram que os genótipos Pérola e IAC Centauro foram mais ovipositados que os demais em teste com chance de escolha.

No teste sem chance de escolha o genótipo IAC Sintonia continuou apresentando baixo número de ovos.cm⁻² ($0,97 \pm 0,24$), sendo a menor deste teste, não diferindo dos genótipos Pérola ($1,12 \pm 0,12$) e BRS Esplendor ($1,84 \pm 0,49$). O genótipo mais ovipositado foi o IPR Eldorado ($4,78 \pm 0,53$), seguido por IAC Harmonia ($4,15 \pm 0,62$) (Tabela 4).

Tabela 4. Número médio ($\pm$ EP) de ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B em folhas de genótipos de feijão em teste de antixenose com e sem chance de escolha, Jaboticabal, SP, 2018.

Genótipos	Preferência para oviposição (ovos. cm ⁻²)	
	Com chance ¹	Sem chance ¹
Pérola	1,62 $\pm$ 0,05 a	1,12 $\pm$ 0,12 c
IAC Sintonia	0,21 $\pm$ 0,04 cd	0,97 $\pm$ 0,24 c
BRS Esplendor	1,74 $\pm$ 0,40 a	1,84 $\pm$ 0,49 c
BRS Radiante	0,13 $\pm$ 0,05 d	2,49 $\pm$ 0,55 abc
BRS Agreste	0,38 $\pm$ 0,13 bcd	2,09 $\pm$ 0,38 abc
IPR Eldorado	0,95 $\pm$ 0,43 abc	4,78 $\pm$ 0,53 a
BRS Esteio	1,24 $\pm$ 0,39 ab	2,04 $\pm$ 0,46 bc
IAC Harmonia	0,90 $\pm$ 0,25 abc	4,15 $\pm$ 0,62 ab
	$F = 15.11$	$F = 6.43$
	$P < 0.0001^{***}$	$P = 0.0004^{**}$

Médias seguidas de diferentes letras na coluna diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($\alpha = 0.05$). ^{**} $P < 0,01$; ^{***} $P < 0,0001$. ¹Dados transformados em log.(x).

Diferenças no comportamento de oviposição de *B. tabaci* também foram observadas em outros trabalhos (ORIANI et al., 2008; TORRES et al., 2012). O genótipos de feijoeiro selvagens ARC 1s e ARC 3s apresentaram menos de 1 ovos.cm⁻², enquanto que no genótipo ARC 1 as fêmeas depositaram 9,4 ovos.cm⁻², em teste com chance de escolha (ORIANI et al., 2008). Em outro estudo, a variação do número de ovos.cm⁻² foi de 12,7 no genótipo BRS Horizonte até 71,1 no Canário 101, em teste com chance de escolha (TORRES et al., 2012). Entretanto, em testes sem chance de escolha, comumente, não são detectadas diferenças no número de ovos entre os genótipos (SILVA, 2012; TORRES et al., 2012; PEIXOTO e BOIÇA JÚNIOR, 2014; PEIXOTO e BOIÇA JÚNIOR, 2017). Peixoto e Boiça Júnior (2014), analisando o número de ovos de *B. tabaci* biótipo B entre os genótipos Pérola, IAC Harmonia e outros, com e sem chance de escolha, verificaram que não houve

diferença entre os genótipos. Contudo, em valores absolutos o genótipo IAC Harmonia foi o mais ovipositado no teste com chance de escolha ($2,49 \text{ ovos.cm}^{-2}$) e o menos ovipositado no teste sem chance de escolha ($0,46 \text{ ovos.cm}^{-2}$).

O fato de não se observar diferenças no número de ovos. cm^{-2} de *B. tabaci*, nestes trabalhos citados acima, no teste sem chance de escolha, pode ser atribuído a alguns fatores, como por exemplo, a mudança de comportamento da praga, provocada pelas condições do teste. Este efeito ocorre, pois o inseto necessita perpetuar sua espécie, sendo assim, ele é forçado a ovipositar na planta, independente do genótipo utilizado. A inversão de preferência apresentada nos genótipos Pérola e BRS Esplendor, entre os testes com e sem chance de escolha também pode ser explicado por esta necessidade de perpetuação da espécie (BLUA et al., 1995).

