

MATHEUS GERAGE SACILOTTO

**CARACTERIZAÇÃO DE PREFERÊNCIA E PERFORMANCE DE *Bemisia tabaci*
MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM PLANTAS DANINHAS**

Botucatu

2022

MATHEUS GERAGE SACILOTTO

**CARACTERIZAÇÃO DE PREFERÊNCIA E PERFORMANCE DE *Bemisia tabaci*
MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM PLANTAS DANINHAS**

**Dissertação apresentada à Faculdade
de Ciências Agronômicas da Unesp
Câmpus de Botucatu, para obtenção do
título de Mestre em Proteção de Plantas.**

**Orientador: Prof. Dr. Edson Luiz Lopes
Baldin**

**Coorientador: Prof. Dr. Caio Antonio
Carbonari**

Botucatu

2022

S121c

Sacilotto, Matheus Gerage

Caracterização de preferência e performance de Bemisia tabaci MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas daninhas / Matheus Gerage Sacilotto. -- Botucatu, 2022

77 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu

Orientador: Edson Luiz Lopes Baldin

Coorientador: Caio Antonio Carbonari

1. Bemisia tabaci MEAM1. 2. Plantas daninhas. 3. Mosca-branca. 4. Hospedeiros alternativos. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Botucatu



CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

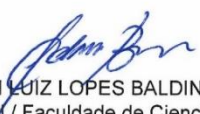
TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: CARACTERIZAÇÃO DE PREFERÊNCIA E PERFORMANCE DE Bemisia tabaci MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM PLANTAS DANINHAS

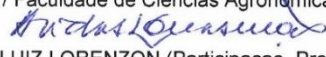
AUTOR: MATHEUS GERAGE SACILOTTO


ORIENTADOR: EDSON LUIZ LOPES BALDIN

COORDENADOR: CAIO ANTONIO CARBONARI

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


Prof. Dr. EDSON LUIZ LOPES BALDIN (Participação Presencial)
Proteção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrômicas de Botucatu UNESP


Prof. Dr. ANDRÉ LUIZ LORENZON (Participação Presencial)
Entomologia e Acarologia / Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz


Prof. Dr. VINÍCIUS FERNANDES CANASSA (Participação Presencial)
/ Faculdades Integradas de Taquai

Botucatu, 31 de maio de 2022

*Aos meus amados pais e irmão,
Karem, José Antonio e Rodrigo,*

dedico

AGRADECIMENTOS

Aos meus amados pais, José Antonio Sacilotto e Karem Gerage Sacilotto, pelo carinho, apoio incondicional e por estarem ao meu lado em todos os momentos.

Ao meu irmão, Rodrigo Sacilotto, pelo companheirismo e amizade desde sempre.

À minha namorada Beatriz Mazzi, pelo companheirismo e por todo o apoio mesmo nas fases difíceis.

Ao Prof. Dr. Edson Luiz Lopes Baldin, pela orientação, ensinamentos, amizade, oportunidades e exemplo como profissional e pessoa.

Ao Prof. Dr. Caio Antonio Carbonari, pela coorientação, auxílio e ensinamentos.

Ao meu amigo Felipe Savieto (Dias), pela parceria e por todo o auxílio para a condução dos experimentos.

Ao CNPQ – Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, pela bolsa de estudos concedida.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

A todos os membros do Larespi, por todo o auxílio e colaboração, parceria, amizade e bons momentos, em especial aos amigos Vinicius Canassa (Sem), Rodrigo Faria (Pepa), Alisson Santana, Sabrina Ongaratto, Vinicius Takaku (Celeal) e Guilherme Silveira (Delivery).

À Faculdade de Ciências Agrônômicas (Unesp – Botucatu), em especial ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Proteção de Plantas, incluindo os professores e funcionários, por todos os ensinamentos, parceria e colaboração.

Aos meus amigos da República Avaiana de Pau, pela amizade de longa data e bons momentos compartilhados.

A todos que me ajudaram de alguma forma nessa caminhada.

RESUMO

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma das pragas de maior importância econômica para a agricultura a nível global. Dentre as espécies crípticas de *B. tabaci*, Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) destaca-se como uma das mais problemáticas e disseminadas em todo o mundo. Trata-se de um inseto sugador com expressivo grau de polifagia, capaz de infestar uma ampla variedade de espécies vegetais envolvendo grandes culturas, hortaliças, plantas ornamentais e plantas daninhas. As plantas daninhas podem atuar como hospedeiros alternativos de mosca-branca, oferecendo oportunidade à manutenção de populações do inseto durante o ano e possibilitando a migração dessa praga entre plantas e diferentes sistemas agrícolas. Nesse sentido, o presente estudo teve por objetivo avaliar a preferência e a performance biológica de *B. tabaci* MEAM1 em 15 espécies de plantas daninhas abundantes em lavouras brasileiras, além de cinco espécies cultivadas (tomateiro, pimentão, soja, milho e algodoeiro). Para tanto, foram realizados testes de antixenose com e sem chance de escolha, além do acompanhamento da performance dos insetos confinados sobre as espécies de plantas. Além disso, as plantas foram avaliadas quanto à densidade de tricomas e parâmetros colorimétricos, visando identificar fatores físico-morfológicos envolvidos no processo de seleção hospedeira. Os resultados indicaram correlação positiva entre a oviposição de *B. tabaci* e a densidade de tricomas, correlação negativa entre o número de insetos e os índices L* (luminosidade) e a* (verde), e correlação positiva entre o número de insetos e b* (amarelo). Nos ensaios com chance de escolha, as espécies *Solanum lycopersicum*, *Senna obtusifolia*, *Glycine max*, *Emilia sonchifolia* e *Euphorbia heterophylla* foram mais infestadas na média dos períodos de avaliação, diferindo de *Spermacoce latifolia*, *Amaranthus viridis* e *Richardia brasiliensis* que apresentaram as menores médias de insetos. Neste mesmo ensaio, *S. lycopersicum* e *E. sonchifolia* revelaram as maiores taxas de oviposição, diferindo da maioria das demais espécies. Em ensaio sem chance de escolha, *E. heterophylla*, *Galinsoga parviflora* e *S. latifolia* se destacaram dos demais materiais, apresentando as maiores taxas de ovos e ninfas por cm². Em ensaio de performance biológica, as espécies *Ipomoea grandifolia*, *S. lycopersicum* e *E. sonchifolia* possibilitaram os menores períodos de desenvolvimento do inseto e elevadas viabilidades ninfaís, mostrando-se hospedeiros favoráveis ao

desenvolvimento de *B. tabaci* MEAM1. Os resultados obtidos neste estudo evidenciam o potencial de algumas espécies invasoras como hospedeiras de *B. tabaci* MEAM1, e podem contribuir para o manejo preventivo de populações dessa praga nas lavouras.

Palavras-chave: Mosca-branca; plantas invasoras; hospedeiros alternativos; oviposição.

ABSTRACT

The whitefly *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) is one of the most economic important pests to agriculture in global level. Among the cryptic species of *B. tabaci*, Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) stands out as one of the most destructive and distributed throughout the world. It is a sucking insect with expressive level of polyphagia, which is capable to infest a wide variety of vegetal species involving agricultural crops, vegetables, ornamental and weed plants. Weed species can serve as alternative hosts of the whitefly, offering opportunity to the maintenance of the insect's population during the year making possible the migration of this pest among plants and different crop systems. Thus, the present study had as objective to assess preference and biological performance of *B. tabaci* MEAM1 on 15 weed species of frequent occurrence in Brazilian agricultural fields, besides five cultivated species (tomato, bell pepper, soybean, maize and cotton). Therefore, it was performed antixenosis tests with free and no-choice, as well as evaluation of performance of the insect confined on these plant species. Besides, the plant species were assessed regarding the trichome density and colorimetric parameters, aiming to identify physical-morphological factor involved in host selection process. Our results indicated positive correlation between the oviposition of the whitefly and trichome density, negative correlations between the number of adults and L* (luminosity) and a* (green) indexes, and positive correlation between number of adults and b* (yellow) index. In free choice test, *Solanum lycopersicum*, *Senna obtusifolia*, *Glycine max*, *Emilia sonchifolia* and *Euphorbia heterophylla* were the most infested species in the mean of evaluation periods, differing from *Spermacoce latifolia*, *Amaranthus viridis* and *Richardia brasiliensis*, which presented the lowest means of insects. In this same test, *S. lycopersicum* and *E. sonchifolia* revealed the highest oviposition rates, differing from most of the species. In no-choice test, *E. heterophylla*, *Galinsoga parviflora* and *S. latifolia* stood out from the other materials, showing the highest eggs and nymphs per cm² rates. In biological performance assay, the species *Ipomoea grandifolia*, *S. lycopersicum* and *E. sonchifolia* provided the shortest development periods and high nymphal viabilities, posing favorable hosts for *B. tabaci* MEAM1 development. The results of this study show the potential of some invasive plant species as hosts of *B. tabaci* MEAM1, and may contribute for preventive management of populations of this pest in agricultural fields.

Keywords: Whitefly; invasive plants; alternative hosts; oviposition.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Capítulo 2 – Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas daninhas e cultivadas

- Figura 1 – Médias¹ (\pm EP) de período de desenvolvimento (ovo-adulto) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação. Médias seguidas pelas mesmas letras não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).....69
- Figura 2 – Médias (\pm EP) de viabilidade ninfal (%) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação. Médias seguidas pelas mesmas letras não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).....70
- Figura 3 – Ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1 observadas via microscópio estereoscópico (40x) em ensaio de performance biológica com diferentes espécies de plantas. A e B) ninfas de quarto instar em desenvolvimento normal em *Solanum lycopersicum* e adulto emergindo sobre *Ipomoea grandifolia*, respectivamente; C) ninfas de quarto instar deformadas durante o desenvolvimento em *Conyza canadensis*; D) ninfa morta durante a emergência do adulto em *Bidens pilosa*; E) ninfa ressecada durante o desenvolvimento em *Richardia brasiliensis*; F) ninfa ressecada durante o desenvolvimento em *Z. mays*.....71

LISTA DE TABELAS

Capítulo 1 – Preferência de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) por plantas daninhas e cultivadas

Tabela 1 – Descrição das espécies de plantas daninhas avaliadas nos ensaios com <i>Bemisia tabaci</i>	44
Tabela 2 – Médias (\pm EP) de adultos e ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em ensaio com chance de escolha em casa de vegetação.....	46
Tabela 3 – Médias (\pm EP) dos parâmetros da análise colorimétrica realizada na face adaxial das folhas de 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas.....	47
Tabela 4 – Coeficientes de correlação de Spearman obtidos entre o número de ovos/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 após 72 horas e número de tricomas/25 mm ² ; e número de adultos após 24 horas e índices colorimétricos de 15 espécies daninhas e cinco cultivadas a partir de ensaio com chance de escolha.....	48
Tabela 5 – Médias (\pm EP) de tricomas das espécies de plantas selecionadas e respectivas classificações.....	49
Tabela 6 - Médias (\pm EP) de ovos e ninfas/cm ² de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em ensaio sem chance de escolha em casa de vegetação.....	50

Capítulo 2 – Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas daninhas e cultivadas

Tabela 1 – Descrição das espécies de plantas daninhas avaliadas nos ensaios com <i>Bemisia tabaci</i>	66
Tabela 2 – Médias (\pm EP) de períodos de incubação, instares ninfais e período ninfal de <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação.....	68

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	19
PREFERÊNCIA DE <i>BEMISIA TABACI</i> MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) POR PLANTAS DANINHAS E CULTIVADAS	24
1.1 INTRODUÇÃO	26
1.2 MATERIAL E MÉTODOS	28
1.3 RESULTADOS	30
1.4 DISCUSSÃO	33
REFERÊNCIAS	38
ASPECTOS BIOLÓGICOS DE <i>BEMISIA TABACI</i> MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM PLANTAS DANINHAS E CULTIVADAS	51
2.1 INTRODUÇÃO	53
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	54
2.3 RESULTADOS	56
2.4 DISCUSSÃO	57
REFERÊNCIAS	61
CONSIDERAÇÕES FINAIS	72
REFERÊNCIAS	73

INTRODUÇÃO GERAL

A mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma das pragas de maior importância econômica para a agricultura mundial. Trata-se de um inseto cosmopolita capaz de infestar uma ampla variedade de espécies vegetais envolvendo grandes culturas, hortaliças, plantas ornamentais e plantas daninhas (ABD-RABOU; SIMMONS, 2010; SHAH et al., 2015).

Bemisia tabaci apresenta ampla diversidade genética, compreendendo um complexo de pelo menos 44 espécies indistintas morfologicamente (XU et al., 2010; KANAKALA; GHANIM, 2019). Essas espécies diferenciam-se em comportamento e em algumas características como número de hospedeiros, fecundidade, resistência a inseticidas, capacidade em provocar desordens fisiológicas na planta e capacidade na transmissão de vírus (BROWN et al., 1995; HOROWITZ et al., 2005; FIRDAUS et al., 2013; CHEN et al., 2016). A identificação das espécies é feita por meio de marcadores moleculares, que atuam na amplificação de uma sequência do gene da proteína citocromo-oxidase I (mtCOI) (DE BARRO et al., 2011; ELFEKIH et al., 2017).

Os adultos de *B. tabaci* possuem cerca de 1 a 2 mm de comprimento, com coloração amarelo-pálido e dois pares de asas brancas. Apresentam ampla capacidade de dispersão, e podem ser auxiliados pelo vento para percorrer longas distâncias. As fêmeas têm capacidade de colocar de 100 a 300 ovos durante toda a fase adulta, dependendo do hospedeiro e das condições climáticas. Os ovos são depositados na face abaxial das folhas e ficam presos a pequenos pedúnculos, apresentando coloração marrom quando mais maduros. Após a eclosão, as ninfas de primeiro instar tem capacidade de locomoção, buscando fixar-se em locais adequados para a sucção de seiva da planta. Nos três instares seguintes o inseto permanece imóvel, alimentando-se até a emergência do adulto (HAJI et al., 2005; VILLAS BÔAS, 2005; BASU; 2019).

Descrita pela primeira vez em 1889 infestando plantas de tabaco na Grécia (Gennadius, 1889), a mosca-branca passou a despertar maior atenção de pesquisadores e produtores após a invasão da espécie *B. tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1, biótipo B) em pelo menos 54 países fora de sua região de origem, a partir do final de 1980 (DE BARRO et al., 2011). O biótipo B possui origem na região do Oriente Médio na Ásia Menor, e sua rápida disseminação se deu provavelmente

por meio do comércio global de plantas ornamentais, causando prejuízos a diversas culturas agrícolas dado ao acentuado grau de polifagia do inseto (BROADBENT et al., 1989; GULLAN; CRANSTON, 2014). Essa disseminação teve relação direta com o aumento significativo de doenças transmitidas por moscas-brancas pelo mundo (JONES, 2003).

No Brasil, surtos populacionais de mosca-branca foram inicialmente constatados em algodoeiro, em 1968, e posteriormente nas culturas da soja, algodoeiro e feijoeiro, em 1972, nos estados de São Paulo e Paraná (COSTA et al., 1973). Novos surtos do inseto voltaram a ser registrados apenas no início da década de 1990, quando se registrou a introdução de *B. tabaci* MEAM1 no país (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994). Nessa ocasião, foram constatadas altas infestações do inseto e perdas severas na produção em hortaliças. Foram também reportados o prateamento de folhas de aboboreira e o amadurecimento irregular de frutos no tomateiro, característicos da presença dessa espécie críptica, além de elevadas infestações sobre plantas daninhas, bem como a transmissão de vírus do mosaico dourado em 100% das plantas de feijoeiro presentes em áreas adjacentes (LOURENÇÃO; NAGAI, 1994).

Desde então, altas infestações de *B. tabaci* MEAM1 têm sido frequentes na maior parte das regiões agrícolas do Brasil, sendo esta espécie considerada uma das mais problemáticas e invasivas em termos globais (LOURENÇÃO et al., 1999; NARANJO et al., 2010). O *status* de praga severa do inseto é decorrente de sua ampla gama de hospedeiros, elevada fecundidade, alta resistência a inseticidas, elevada produção de *honeydew* (substância açucarada) durante a alimentação, além da capacidade de induzir desordens fisiológicas e ser importante vetora de vírus (YOKOMI et al., 1990; COSTA; BROWN, 1991; HENDRIX; WEI, 1992; JONES, 2003).

Os danos diretos associados ao ataque de *B. tabaci* são decorrentes da sucção contínua de seiva do floema por ninfas e adultos que, quando em grandes quantidades, promovem impactos negativos sobre o vigor da planta infestada (VILLAS BÔAS, 2005; GANGWAR; CHARU, 2018; BASU, 2019). Com isso, o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas pode ser prejudicado, e desordens fisiológicas podem ocorrer em razão da injeção de toxinas durante a alimentação, resultando em perdas quantitativas e qualitativas de produção.

Além disso, durante a alimentação do inseto há grande excreção de *honeydew*, que favorece a colonização de fungos causadores da fumagina (*Capnodium* sp.),

responsável pela redução da capacidade fotossintética da planta e por perdas na qualidade dos produtos (BYRNE; BELLOWS, 1991; VILLAS BÔAS, 2005). Contudo, os prejuízos mais severos relacionados ao ataque de *B. tabaci* são associados à transmissão de mais de 300 espécies de vírus, envolvendo os gêneros *Begomovirus*, *Crinivirus*, *Carlavirus*, *Ipomovirus*, *Poleovirus* e *Torradovirus* (NAVAS-CASTILLO et al., 2011; POLSTON et al., 2014; GHOSH et al., 2019). Isso fez com que a mosca-branca recebesse o *status* de inseto supervetor (GILBERTSON et al., 2015). Dentre as espécies de vírus, as pertencentes ao gênero *Begomovirus* (Geminiviridae) correspondem a maior parte dos vírus transmitidos por *B. tabaci*, sendo estes responsáveis por perdas de 20 a 100% da produção de diferentes culturas. Os sintomas incluem mosaico amarelo, clorose entre nervuras, enfezamento, rugosidade e deformação foliar e abscisão floral (JONES, 2003; SMITH et al., 2019).

A transmissão de begomovírus por *B. tabaci* se dá de forma circulativa e persistente (POLSTON et al., 2014). Ao se alimentar de uma planta infectada, o inseto torna-se capaz de transmitir o vírus após período de latência de 8 a 16 horas, tempo necessário para que o vírus passe pelo intestino médio do inseto e passe a circular pela hemolinfa, chegando assim às glândulas salivares. Após a aquisição do vírus, a mosca-branca pode transmiti-lo até o fim de seu ciclo (MICHEREFF FILHO; LIMA, 2016).

O manejo das populações de *B. tabaci* e das doenças associadas à presença dessa praga, mostram-se altamente dependentes da aplicação de inseticidas sintéticos (PERRING et al., 2018; LI et al., 2021). Os inseticidas do grupo químico dos neonicotinoides estão entre os mais eficientes e comumente aplicados para o controle de *B. tabaci*, exibindo ação sistêmica e translaminar e longa atividade residual (SIMON-DELISO et al., 2015). Outros compostos também podem oferecer elevados níveis de controle do inseto, como os reguladores de crescimento (piriproxifem e buprofezina), cetonóis (espiromesifeno), butenolides (flupyradifurone) e as diamidas (ciantraniliprole) (LIU; MEISTER, 2001; KONTSEDALOV et al., 2009; CABALLERO et al., 2015; NAUEN et al., 2015; GOGI et al., 2021).

Entretanto, o manejo dessa praga representa um enorme desafio aos produtores, diante de dificuldades associadas ao rápido crescimento populacional do inseto, ampla faixa de hospedeiros, rápida evolução da resistência a inseticidas e elevada capacidade de dispersão (HOROWITZ et al., 2011; HAJI et al., 2005). Em lavouras de tomate, pulverizações sequenciais de inseticidas são frequentemente

necessárias, sendo observado em muitos casos de duas a três aplicações semanais (BERGAMIN FILHO et al., 2020).

Frente ao uso intensivo e indiscriminado de inseticidas sintéticos no manejo de *B. tabaci*, inúmeros casos de resistência desse artrópode a diferentes grupos químicos e falhas de controle passaram a ser registrados (PALUMBO et al., 2001; HOROWITZ et al., 2011). Atualmente, *B. tabaci* apresenta resistência a maior parte dos inseticidas utilizados, com aproximadamente 650 casos relatados no gênero *Bemisia* (HOROWITZ et al., 2020). Nesse sentido, a adoção de práticas culturais, como a remoção de hospedeiros alternativos do inseto da área de cultivo, mostra-se de grande importância para um manejo mais sustentável de *B. tabaci* (HILJE et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2001).

Sabe-se que as plantas daninhas, além de exercerem interferência direta sobre as plantas cultivadas por meio da competição e alelopatia, atuam também como hospedeiras alternativas de insetos-praga e patógenos (OLIVEIRA JR. et al., 2011). Essas plantas possuem papel importante na sobrevivência de *B. tabaci* na área de cultivo durante o ano, podendo atuar como hospedeiras do inseto durante períodos de entressafra e servindo como ponte para a infestação na cultura seguinte (LEATHER et al., 1995; VILLAS BÔAS, 2005; NARANJO et al., 2010).

Doze famílias botânicas de plantas daninhas concentram cerca de 68% das espécies com maior importância em todo o mundo, sendo elas Poaceae, Cyperaceae, Asteraceae, Polygonaceae, Amaranthaceae, Brassicaceae, Fabaceae, Convolvulaceae, Euphorbiaceae, Chenopodiaceae, Malvaceae e Solanaceae (HOLM, 1978; ZIMDAHL, 2007). Algumas espécies pertencentes a essas famílias são hospedeiras de insetos e comumente competem com importantes lavouras no cenário agrícola brasileiro, como o caruru (*Amaranthus* spp.), o picão-preto (*Bidens pilosa* L.), a buva (*Conyza* spp.), a falsa-serralha [*Emilia sonchifolia* (L.) DC.], o botão-de-ouro ou picão-branco (*Galinsoga parviflora* Cav.), a nabiça (*Raphanus raphanistrum* L.), a trapoeraba (*Commelina benghalensis* L.), a corda-de-viola [*Ipomoea grandifolia* (Dammer) O'Donel], a jitirana [*Merremia aegyptia* (L.) Urb.], o leiteiro ou amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla* L.), o fedegoso [*Senna obtusifolia* (L.) Irwin & Barneby], a guanxuma (*Sida rhombifolia* L.), o capim-amargoso [*Digitaria insularis* (L.) Mez ex Ekam], a erva-quente (*Spermacoce latifolia* Aubl) e a poaia-branca (*Richardia brasiliensis* Gomes).

Diante do expressivo potencial de danos de *B. tabaci* MEAM1 para diversas culturas no Brasil, e da dificuldade associada ao controle dessa praga, estudos verificando o desempenho biológico de mosca-branca em plantas daninhas abundantes em áreas de cultivo são de grande importância a fim de identificar possíveis hospedeiros do inseto. Com isso, recomendações para o monitoramento e manejo preventivo de plantas daninhas podem ser tomadas em tempo, contribuindo para a redução das densidades populacionais de *B. tabaci* em períodos de safra e entressafra.

Dessa forma, o presente estudo teve como objetivos específicos: a) Identificar hospedeiros preferenciais de *B. tabaci* MEAM1 entre diferentes espécies daninhas comuns e plantas cultivadas, por meio de ensaios de preferência, oviposição com e sem chance de escolha; b) correlacionar aspectos físico-morfológicos dos materiais com o comportamento de colonização de *B. tabaci* MEAM1; c) avaliar aspectos biológicos de *B. tabaci* MEAM1 sobre as espécies daninhas e cultivadas.

Visando atingir esses objetivos, a dissertação foi dividida em dois capítulos, sendo o primeiro intitulado “Preferência de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) por plantas daninhas e cultivadas”, o qual foi redigido conforme as normas da revista *Phytoparasitica* e o segundo, intitulado “Aspectos biológicos de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) em plantas daninhas e cultivadas”, redigido conforme as normas da revista *Arthropod-Plant Interactions*.

CAPÍTULO 1

PREFERÊNCIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) POR PLANTAS DANINHAS E CULTIVADAS

Resumo

Capaz de infestar ampla gama de espécies vegetais, a mosca-branca *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) é responsável por prejuízos severos em diversas culturas. Visando aprofundar os conhecimentos sobre as interações envolvendo *B. tabaci* MEAM1 e plantas associadas à paisagem agrícola, o presente estudo teve por objetivo identificar hospedeiros preferenciais comparando 15 espécies diferentes de plantas daninhas comuns e cinco plantas cultivadas (tomateiro, pimentão, soja, milho e algodoeiro) por meio de ensaios com e sem chance de escolha. Adicionalmente, também foi avaliada possível correlação entre aspectos físico-morfológicos das plantas e o comportamento de colonização do inseto. Correlações positivas foram constatadas entre a taxa de oviposição e a densidade de tricomas, e entre o número de adultos e o índice b^* (intensidade de amarelo), enquanto observaram-se correlações negativas entre o número de adultos e os índices L^* e a^* (luminosidade e intensidade de verde, respectivamente). No ensaio com chance de escolha, as espécies *Solanum lycopersicum*, *Senna obtusifolia*, *Glycine max*, *Emilia sonchifolia* e *Euphorbia heterophylla* foram as mais infestadas na média dos períodos de avaliação, diferindo de *Spermacoce latifolia*, *Amaranthus viridis* e *Richardia brasiliensis* que apresentaram as menores médias de insetos. Neste mesmo ensaio, *S. lycopersicum* e *E. sonchifolia* foram as mais ovipositadas, diferindo da maioria das demais espécies. Em ensaio sem chance de escolha, *E. heterophylla*, *Galinsoga parviflora* e *S. latifolia* tiveram as maiores médias de oviposição e presença de ninfas por cm^2 . Os resultados obtidos neste estudo evidenciaram o potencial expressivo de algumas espécies de plantas daninhas frequentemente presentes em lavouras do Brasil, como *E. sonchifolia*, *S. obtusifolia* e *E. heterophylla*, em atuarem como hospedeiros alternativos de *B. tabaci* MEAM1.

Palavras-chave: Mosca-branca; espécies invasoras; antixenose; hospedeiros alternativos.