Em todos os genótipos avaliados no teste de antixenose, foram observados tricomas, presentes em maior ou menor densidade (Tabela 5). A densidade de tricomas variou de $6,49 \pm 0,81$ a $23,52 \pm 2,98 \text{ tricomas.mm}^{-2}$. O genótipo BRS Radiante se destacou com o maior número de tricomas diferindo do genótipo Pérola, apresentando menor densidade de tricomas. Os demais genótipos não se diferenciaram. Apesar da variação no número de tricomas, não houve correlação entre o número de ovos. cm^{-2} e a densidade de tricomas (Tabelas 6 e 7), como observado em alguns estudos semelhantes (ORIANI et al., 2008; TORRES et al., 2012).

A não correlação neste estudo pode ser explicada pela influência de estímulos químicos, físicos e até mesmo outros fatores morfológicos da planta que, contribuíram de maneira mais concisa para tal comportamento. A oviposição pode ser influenciada ainda pelos componentes nutricionais da planta, como por exemplo, a presença de silício que reduz, cerca de 50%, o número de ovos de *B. tabaci* em genótipos de feijoeiro (PEIXOTO et al., 2011). Então outros componentes particulares da composição de cada genótipo podem ter interferido positiva ou negativamente sobre a oviposição da mosca-branca.

Tabela 5. Número médio ($\pm$ EP) de tricomas em folhas de genótipos de feijão, Jaboticabal, SP, 2018.

Genótipos	Tricomas por mm ²
Pérola	6,49 $\pm$ 0,81 c
IAC Sintonia	12,85 $\pm$ 1,89 abc
BRS Esplendor	11,74 $\pm$ 1,93 abc
BRS Radiante	23,52 $\pm$ 2,98 a
BRS Agreste	13,93 $\pm$ 2,83 abc
IPR Eldorado	10,58 $\pm$ 1,50 bc
BRS Esteio	17,54 $\pm$ 3,23 ab
IAC Harmonia	18,45 $\pm$ 3,84 ab
$F = 4.45$	
$P < 0.0006^{**}$	

Médias seguidas de diferentes letras na coluna diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($\alpha = 0.05$). $^{**} P < 0,01$. Dados transformados em log.(x).

Tabela 6. Valores dos coeficientes de correlação linear entre o número de ovos (ovos.cm⁻²) de *Bemisia tabaci* biótipo B e tricomas em folhas de genótipos de feijão em teste de antixenose, com chance de escolha, Jaboticabal, SP, 2018.

	OV	TRIC
OV	1	-0.07152 ^{ns}
TRIC	-0.07152 ^{ns}	1

^{ns} não significativo ($P < 0.05$). OV= ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B; TRIC= tricomas de feijoeiro.

Tabela 7. Valores dos coeficientes de correlação linear entre o número de ovos (ovos.cm⁻²) de *Bemisia tabaci* biótipo B e tricomas em folhas de genótipos de feijão em teste de antixenose, sem chance de escolha, Jaboticabal, SP, 2018.

	OVOS	TRICOMAS
OVOS	1	-0.06490 ^{ns}
TRICOMAS	-0.06490 ^{ns}	1

^{ns} não significativo ($P < 0,05$). OVOS= ovos de *Bemisia tabaci* biótipo B; TRICOMAS= tricomas totais.

2.4. Conclusões

Os genótipos IAC Harmonia, IAC Sintonia, BRS Radiante, BRS Esplendor, IPR Eldorado, GEN 781A59 e IAC Netuno são moderadamente resistentes à *B. tabaci* biótipo B na categoria por antibiose.

O genótipo IAC Sintonia apresenta resistência à *B. tabaci* na categoria por antixenose para oviposição.

2.5. Referências

- AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em: <https://www.agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 11 agosto 2018.
- BLUA, M.J.; YOSHIDA, H.A.; TOSCANO, N.C. Oviposition preference of two *Bemisia* species (Homoptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, Inglaterra, v. 24, p. 88-93, 1995.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L.; EDUARDO, W. I.; SOUZA, B. H. S.; CEDIN, I. R.; RIBEIRO, Z. A. Strategies for whitefly management on common beans using neem oil and insecticide, under greenhouse conditions. **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative**, East Lansing, v. 60, p. 87-88, 2017.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L.; SOUZA, B. H. S.; LOPES, G. S.; COSTA, E. N.; MORAES, R. F. O.; EDUARDO, W. I. Atualidades em resistência de plantas a insetos. IN: BUSOLI, A. C.; ALENCAR, J. R. D. C. C.; FRAGA, D. F.; SOUZA, L. A.; SOUZA, B. H. S.; GRIGOLLI, J. F. J. (Eds.). **Tópicos em Entomología Agrícola – VI**. Jaboticabal: Gráfica Multipress, p. 207-224, 2013.
- BOSCO, D., MASON, G., ACCOTTO, G. P. TYLCSV DNA, but not infectivity, can be transovarially inherited by the progeny of the whitefly vector *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Virology**, Londres, v. 323, p. 276–283, 2004.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS JÚNIOR, T. S. Whitefly biology. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 36, p. 431-457, 1991.
- CAMPOS, Z. R.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; LOURENÇÃO, A. L.; CAMPOS, A. R. Parâmetros biológicos de *Bemisia tabaci* (GENN.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de algodoeiro. **Bragantia**, Campinas, v. 68, p. 1003-1007, 2009.
- CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. Grãos, v.5, Safra 2017/2018. Décimo segundo levantamento, Setembro de 2018. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/component/k2/item/download/22077_9034946f82876a94c0178c2423f41800>. Acesso em: 11 setembro 2018.