Abstract

Being capable to infest a wide variety of plant species, the whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) is responsible for expressive losses in several crops worldwide. In order to increase knowledge regarding interactions involving *B. tabaci* MEAM1 and plants associated to agricultural landscape, the presente study had as objective to identify preferential hosts by comparing 15 different common weed species and five cultivated plants (tomato, bell pepper, soybean, maize and cotton) through free and no-choice tests. Addittionally, a possible correlation between physical-morphological plant aspects and insect's colonization behavior was performed. Positive correlations were verified between the oviposition index and trichome density, and between the number of adults and b* (yellow intensity) index, whereas negative correlations were observed between the number of adults and L* and a* (luminosity and green intensity, respectively) indexes. In free choice test, the species *Solanum lycopersicum*, *Senna obtusifolia*, *Glycine max*, *Emilia sonchifolia* and *Euphorbia heterophylla* were the most infested in the mean of the evaluation periods, differing from *Spermacoce latifolia*, *Amaranthus viridis* and *Richardia brasiliensis*, which presented the lowest means of insects. In this same test, *S. lycopersicum* and *E. sonchifolia* had the greatest oviposition, differing from most of the species. In no-choice test, *E. heterophylla*, *Galinsoga parviflora* and *S. latifolia* revealed the highest means of eggs and nymph presence per cm². Our results put in evidence the expressive potential of some weed species frequently found in Brazilian agricultural fields, such as *E. sonchifolia*, *S. obtusifolia* and *E. heterophylla*, as alternative hosts of *B. tabaci* MEAM1.

Keywords: Whitefly; invasive species; antixenosis; alternative hosts.

1.1 INTRODUÇÃO

Considerada uma das pragas mais invasivas em termos globais, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) compreende um complexo com pelo menos 44 espécies crípticas morfológicamente idênticas, dentre as quais Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1 ou biótipo B) destaca-se por sua ampla disseminação e importância econômica expressiva em diversas culturas (De Barro et al., 2011; Kanakala & Ghanim, 2019; Li et al., 2021).

Bemisia tabaci MEAM1 apresenta elevado grau de polifagia, podendo infestar mais de 1.000 espécies vegetais, envolvendo desde grandes culturas como a soja e o algodoeiro, até hortaliças como o tomateiro, brássicas e cucurbitáceas, além de espécies de plantas daninhas e ornamentais (Abd-Rabou & Simmons, 2010; De Barro et al., 2011; Shah et al., 2015). A mosca-branca pode ser encontrada na maior parte dos continentes, sendo assim considerado um inseto cosmopolita (De Barro et al., 2005).

Os danos causados por *B. tabaci* MEAM1 podem ser diretos e indiretos. Os danos diretos referem-se à sucção de seiva por ninfas e adultos, o que pode causar alterações bioquímicas, compreendendo perda de vigor e desordens fisiológicas, como o amadurecimento irregular dos frutos do tomateiro e o prateamento das folhas de aboboreiras (Inbar & Gerling, 2008). Os danos indiretos englobam formação de fumagina nas folhas e frutos (Lourenção et al., 2015) e a transmissão de vírus (Fiallo-Olivé et al., 2020).

Dentre os tipos de danos ocasionados por essa praga, a transmissão de vírus representa a maior ameaça em relação a perdas de produção (Stansly & Natwick, 2009; Navas-Castillo et al., 2011). Diversas espécies de vírus são transmitidas por *B. tabaci* MEAM1 a culturas de importância econômica por todo o mundo, como o *Tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV), o *Tomato chlorosis virus* (ToCV), o *Cucurbit yellow stunting disorder virus* (CYSDV), o *Cucumber vein yellowing virus* (CVYV), o *Squash vein yellowing virus* (SqVYV), o *Bean golden mosaic virus* (BGMV) e o complexo de begomovírus do algodoeiro (Jones, 2003; Gilbertson et al., 2015; Hasan et al., 2019).

Considerando-se os desafios associados ao manejo de *B. tabaci* MEAM1, a ampla faixa de hospedeiros do inseto consiste em um fator de grande importância relacionado à dinâmica populacional da praga nas áreas de cultivo (Naranjo et al., 2010). Somado a isso, as altas taxas de reprodução e curto período de

desenvolvimento de *B. tabaci* podem resultar em surtos populacionais e difícil manejo nas lavouras (Oliveira et al., 2001).

Nessa linha, as plantas daninhas podem atuar como hospedeiros alternativos de mosca-branca, oferecendo oportunidade à manutenção de populações do inseto durante o ano e possibilitando a migração dessa praga entre plantas e diferentes sistemas agrícolas (Chu et al., 1995; Gachoka et al., 2005). Além disso, essas plantas atuam como fonte de inóculo (principalmente vírus), transmitidos pela mosca-branca a plantas cultivadas (Barreto et al., 2013; Prajapat et al., 2014). Assim, a identificação de hospedeiros alternativos, que podem contribuir com a presença de *B. tabaci* MEAM1 nas lavouras, mostra-se de grande importância, visando prevenir prejuízos associados à praga.

Conforme demonstrado em estudos prévios (Sottoriva et al., 2014), *B. tabaci* MEAM1 apresenta variáveis padrões de preferência e performance em diferentes espécies de plantas daninhas, o que pode representar maior ou menor risco para as plantas cultivadas nas proximidades. Embora os autores tenham verificado diferentes níveis de suscetibilidade com seis espécies de plantas invasoras investigadas, essas informações necessitam de atualização, visto que muitas espécies não foram consideradas na época e outras passaram a fazer parte significativa dos sistemas de cultivo, especialmente em grandes culturas. Adicionalmente, análises de fatores físico-morfológicos e suas correlações com a preferência da mosca-branca, ainda necessitam de maiores investigações. Esses fatores estimulam a realização de novos estudos visando aprofundar o conhecimento sobre as interações envolvendo *B. tabaci* MEAM1 e as plantas cultivadas e invasoras.

Com base no exposto, o presente trabalho teve por objetivo avaliar a preferência para alimentação e oviposição de *B. tabaci* MEAM1 sobre 15 espécies de plantas daninhas de importância econômica em lavouras no Brasil, além de cinco espécies de plantas cultivadas. Adicionalmente, os materiais foram avaliados quanto à presença de tricomas (densidade e tipificação) e parâmetros colorimétricos, a fim de identificar possíveis correlações com o comportamento de colonização do inseto.

1.2 MATERIAL E MÉTODOS

1.2.1 Plantas daninhas selecionadas

Para a realização dos ensaios, foram selecionadas 15 espécies de plantas daninhas comuns em lavouras de importância econômica no Brasil (Tabela 1). Também foram avaliadas cinco espécies cultivadas, incluindo tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. – cv. Santa Clara), soja (*Glycine max* L. – cv. TMG 7062 IPRO), algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L. – cv. FMT 707), milho (*Zea mays* L. – cv. 30F53 VYHR) e pimentão (*Capsicum annuum* L. – cv. Cascadura Ikeda).

1.2.2 Criação-estoque de *Bemisia tabaci* MEAM1

Os insetos utilizados nos ensaios foram provenientes de criações previamente estabelecidas e devidamente identificadas de acordo com De Barro et al. (2003). A criação foi mantida em casa de vegetação (2,5 × 2,5 × 2,0 m), com as laterais e teto parcialmente fechados com vidro e revestida com tela anti-afídeo. Para a manutenção dos insetos foram oferecidas plantas de soja (*G. max*) e couve-de-folhas (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.), mantidas em vasos plásticos de 2,5 L. As plantas deterioradas foram periodicamente substituídas por outras sadias, conforme a necessidade.

1.2.3 Ensaio de preferência para adultos e oviposição

A preferência para infestação e oviposição por adultos de *B. tabaci* MEAM1 nas espécies de plantas descritas foi avaliada por meio de ensaios com chance de escolha, conforme descrito em trabalhos prévios (Domingos et al., 2018; Santos et al., 2021). Para tal, realizou-se a semeadura e o cultivo de uma planta de cada uma das espécies vegetais em vasos (1 L) contendo substrato Carolina Soil[®], os quais foram mantidos em casa de vegetação livre de infestação por insetos.

Plantas de cada espécie apresentando de quatro a seis folhas completamente desenvolvidas foram dispostas em círculo e de forma aleatória, no interior de uma gaiola metálica (3,0 × 3,0 × 2,5 m) com as laterais revestidas em tela anti-afídeo e teto formado por filme plástico e sombrite. Na sequência, foi liberada uma proporção de 50 casais de *B. tabaci* MEAM1 por espécie vegetal, junto ao centro e de forma equidistante entre os vasos (total de 2.000 insetos por gaiola).

O número de adultos presentes em cada espécie de planta foi quantificado 24, 48 e 72 horas após a infestação com o auxílio de um espelho posicionado próximo à face abaxial das folhas. Após a última avaliação, todas as folhas foram retiradas das plantas para avaliação em laboratório, onde foi realizada a contagem de ovos por planta. Em seguida, foram medidas as áreas foliares de cada planta com auxílio do medidor LI 3000A (LI-COR® Inc., Lincoln, NE, EUA), a fim de se determinar o número de ovos por cm² (Baldin et al., 2005). O delineamento utilizado foi o de blocos casualizados, com 20 tratamentos (espécies vegetais) e dez repetições. Cada gaiola contendo 20 vasos com uma planta de cada espécie constituiu uma repetição.

1.2.4 Análise colorimétrica

Após novo plantio das espécies vegetais selecionadas, foram retiradas duas folhas da porção mediana de cada planta em estágio fenológico similar ao utilizado no teste anteriormente descrito. Três regiões distintas da face adaxial de cada folha foram avaliadas por meio do espaço de cor CIELAB (Colorímetro Minolta Color Reader), determinando-se os parâmetros luminosidade L* (0 indica preto e 100 indica branco) e as coordenadas cromáticas a* e b* (+a indica vermelho e -a indica verde; +b indica amarelo e -b indica azul) (Minolta, 1998).

Foram avaliadas quatro plantas por espécie (n= 8 folhas/espécie), em delineamento inteiramente casualizado, com um total de 20 tratamentos (espécies) e oito repetições.

1.2.5 Análise de tricomas

Os tricomas existentes nas estruturas das espécies vegetais foram avaliados junto à face abaxial de 8 folhas/folíolos do terço mediano das plantas de cada espécie. Para tanto, os tricomas presentes em uma área de 25 mm² foram quantificados e também classificados em glandulares ou não glandulares e quanto ao tipo (Channarayappa et al., 1992), com o auxílio de um microscópio estereoscópico. Adotou-se um delineamento inteiramente casualizado, com 20 tratamentos e 8 repetições (8 folhas/folíolos por espécie) (Valle & Lourenção, 2002).

1.2.6 Ensaio de oviposição e colonização sem chance de escolha

Para este ensaio, foram utilizadas gaiolas metálicas (35 cm de diâmetro e 70 cm de altura) recobertas com tecido *voil* para individualizar cada um dos vasos contendo as plantas. Quando as plantas apresentavam de quatro a seis folhas completamente expandidas, foram liberados 50 casais de adultos de *B. tabaci* MEAM1 no interior de cada gaiola. Passados 15 dias da liberação, foi feita a contagem de ovos e ninfas nos materiais em laboratório. Similarmente ao ensaio com chance de escolha (item 1.2.3), foram medidas as áreas foliares das plantas avaliadas, a fim de se determinar o número de ovos e ninfas por cm². Cada parcela foi representada por um vaso contendo a espécie de planta avaliada e os adultos do inseto, seguindo um delineamento inteiramente casualizado, com 10 repetições.

1.2.7 Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância pelo Teste F. A normalidade foi verificada por meio do teste de Shapiro-Wilk e a homogeneidade por meio do teste de Levene. Em seguida, utilizou-se o teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$) para a comparação das médias. Para as análises foi utilizado o pacote estatístico PROC MIXED-SAS 9.2 (Sas Institute, 2001).

Os coeficientes de correlação de Spearman foram calculados entre a densidade de tricomas e a densidade de ovos nas plantas ao final do ensaio com chance de escolha; e entre o número de adultos após 24 h de infestação do ensaio com chance de escolha e os parâmetros colorimétricos (L^* , a^* e b^*). Os coeficientes foram obtidos por meio do pacote PROC Corr-SAS (Sas Institute, 2001).

1.3 RESULTADOS

1.3.1 Ensaio de preferência para adultos e oviposição

Verificou-se diferença significativa em todos os períodos de avaliação (24, 48 e 72 h), quanto ao número de insetos presentes sob as plantas (Tabela 2). Após 24 horas da infestação, *S. lycopersicum* (tomateiro) destacou-se com o maior número de adultos de *B. tabaci* MEAM1 (225,10), seguido por *G. max* (soja) e pelas espécies daninhas *S. obtusifolia*, *E. heterophylla* e *E. sonchifolia*, que apresentaram médias entre 192,70 e 150,30 insetos por planta. Dentre as espécies menos atrativas aos adultos de *B. tabaci* no primeiro período de avaliação, destacaram-se *S. latifolia*, *A.*

viridis, *R. brasiliensis*, *D. insularis*, *C. benghalensis*, *Z. mays* (milho), *R. raphanistrum*, *G. parviflora* e *C. canadensis*, que diferiram das anteriormente citadas com médias variando entre 3,20 e 23,30 adultos.

Solanum lycopersicum (tomateiro) (300,20 insetos), *S. obtusifolia* (206,30), *G. max* (199,00) e *E. sonchifolia* (188,10) mantiveram-se como as espécies mais atrativas aos insetos após 48 horas da liberação, diferindo da maioria das outras espécies de plantas (3,00 - 55,60) (Tabela 2). Na última avaliação (72 horas), as maiores médias de adultos de mosca-branca foram novamente observadas em *S. lycopersicum* (320,90 insetos), *S. obtusifolia* (189,80), *E. sonchifolia* (178,60), *G. max* (soja) (173,90) e *E. heterophylla* (134,30), as quais diferiram da maioria das demais espécies de plantas avaliadas.

Considerando-se a média entre os três períodos de avaliação, *S. lycopersicum* (tomateiro) diferiu das demais espécies atraindo o maior número de adultos de *B. tabaci* (282,06). Além dessa espécie, *S. obtusifolia*, *G. max* (soja), *E. sonchifolia* e *E. heterophylla* apresentaram elevados níveis de infestação, com médias variando entre 189,43 e 151,57 insetos por planta. Dentre as menos infestadas, destacaram-se as espécies *S. latifolia* (2,93), *A. viridis* (3,13) e *R. brasiliensis* (3,20), com as menores médias de insetos sobre as plantas.

Quanto à oviposição nas plantas após 72 horas de infestação, *S. lycopersicum* (tomateiro) e *E. sonchifolia* apresentaram as maiores taxas de oviposição (22,52 e 20,27 ovos/cm², respectivamente), diferindo da maioria das demais espécies, especialmente de *R. brasiliensis*, *Z. mays* (milho) e *A. viridis*, que apresentaram médias inferiores a 1,00 ovo/cm².

1.3.2 Análise colorimétrica

As espécies de plantas diferiram significativamente em todos os parâmetros colorimétricos analisados (Tabela 3). Com relação à luminosidade (L*), a espécie *G. parviflora* destacou-se com a maior média apresentada (44,35), seguida por *C. benghalensis* e *C. canadensis*, que apresentaram médias de 43,89 e 43,85 para este parâmetro, respectivamente. Essas espécies diferiram de *G. max* (soja), *S. obtusifolia*, *I. grandifolia*, *S. rhombifolia*, *A. viridis*, *G. hirsutum* (algodoeiro) e *E. heterophylla*, as quais apresentaram as menores médias de luminosidade (35,71-40,80).

Considerando-se o parâmetro a* (verde-vermelho), *E. sonchifolia*, *S. lycopersicum* (tomate), *G. parviflora* e *G. max* (soja) apresentaram os índices mais

negativos (maior intensidade de verde), diferindo da maior parte das espécies. Os maiores valores de a^* (tendendo ao vermelho) foram verificados nas espécies *G. hirsutum* (algodão), *S. rhombifolia* e *E. heterophylla* (-10,89; -11,43 e -11,96, respectivamente).

Os maiores valores para o parâmetro b^* foram constatados em *G. parviflora* (27,42) e *S. lycopersicum* (tomateiro) (27,23), seguidos das espécies *M. aegyptia* e *E. sonchifolia*, com 27,25 e 26,90, respectivamente. Os menores índices para esse parâmetro foram constatados em *S. rhombifolia*, *G. hirsutum* (algodoeiro) e *A. viridis* (15,35 a 18,48).

Foi verificada correlação significativa entre o número de adultos após 24 horas de infestação e todos os parâmetros colorimétricos avaliados. As correlações foram negativas para L^* ($r = -0,23$) e a^* ($r = -0,19$), e positiva para b^* ($r = 0,20$) (Tabela 4).

1.3.3 Análise de tricomas

Foi constatada diferença significativa entre as espécies avaliadas quanto à densidade de tricomas. Dentre os materiais avaliados, não se verificou a presença de tricomas no limbo foliar da face abaxial das espécies *I. grandifolia*, *M. aegyptia*, *D. insularis*, *Z. mays* (milho), *G. hirsutum* (algodoeiro), *C. annuum* (pimentão) e *S. obtusifolia*.

Com relação às espécies portadoras de tricomas, *S. lycopersicum* (tomateiro) (134,50), *G. max* (soja) (100,88), *S. latifolia* (85,00) e *C. canadensis* (73,63) apresentaram as maiores densidades/25 mm², diferindo das demais espécies vegetais (Tabela 5). As espécies com as menores densidades de tricomas foram *A. viridis*, *R. raphanistrum*, *B. pilosa*, *E. sonchifolia* e *R. brasiliensis*, com médias variando entre 1,13 e 9,63.

Também foi verificada correlação positiva entre a densidade de ovos e a densidade de tricomas/25 mm² em ensaio com chance de escolha ($r = 0,17$) (Tabela 4).

1.3.4 Ensaio de oviposição e colonização sem chance de escolha

Foi verificada diferença significativa entre as espécies vegetais quanto ao número de ovos e ninfas/cm² presentes sobre as plantas (Tabela 6). A espécie *E. heterophylla* destacou-se com o maior índice de oviposição (42,35 ovos), seguida por

G. parviflora (29,20) e *S. latifolia* (27,05). As plantas menos ovipositadas no ensaio foram *A. viridis*, *D. insularis*, *G. max*, *C. annuum* e *Z. mays*, as quais apresentaram médias variando de 0,24 a 3,55 ovos/cm².

Quanto à infestação de ninfas/cm², as maiores médias foram constatadas nas espécies *E. heterophylla* e *S. latifolia* (22,70 e 16,65 ninfas, respectivamente). Os menores índices foram observados em *Z. mays* (milho), *G. max* (soja), *A. viridis*, *M. aegyptia*, *C. annuum* (pimentão) e *I. grandifolia* (0,27 a 3,25 ninfas/cm²).

1.4 DISCUSSÃO

Os ensaios realizados no presente estudo revelaram diferenças significativas quanto à atratividade e oviposição de *B. tabaci* MEAM1 em diferentes espécies de plantas daninhas e cultivadas, bem como variáveis índices de colonização em condições sem chance de escolha.

No teste com chance de escolha (Tabela 2), *S. lycopersicum* mostrou-se uma espécie vegetal altamente atrativa a *B. tabaci* MEAM1, diferindo de todas as outras espécies na 2^a, 3^a e na média das avaliações. Também como espécies atrativas podem ser destacadas *E. sonchifolia*, *S. obtusifolia*, *G. max* e *E. heterophylla*. Com respeito a *E. heterophylla*, Sottoriva et al. (2014) constataram infestação significativamente maior nesta espécie em comparação com outras seis espécies de plantas daninhas e uma cultivada (soja), em três períodos de avaliação, similares aos do presente estudo, além de apresentar o maior número de ovos/cm², superando a soja. No presente estudo, *E. heterophylla* também apresentou elevado número de adultos de *B. tabaci*, configurando-se entre as mais infestadas na média dos períodos de avaliação em teste com chance de escolha, semelhante ao verificado com tomateiro. Esta espécie destacou-se ainda mais no ensaio sem chance de escolha (Tabela 6), onde apresentou as maiores médias de ovos e ninfas/cm² entre todas as espécies avaliadas.

Outros autores observaram maior incidência de ovos e ninfas de *B. tabaci* MEAM1 em *E. heterophylla* entre as espécies daninhas encontradas em lavoura de algodão na região Centro-Oeste do país (Rodrigues & Silva, 2018). Dentre as espécies avaliadas, *C. benghalensis*, *Conyza* spp., *E. heterophylla*, *Ipomoea* spp., *R. brasiliensis* e *S. latifolia* foram considerados hospedeiros alternativos para o inseto. Destas espécies, *E. heterophylla* foi a que mais se destacou nos ensaios com e sem

chance de escolha do presente estudo, seguida por *S. latifolia* que também apresentou elevadas densidades de ovos e ninfas em ensaio sem chance de escolha.

Avaliando a densidade de ovos e ninfas de *B. tabaci* sobre espécies daninhas presentes na Flórida, Smith et al. (2014) observaram maiores taxas em *S. obtusifolia* e em plantas do gênero *Emilia*. No teste com chance de escolha realizado no presente estudo, *S. obtusifolia* e *E. sonchifolia* se destacaram como as mais infestadas e com maior número de ovos após o tomateiro, corroborando os resultados daqueles autores.

Em outro trabalho em que se avaliaram plantas daninhas como hospedeiros alternativos de *B. tabaci*, Barman et al. (2022) incluíram *Ipomoea quamoclit*, *Ipomoea cordatotriloba*, *Sida spinosa* e *E. heterophylla* como hospedeiros adequados ao inseto. Dentre os hospedeiros não-favoráveis à mosca-branca, destacaram-se as espécies *R. raphanistrum*, *Amaranthus palmeri* e *Richardia scabra*, corroborando o presente estudo, onde *R. raphanistrum* e espécies dos gêneros *Amaranthus* e *Richardia* mostraram-se hospedeiros pouco atrativos a *B. tabaci* MEAM1.

Face às variações de preferência dos insetos por diferentes espécies de plantas, deve-se ressaltar que o processo de identificação e seleção de uma planta hospedeira pelo inseto envolve uma série de estímulos externos, incluindo aspectos visuais, morfológicos, olfatórios e gustativos (Smith, 2005). Nesse sentido, a coloração do tecido vegetal, bem como a presença de compostos secundários e a densidade de tricomas podem desempenhar papel importante sobre o comportamento de seleção hospedeira do inseto.

No caso da mosca-branca, observa-se forte dependência por estímulos visuais para a orientação e movimento do inseto (Mound, 1962; Isaacs et al., 1999), sendo a coloração considerada um dos fatores de maior importância envolvidos na seleção hospedeira (Van Lenteren & Noldus, 1990). Considerando-se o hábito séssil durante a maior parte do período ninfal de *B. tabaci*, a escolha de um hospedeiro adequado para a oviposição mostra-se fundamental para o sucesso da colonização pelo inseto (Novaes et al., 2020). No presente estudo, foram constatadas correlações significativas entre o número de adultos no ensaio com chance de escolha (24 h) e os três parâmetros colorimétricos avaliados nos materiais (L^* , a^* e b^*).

A correlação entre o número de insetos e a luminosidade foi negativa nesse estudo, indicando maior preferência de adultos de *B. tabaci* MEAM1 por plantas com folhas mais escuras (menores valores de L^*). A espécie *E. heterophylla*, que

apresentou o menor índice de luminosidade, esteve entre as plantas mais infestadas nas avaliações com chance de escolha, e destacou-se com as maiores médias de ovos e ninfas/cm² no ensaio sem chance de escolha. Contudo, as espécies *S. lycopersicum* (tomateiro), *S. obtusifolia* e *E. sonchifolia*, que foram as mais infestadas no ensaio com chance de escolha, apresentaram valores intermediários de L*. Em estudo avaliando genótipos de pepino, Novaes et al. (2020) não verificaram correlação significativa entre esse parâmetro e a presença de adultos de *B. tabaci* MEAM1. Similarmente, em estudo de preferência com diferentes genótipos de couve e a mesma espécie de mosca-branca, não foi constatada influência significativa da luminosidade sobre o comportamento de seleção do inseto (Domingos et al., 2018). É válido destacar que, possivelmente, estudos avaliando genótipos de uma mesma espécie de planta devem constatar menores variações sobre a luminosidade do tecido vegetal em relação a estudos envolvendo diferentes espécies de plantas, como é o caso deste, podendo inferir menor influência deste parâmetro sobre a colonização do inseto.

Com relação às coordenadas cromáticas avaliadas nesse estudo, verificou-se correlação negativa entre o número de adultos e o índice a*, indicando preferência de *B. tabaci* MEAM1 por espécies de plantas com maior intensidade de verde. Entre as espécies avaliadas, *S. lycopersicum* (tomateiro) e *E. sonchifolia* apresentaram as maiores intensidades de verde, destacando-se entre as espécies mais infestadas. Essa mesma tendência (intensidade de verde) foi observada por Prado et al. (2015) que, em avaliação do banco ativo de germoplasma de algodoeiro do Instituto Agrônomo (IAC) para resistência a *B. tabaci* MEAM1, verificaram que a linhagem IAC PV 010-175, a mais atrativa, apresentou a maior intensidade de verde.

Solanum lycopersicum e *E. sonchifolia* também apresentaram maiores índices para b*, confirmando que *B. tabaci* também apresenta atração por substratos mais amarelados, conforme documentado por Berlinger (1980). De modo similar aos resultados obtidos no presente estudo, Domingos et al. (2018) constataram preferência de *B. tabaci* MEAM1 por genótipos de couve-de-folhas com folhas com maiores intensidades de verde e de amarelo, corroborando também trabalhos anteriores sobre o tema (Van Lenteren & Noldus, 1990).

Somado aos fatores colorimétricos, os tricomas presentes nas folhas podem exercer forte influência sobre a colonização de *B. tabaci*. Neste trabalho, constatou-se correlação positiva entre a densidade de tricomas nas folhas das espécies de

plantas e a densidade de ovos de *B. tabaci* MEAM1. Plantas de *S. lycopersicum* (tomateiro) apresentaram os maiores índices de preferência por adultos e oviposição no ensaio com chance de escolha e também se destacaram com a maior densidade de tricomas, seguido por *G. max* (soja). A espécie *S. latifolia*, com alta densidade de tricomas, esteve entre as menos selecionadas por adultos de *B. tabaci* MEAM1 no ensaio com chance de escolha, embora tenha apresentado médias de ovos e ninfas por cm² elevadas no ensaio sem chance de escolha. Estudos bioquímicos indicam a ocorrência de diversos compostos secundários em espécies da família Rubiaceae, como compostos fenólicos, flavonoides, taninos, triterpenos e alcaloides (Cosmoski et al., 2015; Martins & Nunez, 2015), os quais podem estar relacionados a alterações no comportamento de colonização e à menor preferência de adultos de *B. tabaci* MEAM1 por *S. latifolia* em teste com chance de escolha.