HAIR, J. F.; ANDERSON, R. E.; TATHAM, R. L.; BLACK, W. C. **Análise multivariada de dados**. 6 ed. Porto Alegre: Bookman, 688p. 2009.

HOSHINO, A. T.; BURATTO, J. S.; DIAS, B. F.; LUSKI, P. G. G.; ANDROCIOLI, H. G. Resistance of different common bean genotypes (*Phaseolus vulgaris* L.) to whitefly (*Bemisia tabaci* Gennadius, 1889) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae). **Annual Report of The Bean Improvement Cooperative**, East Lansing, v. 60, p. 85-86, 2017.

JACKSON, J. E. **A user's guide to principal components**. New York: Wiley, 575p, 2004.

JANINI, J. C.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; JESUS, F. G.; SILVA, A. G.; CARBONELL, S. A.; CHIORATO, A. F. Effect of bean genotypes, insecticides, and natural products on the control of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 33, n. 3, p. 445-450, 2011.

JESUS, F. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; CARBONELL, S. A. M.; STEIN, C. P.; PITTA, R. M.; CHIORATO, A. F. Infestação de *Bemisia tabaci* biótipo B e *Caliothrips phaseoli* em genótipos de feijoeiro. **Bragantia**, Campinas, v. 69, p. 637-648, 2010a.

JESUS, F. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; PITTA, R. M.; CAMPOS, A. P.; TAGLIARI, S. R. A. Fatores que afetam a oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 27, n. 2, p. 190-195, 2011.

JESUS, F. G.; MARTINS, B. C.; ROCHA, F. S.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; CARBONELL, S. A. M.; CHIORATO, A. F. Comportamento de genótipos de feijoeiro ao ataque de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 77, p. 635-641, 2010b.

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

MATTOS, M. A. A.; OLIVEIRA, J. V.; HAJI, F. N. P.; LIMA, M. F.; COSTA, N. D. Utilização de estratégias com agroquímicos no controle de ovos, ninfas e adultos de *Bemisia argentifolii* Bellows e Perring (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomate, no submédio do Vale do São Francisco. **Pesticidas: Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, Curitiba, v. 13, p. 59-72, 2003.

ORIANI, M. A. DE G.; VENDRAMIM, J. D.; BRUNHEROTTO, R. Aspectos Biológicos de *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em Seis Genótipos de Feijoeiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 37, p. 191-195, 2008.

PEIXOTO, M. L.; MORAES, J. C.; SILVA, A. A.; ASSIS, F. A. Efeito do silício na preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* biótipo B (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 3, p. 478-481, 2011.

PEIXOTO, M. L.; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Antibiose e não preferência para oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de feijoeiro comum. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 81, p. 134-139, 2014.

PEIXOTO, M. L.; BOIÇA JÚNIOR, A. L. Associação entre genótipos de feijoeiro, silício e nim no controle da mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Ceres**, Viçosa, v. 64, n. 4, p. 376-383, 2017.

SAS INSTITUTE. User's Guide, Version 6, Fourth Edition, vol. 1 e 2. **SAS Institute Inc.**, Cary, NC, 2013.

SILVA, A. G. **Resistência de cultivares de feijoeiro, dinâmica populacional de *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) e incidência de mosaico dourado**. 2012. 95 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2012.

SILVA, A. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; FARIAS, P. R. S.; RODRIGUES, N. E. L.; SOUZA, B. H. S.; BOTTEGA, D. B.; CHIORATO, A. F. Non-preference for oviposition

and antibiosis in bean cultivars to *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Revista Colombiana de Entomologia**, Bogotá, v. 40, p. 7-14, 2014.