Existem várias hipóteses quanto ao papel dos tricomas no processo de seleção e colonização das plantas por moscas-brancas. Numa delas, sugere-se que a preferência do inseto por ovipositar na base dos tricomas esteja associada a uma vantagem adaptativa sobre o ataque de inimigos naturais, bem como a um possível microclima favorável em folhas com altas densidades de tricomas não-glandulares (Butter & Vir, 1989; Chu et al., 1995; Heinz & Zalom, 1995; Torres et al., 2012; Miyazaki et al., 2013). Nesse sentido, a correlação positiva entre a suscetibilidade de plantas e a presença de tricomas foi constatada em estudos com diferentes culturas como a soja, o algodoeiro, o tomateiro e a berinjela (Heinz & Zalom, 1995; Silva et al., 2012; Hasanuzzaman et al., 2016; Oliveira et al., 2021). De maneira oposta, diversos relatos na literatura apontam correlações negativas entre a densidade de total de tricomas e a oviposição de *B. tabaci* (Oriani & Vendramim, 2010; Taggar & Gill, 2012), indicando que a análise isolada deste fator morfológico pode ser questionável para a classificação de suscetibilidade e/ou resistência de materiais à mosca-branca (Muigai et al., 2003).

Além da quantificação dessas estruturas, outros fatores relacionados aos tricomas parecem influenciar a colonização de *B. tabaci*, tais como o ângulo, o comprimento e o tipo (Lambert et al., 1995; Lakshminarayan et al., 2008; Valle et al., 2012). Tricomas glandulares são capazes de liberar aleloquímicos envolvidos na não-preferência para a oviposição, podendo também manter o inseto preso à superfície foliar por meio de exsudatos liberados (Fancelli et al., 2005; Oriani & Vendramim, 2010). Neste estudo, *A. viridis* apresentou maior variabilidade de tricomas glandulares

(tipos IV, VI e VII) e também baixas médias de adultos e ovos nas avaliações com chance de escolha, confirmando o papel negativo deste tipo de estrutura à colonização da mosca-branca.

Em geral, os resultados obtidos nesse estudo revelam o potencial expressivo de algumas espécies de plantas daninhas, frequentemente presentes em lavouras no Brasil, em atuar como hospedeiros alternativos de *B. tabaci* MEAM1. Espécies invasoras como *E. sonchifolia*, *S. obtusifolia* e *E. heterophylla* mostraram-se altamente atrativas ao inseto, apresentando níveis de infestação próximos aos verificados com espécies cultivadas hospedeiras do inseto, como o tomateiro (*S. lycopersicum*) e a soja (*G. max*).

Embora algumas espécies não tenham atraído expressivos números de *B. tabaci* em condições de livre chance de escolha, estas mostraram elevados índices de colonização do inseto sob condições de confinamento (sem chance de escolha), conforme verificado com *G. parviflora* e *S. latifolia*. Nesta condição de obrigatoriedade, *E. heterophylla* também se destacou como a espécie com maior densidade de ovos e ninfas. Nesse sentido, é importante ressaltar que em cenários agrícolas em que hospedeiros preferenciais não estão presentes, bem como em períodos de entressafra, as plantas daninhas podem atuar na manutenção das populações da praga na área de cultivo, contribuindo para a continuidade do ciclo do inseto.

Em regiões com elevadas densidades populacionais de mosca-branca durante o ano, é necessária atenção quanto à presença das espécies daninhas acima destacadas. Além de atuarem como hospedeiros atrativos à mosca-branca, algumas espécies invasoras desempenham papel importante na disseminação de vírus transmitidos pelo inseto, tornando-se adequada a adoção de estratégias visando a erradicação e eliminação de tais plantas (Gilbertson et al., 2011). O monitoramento e o controle dessas espécies podem ser recomendados a fim de reduzir condições favoráveis ao inseto e possíveis fontes de inóculo, podendo assim contribuir com o manejo de populações de *B. tabaci* MEAM1 e doenças associadas na lavoura.

REFERÊNCIAS

- Abd-Rabou, S., & Simmons, A. M. (2010). Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. *Entomological News*, 121(5), 456-465. <http://dx.doi.org/10.3157/021.121.0507>
- Baldin, E. L., Vendramim, J. D., & Lourenção, A. L. (2005). Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 34(3), 435-441. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300012>
- Barman, A. K., Roberts, P. M., Prostko, E. P., & Toews, M. D. (2022). Seasonal occurrence and reproductive suitability of weed hosts for sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), in South Georgia. *Journal of Entomological Science*, 57(1), 1-11. <https://doi.org/10.18474/JES20-94>
- Barreto, S. S., Hallwass, M., Aquino, O. M. & Inoue-Nagata, A. K., (2013). A study of weeds as potential inoculum sources for a tomato-infecting begomovirus in central Brazil. *Phytopathology*, 103(5), 436-444. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-07-12-0174-R>
- Berlinger, M. J. (1980). A yellow sticky trap for whiteflies: *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* (Aleyrodidae). *Entomologia experimentalis et applicata*, 27(1), 98-102. <https://doi.org/10.1007/BF00377246>
- Butter, N. S., & Vir, B. K. (1989). Morphological basis of resistance in cotton to the whitefly *Bemisia tabaci*. *Phytoparasitica*, 17(4), 251-261.
- Channarayappa, C., Shivashankar, G., Muniyappa, V., & Frist, R. H. (1992). Resistance of *Lycopersicon* species to *Bemisia tabaci*, a tomato leaf curl virus vector. *Canadian Journal of Botany*, 70(11), 2184-2192. <https://doi.org/10.1139/b92-270>
- Chu, C. C., Henneberry, T. J., & Cohen, A. C. (1995). *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae): host preference and factors affecting oviposition and feeding site preference. *Environmental Entomology*, 24(2), 354-360. <https://doi.org/10.1093/ee/24.2.354>
- Cosmoski, A. C. O. F., Roel, A. R., Porto, K. R. D. A., Matias, R., Honer, M. R., & Motti, P. R. (2015). Phytochemistry and larvicidal activity of *Spermacoce latifolia* Aubl. (Rubiaceae) in the control of *Aedes aegypti* L. (Culicidae). *Bioscience Journal*, 31, 1512-1518. <https://doi.org/10.14393/BJ-v31n5a2015-26333>
- De Barro, P. J., Scott, K. D., Graham, G. C., Lange, C. L., & Schutze, M. K. (2003). Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Molecular Ecology Notes*, 3(1), 40-43. <https://doi.org/10.1046/j.1471-8286.2003.00344.x>

- De Barro, P. J., Trueman, J. W. H., & Frohlich, D. R. (2005). *Bemisia argentifolii* is a race of *B. tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae): the molecular genetic differentiation of *B. tabaci* populations around the world. *Bulletin of Entomological Research*, 95(3), 193-203. <https://doi.org/10.1079/BER2004351>
- De Barro, P. J., Liu, S. S., Boykin, L. M., & Dinsdale, A. B. (2011). *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annual Review of Entomology*, 56(1), 1-19. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-112408-085504>
- Domingos, G. M., Baldin, E. L. L., Canassa, V. F., Silva, I. F., & Lourenção, A. L. (2018). Resistance of collard green genotypes to *Bemisia tabaci* biotype B: Characterization of antixenosis. *Neotropical entomology*, 47(4), 560-568. <https://doi.org/10.1007/s13744-018-0588-5>
- Fancelli, M., Vendramim, J. D., Frighetto, R. T., & Lourenção, A. L. (2005). Exsudato glandular de genótipos de tomateiro e desenvolvimento de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Sternorrhyncha: Aleyrodidae) biótipo B. *Neotropical Entomology*, 34, 659-665. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000400017>
- Fiallo-Olivé, E., Pan, L. L., Liu, S. S., & Navas-Castillo, J. (2020). Transmission of begomoviruses and other whitefly-borne viruses: Dependence on the vector species. *Phytopathology*, 110(1), 10-17. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-07-19-0273-FI>
- Gachoka, K. K., Obeng-Ofori, D., & Danquah, E. Y. (2005). Host suitability of two Ghanaian biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on five common tropical weeds. *International Journal of Tropical Insect Science*, 25(4), 236-244. <https://doi.org/10.1079/IJT200583>
- Gilbertson, R. L., Rojas, M., & Natwick, E. (2011). Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. In W. M. O Thompson (Ed.), *The whitefly, Bemisia tabaci (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants* (pp. 323-356). Springer.
- Gilbertson, R. L., Batuman, O., Webster, C. G., & Adkins, S. (2015). Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. *Annual Review of Virology*, 2, 67-93. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-031413-085410>
- Hasan, I., Rasul, S., Malik, T. H., Qureshi, M. K., Aslam, K., Shabir, G., & Manzoor, H. (2019). Present status of cotton leaf curl virus disease (CLCUVD): A major threat to cotton production. *International Journal of Cotton Research and Technology*, 1(1), 1-13. <https://doi.org/10.33865/IJCRT.001.01.0240>
- Hasanuzzaman, A. T. M., Islam, M. N., Zhang, Y., Zhang, C. Y., & Liu, T. X. (2016). Leaf morphological characters can be a factor for intra-varietal preference of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) among eggplant varieties. *PLoS One*, 11(4), e0153880. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0153880>

- Heinz, K. M., & Zalom, F. G. (1995). Variation in trichome-based resistance to *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) oviposition on tomato. *Journal of Economic Entomology*, 88(5), 1494-1502. <https://doi.org/10.1093/jee/88.5.1494>
- Henneberry, T. J., Jech, L. F., Hendrix, D. L., & Steele, T. (2000). *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) honeydew and honeydew sugar relationships to sticky cotton. *Southwestern Entomologist*, 25(1), 1-14.
- Inbar, M., & Gerling, D. (2008). Plant-mediated interactions between whiteflies, herbivores, and natural enemies. *Annual Review of Entomology*, 53, 431-448. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.53.032107.122456>
- Isaacs, R., Willis, M. A., & Byrne, D. N. (1999). Modulation of whitefly take-off and flight orientation by wind speed and visual cues. *Physiological Entomology*, 24(4), 311-318. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3032.1999.00144.x>
- Jones, D. R. (2003). Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology*, 109(3), 195-219.
- Kanakala, S., & Ghanim, M. (2019). Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. *PLoS One*, 14(3), e0213946. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213946>
- Kissmann, K. G., & Growth, D. (1999). *Plantas infestantes e nocivas*. BASF.
- Lakshminarayan, S., Singh, P. S., & Mishra, D. S. (2008). Relationship between whitefly population, YMV disease and morphological parameters of green gram germplasm. *Environment and Ecology*, 26, 978–982.
- Lambert, A. L., Mc Pherson, R. M., & Espeliei, K. E. (1995). Soybean host plant resistance mechanisms that alter abundance of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, 24(6), 1381-1386. <https://doi.org/10.1093/ee/24.6.1381>
- Li, Y., Mbata, G. N., Punnuri, S., Simmons, A. M., & Shapiro-Ilan, D. I. (2021). *Bemisia tabaci* on vegetables in the Southern United States: incidence, impact, and management. *Insects*, 12(3), 198. <https://doi.org/10.3390/insects12030198>
- Lorenzi, H. (2006). *Manual de identificação de plantas daninhas: plantio direto e convencional*. Plantarum.
- Lorenzi, H. (2008). *Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas*. Plantarum.
- Lourenção, A. L., Krause-Sakate, R., & Valle, G. E. (2015). Mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B. In E. F. Vilela, & R. A. Zucchi (Eds.), *Pragas introduzidas no Brasil, insetos e ácaros* (pp. 682-707). FEALQ.
- Martins, D., & Nunez, C. V. (2015). Secondary metabolites from Rubiaceae species. *Molecules*, 20(7), 13422-13495. <https://doi.org/10.3390/molecules200713422>

Minolta (Firma comercial). (1998). *Precise color communication: color control from perception to instrumentation*. Minolta.

Miyazaki, J., Stiller, W. N., & Wilson, L. J. (2013). Identification of host resistance to silverleaf whitefly in cotton: Implications for breeding. *Field Crops Research*, 154, 145-152. <https://doi.org/10.1016/j.fcr.2013.08.001>

Mound, L. A. (1962). Studies on the olfaction and colour sensitivity of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera, Aleyrodidae). *Entomología Experimentalis et Applicata*, 5(2), 99-104. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1962.tb00571.x>

Muigai, S. G., Bassett, M. J., Schuster, D. J., & Scott, J. W. (2003). Greenhouse and field screening of wild *Lycopersicon* germplasm for resistance to the whitefly *Bemisia argentifolii*. *Phytoparasitica*, 31(1), 27-38. <https://doi.org/10.1007/BF02979764>

Naranjo, S. E., Castle, S. J., Barro, P. J. D., & Liu, S. S. (2010). Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*. In P. A. Stansly, & S. E. Naranjo (Eds.), *Bemisia: bionomics and management of a global pest* (pp.185-226). Springer.

Navas-Castillo, J., Fiallo-Olivé, E., & Sánchez-Campos, S. (2011). Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Annual Review of Phytopathology*, 49(1), 219-248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>

Novaes, N. S., Lourenção, A. L., Bentivenha, J. P., Baldin, E. L., & Melo, A. M. (2020). Characterization and potential mechanisms of resistance of cucumber genotypes to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Phytoparasitica*, 48(4), 643-657. <https://doi.org/10.1007/s12600-020-00826-3>

Oliveira, M. R. V., Henneberry, T. E., & Anderson, P. (2001). History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop protection*, 20(9), 709-723. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00108-9](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00108-9)

Oliveira, C. E. S., Hoffmann, L. V., Toscano, L. C., Queiroz, M. S., Zoz, T., & Witt, T. W. (2021). Resistance of cotton genotypes to silverleaf whitefly (*Bemisia tabaci* [Gennadius] Biotype B). *International Journal of Tropical Insect Science*, 41(2), 1697-1707. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00373-8>

Oriani, M. A. D. G., & Vendramim, J. D. (2010). Influence of trichomes on attractiveness and ovipositional preference of *Bemisia tabaci* (Genn.) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) on tomato genotypes. *Neotropical Entomology*, 39, 1002-1007. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2010000600024>

Perring, T. M., Stansly, P. A., Liu, T. X., Smith, H. A., & Andreason, S. A. (2018). Whiteflies: Biology, ecology, and management. In W. Wakil, G. E Brust, & T. D. Perring (Eds.), *Sustainable management of arthropod pests of tomato*, (pp. 73-110). Academic Press.

Prado, J. C., Peñafior, M. F. G. V., Cia, E., Vieira, S. S., Silva, K. I., Carlini-Garcia, L. A., & Lourenção, A. L. (2016). Resistance of cotton genotypes with different leaf colour and trichome density to *Bemisia tabaci* biotype B. *Journal of Applied Entomology*, 140(6), 405-413. <https://doi.org/10.1111/jen.12274>

Prajapat, R., Marwal, A., & Gaur, R. K. (2014). Begomovirus associated with alternative host weeds: a critical appraisal. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 47(2), 157-170. <https://doi.org/10.1080/03235408.2013.805497>

Rodrigues, S., & Silva, A. F. (2018). Weeds associated with cotton crop and hosting whitefly. *Arquivos do Instituto Biológico*, 85, 1-5. <https://doi.org/10.1590/1808-1657000242017>

Santos, T. L. B., Baldin, E. L. L., Ribeiro, L. P., Souza, C. M., Soares, M. C. E., Fanela, T. L. M., & Lourenção, A. L. (2021). Resistance sources and antixenotic factors in Brazilian bean genotypes against *Bemisia tabaci*. *Neotropical Entomology*, 50(1), 129-144. <https://doi.org/10.1007/s13744-020-00821-7>

SAS. (2001). *SAS/Stat user's guide, version 8.1*. Cary, NC, USA: SAS Institute.

Shah, M. M. R., Zhang, S., & Liu, T. (2015). Whitefly, host plant and parasitoid: a review on their interactions. *Asian Journal of Applied Science and Engineering*, 4(1), 48-61.

Silva, J. P. G. F., Baldin, E. L. L., de Souza, E. S., & Lourenção, A. L. (2012). Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72(4), 516. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-58392012000400009>

Smith, C. M. (Ed.). (2005). *Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches*. Springer.

Smith, H. A., Nagle, C. A., & Evans, G. A. (2014). Densities of eggs and nymphs and percent parasitism of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) on common weeds in west central Florida. *Insects*, 5(4), 860-876. <http://dx.doi.org/10.3390/insects5040860>

Sottoriva, L. D. M., Lourenção, A. L., & Colombo, C. A. (2014). Performance of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) on weeds. *Neotropical entomology*, 43(6), 574-581. [10.1007/s13744-014-0238-5](https://doi.org/10.1007/s13744-014-0238-5)

Stansly, P. A., & Natwick, E. T. (2009). Integrated systems for managing *Bemisia tabaci* in protected and open field agriculture. In P. A. Stansly, & S. E. Naranjo (Eds.), *Bemisia: bionomics and management of a global pest* (pp. 467-497). Springer, Dordrecht.

Taggar, G. K., & Gill, R. S. (2012). Preference of whitefly, *Bemisia tabaci*, towards black gram genotypes: Role of morphological leaf characteristics. *Phytoparasitica*, 40(5), 461-474. [10.1007/s12600-012-0247-z](https://doi.org/10.1007/s12600-012-0247-z)

Torres, L. C., Souza, B. D., Lourenção, A. L., Costa, M. B., Amaral, B. B., Carbonell, S. A. M., Chiorato, A. F., & Tanque, R. L. (2012). Resistência de genótipos de feijoeiro a *Bemisia tabaci* biótipo B. *Bragantia*, 71(3), 346-354. <https://doi.org/10.1590/S0006-87052012005000031>

Valle, G. E., & Lourenção, A. L. (2002). Resistência de genótipos de soja a *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology*, 31(2), 285-295. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2002000200017>

Valle, G. E., Lourenção, A. L., & Pinheiro, J. B. (2012). Adult attractiveness and oviposition preference of *Bemisia tabaci* biotype B in soybean genotypes with different trichome density. *Journal of Pest Science*, 85(4), 431-442. 10.1007/s10340-012-0443-0

Van Lenteren, J. C., & Noldus, P. J. J. (1990) Whitefly-plant relationships: behavioral and ecological aspects. In: D. Gerling (Ed.), *Whiteflies: their bionomics, pest status and management* (pp. 47–89). Wimborne: Intercept.

Tabela 1 – Descrição das espécies de plantas daninhas avaliadas nos ensaios com *Bemisia tabaci*

Espécie	Família	Nome popular	Características
<i>Amaranthus viridis</i> *	Amaranthaceae	Caruru	Planta anual, ereta, pouco ramificada, pode ou não apresentar pigmentação roxa no caule e no pecíolo. Inflorescência paniculada de coloração esverdeada. Altura entre 40 e 100 cm.
<i>Bidens pilosa</i> *	Asteraceae	Picão-preto	Planta anual, herbácea, ereta, aromática, pouco ramificada, folhas membranáceas, inteiras ou tri ou penta lobadas. Altura entre 40 e 120 cm.
<i>Conyza canadensis</i> *	Asteraceae	Buva	Planta anual, herbácea, pubescente. Caule folioso e com poucas ramificações. Altura entre 60 e 120 cm.
<i>Emilia sonchifolia</i> ***	Asteraceae	Falsa-serralha	Planta anual, herbácea, ereta, pouco ramificada, folhas pubescentes. Altura entre 30 e 60 cm.
<i>Galinsoga parviflora</i> *	Asteraceae	Picão-branco ou Botão-de-ouro	Planta anual, herbácea, ereta, muito ramificada. Folhas levemente pubescentes e membranáceas. Altura entre 20 e 40 cm.
<i>Raphanus raphanistrum</i> *	Brassicaceae	Nabiça	Planta anual de inverno e primavera, herbácea, ereta. Folhas com tricomas rígidos. Altura entre 50 e 100 cm.
<i>Commelina benghalensis</i> *	Commelinaceae	Trapoeiraba	Planta perene, tenra, ramificada com enraizamento nos nós, folhas com formato ovalado e levemente pubescentes. Altura entre 30 e 60 cm.
<i>Ipomoea grandifolia</i> ***	Convolvulaceae	Corda-de-viola	Planta anual, herbácea, pubescente, trepadeira com ramos extensos.
<i>Merremia aegyptia</i> **	Convolvulaceae	Jitirana	Planta anual, herbácea, trepadeira, com caule pubescente. Comprimento entre 200 e 400 cm.

<i>Euphorbia heterophylla</i> *	Euphorbiaceae	Leiteiro ou amendoim-bravo	Planta anual, lectescente, ereta, pouco ramificada. Folhas levemente pubescentes. Altura entre 30 e 80 cm.
<i>Senna obtusifolia</i> *	Fabaceae	Fedegoso	Planta perene, subarbutiva, lenhosa, ereta e ramificada. Altura entre 70 e 160 cm.
<i>Sida rhombifolia</i> *	Malvaceae	Guaxuma	Planta anual ou perene, ereta, folhas estipuladas e pubescentes. Altura entre 30 e 80 cm.
<i>Digitaria insularis</i> *	Poaceae	Capim-amargoso	Planta perene, herbácea, com folhas levemente ásperas. Forma touceiras. Altura entre 50 e 100 cm.
<i>Spermacoce latifolia</i> *	Rubiaceae	Erva-quente	Planta anual, herbácea, prostrada e ramificada. Caule tetragonal. Altura entre 20 e 50 cm.
<i>Richardia brasiliensis</i> *	Rubiaceae	Poaia-branca	Planta anual, herbácea e prostrada, com caule ramificado e folhas pubescentes em ambas as faces. Comprimento entre 20 e 50 cm.

*Descrição obtida a partir de Lorenzi (2014). **Descrição obtida a partir de Lorenzi (2008).

***Descrição obtida a partir de Kissman and Groth (1999).

Tabela 2 – Médias (\pm EP) de adultos e ovos/cm² de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em ensaio com chance de escolha em casa de vegetação

Espécie	(Ovos/cm ²) ¹	Número de adultos ¹			Médias ²
		24 h	48 h	72 h	
<i>Solanum lycopersicum</i>	22,52 \pm 3,07 a	225,10 \pm 39,76 a	300,20 \pm 24,19 a	320,90 \pm 23,70 a	282,06 \pm 29,10 a
<i>Emilia sonchifolia</i>	20,27 \pm 9,26 ab	150,30 \pm 34,61 abcd	188,10 \pm 40,90 b	178,60 \pm 34,52 b	172,33 \pm 11,35 b
<i>Senna obtusifolia</i>	16,58 \pm 4,06 abc	172,20 \pm 36,53 abc	206,30 \pm 39,99 ab	189,80 \pm 38,94 b	189,43 \pm 9,85 b
<i>Sida rhombifolia</i>	11,59 \pm 4,35 abcd	87,50 \pm 33,32 bcde	55,60 \pm 22,53 d	68,50 \pm 28,79 cd	70,53 \pm 9,26 cd
<i>Merremia aegyptia</i>	10,88 \pm 4,46 abcd	101,90 \pm 35,06 bcde	75,40 \pm 27,30 cd	90,50 \pm 34,70 bcd	89,27 \pm 7,67 c
<i>Euphorbia heterophylla</i>	10,54 \pm 2,23 abcd	152,20 \pm 32,02 abcd	168,10 \pm 32,54 bc	134,30 \pm 26,52 bc	151,57 \pm 9,73 b
<i>Glycine max</i>	10,14 \pm 1,85 abcd	192,70 \pm 35,95 ab	199,00 \pm 33,79 ab	173,90 \pm 29,65 b	188,53 \pm 7,54 b
<i>Ipomoea grandifolia</i>	9,29 \pm 2,63 abcd	70,10 \pm 21,34 cde	46,80 \pm 14,40 d	55,50 \pm 22,35 cd	57,47 \pm 6,80 cdef
<i>Capsicum annuum</i>	7,96 \pm 2,82 abcd	91,30 \pm 36,45 bcde	49,60 \pm 20,60 d	44,90 \pm 17,24 cd	61,93 \pm 14,74 cde
<i>Commelina benghalensis</i>	6,72 \pm 2,48 bcd	19,40 \pm 5,77 e	20,40 \pm 6,85 d	19,30 \pm 9,38 d	19,70 \pm 0,35 efg
<i>Gossypium hirsutum</i>	3,71 \pm 1,28 cd	46,80 \pm 15,44 de	28,10 \pm 7,75 d	35,90 \pm 11,58 cd	36,93 \pm 5,42 defg
<i>Galinsoga parviflora</i>	3,69 \pm 1,35 cd	21,40 \pm 5,28 e	15,10 \pm 3,15 d	17,90 \pm 6,93 d	18,13 \pm 1,82 efg
<i>Raphanus raphanistrum</i>	3,29 \pm 1,34 cd	20,70 \pm 6,25 e	14,10 \pm 5,91 d	15,10 \pm 5,25 d	16,63 \pm 2,05 efg
<i>Conyza canadensis</i>	3,08 \pm 1,13 cd	23,30 \pm 5,94 e	20,00 \pm 6,29 d	21,90 \pm 6,60 d	21,73 \pm 0,96 defg
<i>Bidens pilosa</i>	2,41 \pm 0,93 cd	38,50 \pm 13,80 de	47,50 \pm 22,15 d	35,10 \pm 17,18 cd	40,37 \pm 3,70 cdefg
<i>Spermacoce latifolia</i>	2,01 \pm 1,46 cd	3,20 \pm 0,83 e	3,70 \pm 1,90 d	1,90 \pm 0,67 d	2,93 \pm 0,54 g
<i>Digitaria insularis</i>	1,66 \pm 0,78 cd	10,60 \pm 5,53 e	8,10 \pm 3,51 d	7,40 \pm 3,49 d	8,70 \pm 0,97 fg
<i>Amaranthus viridis</i>	0,84 \pm 0,31 d	4,00 \pm 1,02 e	3,60 \pm 1,05 d	1,80 \pm 0,59 d	3,13 \pm 0,55 g
<i>Zea mays</i>	0,21 \pm 0,14 d	20,00 \pm 9,02 e	13,50 \pm 4,03 d	5,60 \pm 1,47 d	13,03 \pm 4,16 efg
<i>Richardia brasiliensis</i>	0,21 \pm 0,08 d	4,40 \pm 2,11 e	3,00 \pm 0,98 d	2,20 \pm 0,66 d	3,20 \pm 0,64 g
P	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não diferem pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).