SILVA, A. G.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; SOUZA, B. H. S.; COSTA, E. N.; HOELHERT, J. S.; ALMEIDA, A. M.; SANTOS, L. B. Mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **EntomoBrasilis**, Vassouras, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2017.

TORRES, L. C.; SOUZA, B.; AMARAL, B. B.; TANQUE, R. L. Biologia e não-preferência para oviposição por *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em cultivares de algodoeiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 36, p. 445-453, 2007.

TORRES, L. C.; SOUZA, B.; LOURENÇÃO, A. L.; COSTA, M. B.; AMARAL, B. B.; CARBONELL, S. A. M.; CHIORATO, A. F.; TANQUE, R. L. Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. **Bragantia**, Campinas, v. 71, p. 346-354, 2012.

TOSCANO, L. C.; BOIÇA JÚNIOR, A. L.; MARTINS, G. L. M.; MARUYAMA, W. I. Biologia de *Bemisia tabaci* (genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro em duas épocas. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia, v. 3, p. 1-6, 2016.

VIEIRA, S. S.; BOFF, M. I. C. BUENO, A. F.; GOBBI, A. L.; LOBO, R. V.; BUENO, R. C. O. de F. Efeitos dos inseticidas utilizados no controle de *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B e sua seletividade aos inimigos naturais na cultura da soja. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 33, p. 1809-1818, 2012.

WANDER, A. E. Produção e consumo de feijão no Brasil, 1975-2005. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 37, n. 2, p. 7-21, 2007.

CAPÍTULO 3 – Considerações Finais

Perante os resultados obtidos no presente estudo e da busca de práticas sustentáveis no meio agrícola, a resistência de plantas torna-se uma tática ideal, visto que sua utilização, além de não agredir o meio ambiente, trás resultados satisfatórios tendo em vista sua versatilidade para emprego em sistemas de MIP.

O genótipo de feijoeiro IAC Sintonia apresenta características de resistência nas categorias: antibiose e antixenose para oviposição, sendo o menos ovipositado, além de prolongar os períodos de vida de *B. tabaci* biótipo B e proporcionar baixas viabilidades ninfais, bem como ciclo total do inseto. Em campo pode se tornar uma ferramenta muito útil para os produtores de feijão, visto que sua utilização poderia resultar em um menor número de gerações da praga por ano, viabilizando o manejo de maneira econômica e sustentável. Em contrapartida, o genótipo Pérola apresenta características de suscetibilidade, ocasionando condições favoráveis ao desenvolvimento e reprodução da mosca-branca.

O genótipo IAC Sintonia, além de se mostrar eficiente no controle de *B. tabaci* biótipo B, possui aspectos produtivos bastante relevantes, apresentando produtividade média de 3,1 t.ha⁻¹, superando diversos outros genótipos, inclusive alguns dos mais cultivados nos estados produtores de feijão. Outro fator que contribui para a utilização desse genótipo é a manifestação de resistência à antracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*) e resistência moderada à murcha de fusarium (*Fusarium oxysporum*), evidenciando seu potencial de cultivo. ¹Em contrapartida, devido à coloração escura dos grãos de IAC Sintonia, houve certa resistência no tocante à comercialização e consumo desse grão, contudo, pesquisas adicionais já estão em desenvolvimento visando solucionar esse problema, ou seja, modificar a coloração dos grãos, tornando-os mais claros, e mantendo as características de resistência e produtividade. Esse genótipo será denominado IAC Sintonia 2^a geração.

¹ CHIORATO A F (2018) (Instituto Agronômico de Campinas – IAC, Centro de Grãos e Fibras). Comunicação Pessoal.

Os resultados apresentados neste trabalho possuem enorme relevância para programas de melhoramento genético de feijoeiro, visando à obtenção de genótipos que apresentem características de resistência a *B. tabaci* biótipo B. Os feijocultores brasileiros podem também ser beneficiados, levando em consideração a importância dessa cultura no cenário agrícola brasileiro, bem como no âmbito socioeconômico e cultural do país. Contudo, torna-se indispensável a realização de experimentos a campo visando avaliar aspectos produtivos e o comportamento destes genótipos em relação aos fatores bióticos e abióticos, uma vez que em podem haver divergências entre as condições de campo e de casa-de-vegetação.

Apesar desse estudo não ter abordado, análises químicas, físicas e morfológicas mais detalhadas, bem como no âmbito da resistência induzida, fazem-se necessárias, visando elucidar as reais causas das variações encontradas nos genótipos de feijoeiro com relação à manifestação de resistência a *B. tabaci* biótipo B.