² Número médio de insetos considerando os três períodos de avaliação (24, 48, 72 h).

Tabela 3 – Médias (\pm EP) dos parâmetros da análise colorimétrica realizada na face adaxial das folhas de 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas

Espécie	Parâmetros colorimétricos ¹		
	L*	a*	b*
<i>Galinsoga parviflora</i>	44,35 \pm 0,51 a	-16,80 \pm 0,13 jk	27,42 \pm 0,20 a
<i>Commelina benghalensis</i>	43,89 \pm 0,40 ab	-16,20 \pm 0,44 hijk	23,78 \pm 0,90 abcde
<i>Conyza canadensis</i>	43,85 \pm 0,68 ab	-14,22 \pm 0,59 cdefgh	21,16 \pm 1,15 defg
<i>Merremia aegyptia</i>	43,36 \pm 0,61 abc	-15,75 \pm 0,38 ghijk	27,25 \pm 1,17 ab
<i>Emilia sonchifolia</i>	43,03 \pm 0,67 abc	-17,44 \pm 0,43 k	26,90 \pm 0,91 abc
<i>Raphanus raphanistrum</i>	43,29 \pm 0,36 abc	-14,70 \pm 0,45 efghij	23,16 \pm 0,99 abcdef
<i>Richardia brasiliensis</i>	42,80 \pm 0,61 abc	-13,80 \pm 0,42 cdefg	20,69 \pm 0,90 efg
<i>Capsicum annuum</i>	41,86 \pm 0,57 abcd	-14,27 \pm 0,41 defgh	20,17 \pm 0,93 efgh
<i>Spermacoce latifolia</i>	41,63 \pm 0,68 abcde	-12,06 \pm 0,66 abcd	22,08 \pm 0,89 cdef
<i>Zea mays</i>	41,56 \pm 0,52 abcde	-14,48 \pm 0,33 efghi	19,94 \pm 0,76 efgh
<i>Bidens pilosa</i>	41,36 \pm 0,26 bcde	-13,42 \pm 0,20 bcdef	24,50 \pm 0,23 abcde
<i>Solanum lycopersicum</i>	41,31 \pm 0,31 bcde	-16,99 \pm 0,22 jk	27,23 \pm 0,68 a
<i>Digitaria insularis</i>	41,03 \pm 1,07 bcdef	-14,22 \pm 0,63 cdefgh	24,53 \pm 1,83 abcde
<i>Glycine max</i>	40,80 \pm 0,52 cdef	-16,74 \pm 0,42 ijk	25,68 \pm 0,92 abcd
<i>Senna obtusifolia</i>	39,78 \pm 0,26 def	-15,34 \pm 0,25 fghijk	22,68 \pm 0,53 abcdef
<i>Ipomoea grandifolia</i>	39,42 \pm 0,52 def	-13,79 \pm 0,81 cdefg	25,75 \pm 1,62 abcd
<i>Sida rhombifolia</i>	38,97 \pm 0,63 ef	-11,43 \pm 0,28 ab	15,35 \pm 0,54 h
<i>Amaranthus viridis</i>	38,96 \pm 0,64 ef	-12,94 \pm 0,48 abcde	18,48 \pm 0,90 fgh
<i>Gossypium hirsutum</i>	38,23 \pm 0,25 fg	-10,89 \pm 0,43 a	16,41 \pm 0,88 gh
<i>Euphorbia heterophylla</i>	35,71 \pm 0,45 g	-11,96 \pm 0,38 abc	22,32 \pm 0,99 bcdef
<i>P</i>	<0,0001	<0,0001	<0,0001

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não diferem pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).

Tabela 4 – Coeficientes de correlação de Spearman obtidos entre o número de ovos/cm² de *Bemisia tabaci* MEAM1 após 72 horas e número de tricomas/25 mm²; e número de adultos após 24 horas e índices colorimétricos de 15 espécies de plantas daninhas e cinco cultivadas a partir de ensaio com chance de escolha

Variável	Coeficiente de correlação ¹
Número de adultos x índice L*	-0,23*
Número de adultos x índice a*	-0,19*
Número de adultos x índice b*	0,20*
Oviposição x densidade de tricomas	0,17*

¹Significativo a 5% de probabilidade. L*= índice de luminosidade; a*= índice de variação de cor verde para vermelho; b*= índice de variação de cor azul para amarelo.

Tabela 5 – Médias (\pm EP) de tricomas das espécies de plantas selecionadas e respectivas classificações

Espécie	(Nº de tricomas/25 mm ²) ¹	Classificação de tricomas ²
<i>Solanum lycopersicum</i>	134,50 \pm 11,19 a	I, II, III, V, VI
<i>Glycine max</i>	100,88 \pm 4,13 b	V
<i>Spermacoce latifolia</i>	85,00 \pm 15,81 bc	V
<i>Conyza canadensis</i>	73,63 \pm 7,80 c	II, III, IV, VI
<i>Euphorbia heterophylla</i>	37,88 \pm 6,61 d	III, V, VIII
<i>Sida rhombifolia</i>	17,88 \pm 1,42 de	VIII
<i>Commelina benghalensis</i>	12,50 \pm 1,31 de	I, II, V, VIII
<i>Galinsoga parviflora</i>	12,50 \pm 1,21 de	I, II, III, V, VI
<i>Amaranthus viridis</i>	9,63 \pm 1,84 e	I, II, III, IV, V, VI, VII
<i>Raphanus raphanistrum</i>	6,50 \pm 1,10 e	II, V
<i>Bidens pilosa</i>	6,50 \pm 1,00 e	II, III, V
<i>Emilia sonchifolia</i>	3,38 \pm 1,21 e	I, II, III, VIII
<i>Richardia brasiliensis</i>	1,13 \pm 0,48 e	V
<i>P</i>	< 0,0001	-

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$). ² Classificação de tricomas: glandulares (tipos I, IV, VI e VII) e não glandulares (tipos II, III, V e VIII).

Tabela 6 – Médias (\pm EP) de ovos e ninfas/cm² de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 15 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em ensaio sem chance de escolha em casa de vegetação

Espécie	(Ovos/cm ²) ¹	(Ninfas/cm ²) ¹
<i>Euphorbia heterophylla</i>	42,35 \pm 14,93 a	22,70 \pm 8,45 a
<i>Galinsoga parviflora</i>	29,20 \pm 7,22 ab	11,57 \pm 2,41 abc
<i>Spermacoce latifolia</i>	27,05 \pm 6,78 abc	16,65 \pm 5,15 ab
<i>Raphanus raphanistrum</i>	22,59 \pm 6,05 abcd	7,37 \pm 1,49 bc
<i>Sida rhombifolia</i>	13,70 \pm 3,00 bcd	5,74 \pm 1,87 bc
<i>Gossypium hirsutum</i>	12,28 \pm 3,62 bcd	7,00 \pm 2,23 bc
<i>Senna obtusifolia</i>	9,80 \pm 2,20 bcd	4,98 \pm 1,33 bc
<i>Richardia brasiliensis</i>	9,62 \pm 3,12 bcd	7,61 \pm 2,81 bc
<i>Bidens pilosa</i>	9,50 \pm 2,22 bcd	6,30 \pm 1,64 bc
<i>Ipomoea grandifolia</i>	7,71 \pm 1,82 bcd	3,25 \pm 0,62 c
<i>Commelina benghalensis</i>	7,37 \pm 1,53 bcd	6,84 \pm 1,48 bc
<i>Conyza canadensis</i>	7,22 \pm 1,78 bcd	3,57 \pm 0,66 bc
<i>Merremia aegyptia</i>	6,40 \pm 0,84 bcd	2,67 \pm 0,50 c
<i>Emilia sonchifolia</i>	5,88 \pm 1,30 cd	3,55 \pm 0,76 bc
<i>Solanum lycopersicum</i>	5,10 \pm 1,34 cd	5,03 \pm 1,31 bc
<i>Amaranthus viridis</i>	3,55 \pm 0,72 d	2,49 \pm 0,61 c
<i>Digitaria insularis</i>	3,53 \pm 1,40 d	4,22 \pm 1,49 bc
<i>Glycine max</i>	1,78 \pm 0,46 d	1,55 \pm 0,26 c
<i>Capsicum annuum</i>	1,35 \pm 0,50 d	2,89 \pm 0,69 c
<i>Zea mays</i>	0,24 \pm 0,05 d	0,27 \pm 0,04 c
<i>P</i>	< 0,0001	< 0,0001

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).

CAPÍTULO 2

ASPECTOS BIOLÓGICOS DE *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM PLANTAS DANINHAS E CULTIVADAS

Resumo

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae), é considerada uma das pragas mais invasivas e destrutivas para a agricultura mundialmente. As populações de mosca-branca mantêm-se durante o ano por meio da exploração contínua de diferentes espécies de plantas e, neste contexto, as plantas daninhas podem servir como hospedeiros alternativos, possibilitando a permanência das populações no campo e a migração de indivíduos para espécies de plantas cultivadas. Além disso, espécies de plantas invasoras podem também servir como fonte de inóculo de vírus potencialmente transmissíveis pela mosca-branca, favorecendo a disseminação de doenças em áreas de cultivo. Nesse sentido, estudos investigando a performance de *B. tabaci* sobre diferentes hospedeiros são de grande relevância para maior entendimento da dinâmica populacional do inseto, podendo também auxiliar no direcionamento de ações de manejo e erradicação de plantas mais adequadas ao desenvolvimento do inseto. Assim, este trabalho avaliou aspectos biológicos de *B. tabaci* MEAM1 confinada a 14 espécies de plantas daninhas abundantes em lavouras no Brasil, além de cinco espécies de plantas cultivadas. Constatou-se que as espécies *Ipomoea grandifolia*, *Solanum lycopersicum* e *Emilia sonchifolia* exigiram menores períodos de desenvolvimento (ovo-adulto) (23,90 a 24,67 dias), indicando elevada suscetibilidade. Elevadas taxas de viabilidade ninfal (98,33 a 80,83%) foram observadas em *S. lycopersicum*, *Gossypium hirsutum*, *Raphanus raphanistrum*, *Glycine max*, *Amaranthus viridis*, *Euphorbia heterophylla*, *Commelina benghalensis*, *Galinsoga parviflora*, *Sida rhombifolia*, *E. sonchifolia*, *Merremia aegyptia* e *I. grandifolia*, também indicando suscetibilidade. Essas espécies revelaram-se hospedeiros adequados ao desenvolvimento da mosca-branca e, com exceção às espécies cultivadas, devem ser monitoradas e erradicadas, ampliando as estratégias de manejo de populações de *B. tabaci* MEAM1 em cenários agrícolas.

Palavras-chave: Mosca-branca; plantas invasoras; hospedeiros alternativos; performance.

Abstract

The whitefly, *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae), is considered one of the most invasive and destructive pests for agriculture worldwide. Whitefly populations are maintained throughout the year through continuous exploitation of different plant species and, in this context, weeds can serve as alternative hosts, making possible the permanence of populations in the field and the migration of individuals to cultivated plant species. Besides, invasive plant species can also serve as inoculum source of whitefly-transmitted viruses, being favorable to disease dissemination in agricultural fields. Thus, studies investigating *B. tabaci* performance on different hosts are highly relevant for a greater understanding of insect's population dynamics, and may assist in directing management actions and eradication of the most suitable plants for the whitefly development. In face to that, the present study assessed biological aspects of *B. tabaci* MEAM1 confined in 14 weed species commonly found in Brazilian agricultural fields, besides five cultivated species. It was verified that the species *Ipomoea grandifolia*, *Solanum lycopersicum* and *Emilia sonchifolia* required the shortest development periods (egg-adult) (23.90 to 24.67 days), indicating high susceptibility. High nymphal viability rates (98.33 to 80.83%) were observed in *S. lycopersicum*, *Gossypium hirsutum*, *Raphanus raphanistrum*, *Glycine max*, *Amaranthus viridis*, *Euphorbia heterophylla*, *Commelina benghalensis*, *Galinsoga parviflora*, *Sida rhombifolia*, *E. sonchifolia*, *Merremia aegyptia* and *I. grandifolia*, also indicating susceptibility. These species revealed to be suitable hosts for whitefly development and, with exception to the cultivated species, should be monitored and eradicated, expanding the strategies for managing *B. tabaci* MEAM1 populations in agricultural scenarios.

Keywords: Whitefly; invasive plants; alternative hosts; performance.

2.1 INTRODUÇÃO

Dentre as mais de 1.500 espécies de moscas-brancas conhecidas (Martin e Mound 2007), *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) destaca-se entre as mais destrutivas para as culturas em todo o mundo (Nauen et al. 2014). Essa praga ocasiona danos diretos às plantas por meio da alimentação e também indiretos, principalmente em decorrência da transmissão de diversos vírus, podendo gerar perdas de até 100% da produção (Navas-Castillo et al. 2011; Polston et al., 2014; Lourenção et al., 2015).

Após décadas de estudo voltadas a esse hemíptero, constatou-se que *B. tabaci* corresponde a um complexo de espécies crípticas com ampla diversidade genética e que, embora morfologicamente idênticas, diferenciam-se em alguns aspectos biológicos, como a capacidade de transmissão de vírus, expressão de resistência a inseticidas, habilidade em induzir desordens fisiológicas e gama de hospedeiros (Dinsdale et al. 2010; De Barro et al. 2011; Tay et al. 2012).

Bemisia tabaci tornou-se mundialmente distribuída a partir da década de 1980, após múltiplas invasões da espécie críptica Middle East Minor-Asia Minor 1 (MEAM1), anteriormente referida como biótipo B, fora de sua região de origem, provavelmente via comércio de plantas ornamentais entre países (Cheek 1994; De Barro et al. 2011). Com isso, essa mosca-branca passou a ocasionar prejuízos severos a diversas culturas de importância econômica, promovendo um aumento expressivo na transmissão de begomovírus em escala global (Brown 1994; Jones 2003; Gilbertson et al. 2015).

A espécie críptica MEAM1 destaca-se por seu elevado grau de polifagia, podendo infestar uma ampla gama de espécies de plantas incluindo grandes culturas, hortaliças, plantas ornamentais, além de espécies daninhas (Abd-Rabou e Simmons, 2010). Diante da extensa faixa de hospedeiros, e da notória capacidade de adaptação a diferentes ambientes, *B. tabaci* MEAM1 é considerada uma das espécies crípticas mais invasivas e predominantes mundialmente, com amplo histórico de deslocamento de espécies crípticas nativas (Chen et al. 2002; Wang et al. 2017).

Por ser um inseto multivoltino, que não passa por diapausa ou períodos inativos durante seu ciclo de vida, as populações de *B. tabaci* se mantêm ao longo do ano por meio da exploração contínua de uma grande variedade de hospedeiros, sendo a

dispersão do inseto um fator de grande importância para a colonização em diferentes ambientes (Naranjo et al. 2010).

Assim, os aspectos da interação entre *B. tabaci* e diferentes hospedeiros são de grande relevância para o entendimento da dinâmica populacional desse inseto e seu manejo em cultivos agrícolas (Zalom et al. 1995). Embora tradicionalmente as plantas cultivadas tenham recebido maior enfoque de estudos quanto ao desempenho biológico de *B. tabaci*, sabe-se que algumas plantas daninhas exercem papel importante como hospedeiras alternativas do inseto, oferecendo oportunidade à manutenção de populações durante o ano e possibilitando a migração dessa praga às plantas cultivadas (Chu et al. 1995; Gachoka et al. 2005). Além disso, diversas espécies de plantas daninhas podem atuar como fonte de inóculo de uma ampla variedade de vírus transmitidos por moscas-brancas, favorecendo a disseminação de doenças em áreas de cultivo (Silva et al. 2010; Barreto et al. 2013; Fariña et al. 2019).

Diante da importância expressiva de *B. tabaci* MEAM1 como praga-chave em diversas culturas, e do elevado potencial de algumas espécies de plantas daninhas em atuar como hospedeiras alternativas desse inseto, o presente estudo teve por objetivo avaliar aspectos biológicos dessa mosca-branca em 14 espécies de plantas daninhas presentes em lavouras no Brasil, e cinco espécies de plantas cultivadas. Um maior conhecimento quanto às diferenças de performance do inseto em espécies de plantas invasoras comumente associadas aos sistemas de cultivo agrícola, poderão auxiliar no direcionamento de ações de manejo e erradicação das plantas mais adequadas ao desenvolvimento do inseto.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

2.2.1 Plantas daninhas selecionadas

Para a realização dos ensaios, foram selecionadas 14 espécies de plantas daninhas comuns em lavouras de importância econômica no Brasil (Tabela 1). Também foram avaliadas cinco espécies cultivadas, incluindo tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. – cv. Candieiro), soja (*Glycine max* L. – cv. TMG 7062 IPRO), algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L. – cv. FMT 707), milho (*Zea mays* L. – cv. 30F53 VYHR) e pimentão (*Capsicum annuum* L. – cv. Cascadura Ikeda).

2.2.2 Criação-estoque de *Bemisia tabaci* MEAM1

Os insetos utilizados nos ensaios foram provenientes de criações previamente estabelecidas e devidamente identificadas de acordo com De Barro et al. (2003). A criação foi mantida em casa de vegetação (2,5 × 2,5 × 2,0 m), com as laterais e teto parcialmente fechados com vidro e revestida com tela anti-afídeo. Para a manutenção dos insetos foram oferecidas plantas de soja e couve-de-folhas (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.), mantidas em vasos plásticos de 2,5 L. As plantas deterioradas foram periodicamente substituídas por outras sadias, conforme a necessidade.

2.2.3 Ensaio de performance biológica

Vasos com plantas das 19 espécies vegetais, apresentando de quatro a seis folhas expandidas, foram protegidos por gaiolas metálicas recobertas com tecido *voil* para o acompanhamento dos parâmetros biológicos do inseto. Quatro vasos, cada um contendo uma planta de cada espécie, foram infestados com 50 casais de mosca-branca por 24 h para a obtenção de oviposição. Após conferência da presença de ovos sobre as folhas em microscópio estereoscópico, foram delimitadas (caneta hidrográfica) áreas com 30 ovos de *B. tabaci* MEAM1 em uma folha de cada planta. Cada folha correspondeu a uma repetição, num total de quatro por tratamento (n = 120), seguindo um delineamento inteiramente casualizado. As avaliações de performance foram realizadas diariamente, verificando-se os seguintes parâmetros biológicos: duração do período de incubação, duração dos instares ninfais (n1 a n4), viabilidade ninfal, e duração do período de ovo a adulto. O ensaio foi realizado sob condições de casa de vegetação (26,2 °C, com máxima de 33,0 °C e mínima de 19,3 °C; umidade relativa média de 54,14 %, fotofase natural).

2.2.4 Análises estatísticas

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância pelo Teste F. A normalidade foi verificada por meio do teste de Shapiro-Wilk e a homogeneidade por meio do teste de Levene. Em seguida, utilizou-se o teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$) para a comparação das médias. Para as análises foi utilizado o pacote estatístico PROC MIXED-SAS 9.2 (Sas Institute 2001).

2.3 RESULTADOS

2.3.1 Ensaio de performance biológica

Diferenças significativas foram constatadas entre as espécies avaliadas em relação a todos os parâmetros biológicos do inseto (Tabela 2). O período de incubação de *B. tabaci* MEAM1 sobre as diferentes plantas variou de 7,40 a 9,16 dias, com destaque para pimentão, *C. benghalensis*, *I. grandifolia*, soja, *E. sonchifolia* e *C. canadensis*, que possibilitaram os menores períodos de incubação (7,40 a 7,80 dias). Os maiores períodos foram observados nas espécies *S. rhombifolia*, *G. parviflora* e *R. raphanistrum*, com médias entre 9,16 e 8,96 dias.

Os menores períodos de duração (> 2,00 dias) para o primeiro instar de *B. tabaci* MEAM1 foram verificados em *R. raphanistrum* (1,60 dias), *G. parviflora* (1,84) e tomateiro (1,98) (Tabela 2). Essas espécies diferiram do milho, pimentão, *C. benghalensis* e *C. canadensis*, que induziram os maiores períodos nessa fase (3,39 a 5,02 dias).

No segundo instar ninfal, o algodoeiro destacou-se com o menor tempo (1,67 dias), seguido por *S. obtusifolia* e *M. aegyptia*, que apresentaram médias de 1,74 e 1,85 dias, respectivamente. Os maiores períodos observados foram constatados no pimentão (5,13 dias), milho (5,02 dias) e *C. canadensis* (4,30 dias), as quais também apresentaram as menores médias no primeiro instar. Os menores períodos de duração do terceiro instar foram verificados em *C. benghalensis*, *S. latifolia*, *M. aegyptia* e algodoeiro, com médias entre 2,12 e 2,72 dias. O milho apresentou a maior média (5,02 dias) de duração para o terceiro instar de *B. tabaci* MEAM1, seguido por *G. parviflora* (4,87) e *S. obtusifolia* (4,32).

Para o quarto instar ninfal de *B. tabaci* MEAM1, constatou-se menor período de duração em *I. grandifolia*, com média de 4,73 dias. As maiores médias de tempo nessa fase foram verificadas em *S. latifolia*, *M. aegyptia*, *A. viridis*, milho e *R. raphanistrum* (15,89 a 9,56 dias). Com relação à duração total do período ninfal de *B. tabaci* MEAM1, *I. grandifolia* destacou-se novamente com a menor média (16,21 dias) entre as espécies avaliadas, seguida pelo tomateiro, *E. sonchifolia* e *C. benghalensis* (16,29; 16,93 e 17,50 dias, respectivamente). De forma oposta, *S. latifolia*, *C. canadensis* e pimentão proporcionaram os maiores períodos ninfais para a mosca-branca, com médias entre 25,78 e 22,60 dias.

O período de desenvolvimento (ovo-adulto) do inseto variou de 23,90 a 33,91 dias entre as espécies avaliadas (Figura 1). As menores médias de duração foram verificadas em *I. grandifolia* (23,90 dias), tomateiro (24,24 dias) e *E. sonchifolia* (24,67 dias), que diferiram de *S. latifolia*, *C. canadensis*, pimentão, milho, *A. viridis* e *S. obtusifolia*, espécies que proporcionaram períodos mais longos de desenvolvimento (33,91 a 29,03 dias).

Quanto à viabilidade ninfal *B. tabaci* MEAM1, verificou-se o maior percentual de emergência em ninfas confinadas no tomateiro (98,33 %), seguido pelo algodoeiro, *R. raphanistrum*, soja, *A. viridis*, *E. heterophylla*, *C. benghalensis*, *G. parviflora*, *S. rhombifolia*, *E. sonchifolia*, *M. aegyptia* e *I. grandifolia*, que apresentaram índices variando entre 95,83 e 80,83 % (Figura 2). As espécies que proporcionaram menores índices de viabilidade ninfal foram milho (6,67 %), *B. pilosa* (33,33 %), *S. obtusifolia* (39,17 %), e pimentão (51,67 %). Foram verificados diferentes efeitos das espécies de plantas durante o desenvolvimento das ninfas do inseto, com variáveis níveis de impacto sobre a emergência de adultos (Figura 3).

2.4 DISCUSSÃO

No presente estudo, foram constatadas performances variáveis de *B. tabaci* MEAM1 sobre os diferentes hospedeiros. Todas as espécies avaliadas possibilitaram que o inseto completasse o ciclo, mesmo que algumas delas tenham se mostrado hospedeiros pouco adequados, exigindo ciclos mais longos (*S. latifolia*, *C. canadensis* e pimentão) ou reduzindo a viabilidade ninfal (milho e *B. pilosa*) em relação às demais.

Foram verificados períodos de incubação variando entre 7,40 e 9,16 dias, enquanto o período ninfal oscilou entre 16,21 e 25,78 dias. Em trabalho que avaliou a performance de *B. tabaci* MEAM1 sobre sete espécies de plantas daninhas, Sottoriva et al. (2014) constataram períodos de incubação entre 8,20 e 9,10 dias. Já em trabalho realizado com a mesma espécie de mosca-branca e genótipos de couve-de-folhas, esse período variou de 6,08 a 7,03 dias (Baldin et al. 2022). Os ovos de *B. tabaci* são depositados junto a um pedicelo, o qual é responsável pelo transporte de água e solutos da planta hospedeira para os ovos (Buckner et al. 2002; Walker et al. 2010). Assim, variações na duração da fase de ovo podem estar diretamente relacionadas à temperatura do ambiente (Bonato et al. 2007) ou mesmo a características específicas da superfície da epiderme em diferentes tecidos vegetais (Shah e Liu 2013).

Algumas das espécies de plantas daninhas revelaram-se altamente favoráveis ao desenvolvimento de *B. tabaci* MEAM1, proporcionando curtas durações de ciclo (ovo-adulto) e elevados percentuais de viabilidade ninfal. Por exemplo, corda-de-viola (*I. grandifolia*) destacou-se com o menor período de ovo-adulto da mosca-branca (23,90 dias), indicando alta suscetibilidade, com média similar à do tomateiro, hospedeiro preferencial do inseto. Nesse sentido, Jiao et al. (2012) constataram que o tomateiro foi nutricionalmente superior em relação a outros hospedeiros, justificando um menor período de desenvolvimento no ciclo da mosca-branca. As médias de período de desenvolvimento obtidas neste estudo variaram entre 23,90 e 33,91 dias e foram majoritariamente semelhantes àquelas verificadas em trabalhos de outros autores com espécies como soja, feijão-caupi, tomate, abobrinha, repolho, poinsétia e mandioca (17-27 dias) (Villas-Bôas et al. 2002; Lima e Lara 2004; Cruz et al. 2014).

A ingestão de compostos deletérios produzidos por plantas não hospedeiras ou genótipos resistentes (antixenose ou antibiose) pode causar alterações comportamentais e/ou fisiológicas no artrópode que tenta colonizá-la (Smith 2005; Baldin et al. 2019), resultando em diferentes níveis de mortalidade, conforme já documentado para essa espécie de mosca-branca em outros hospedeiros (Baldin et al. 2005; Baldin e Beneduzzi 2010; Silva et al. 2012; Cruz et al. 2014; Cruz e Baldin 2017; Pantoja et al. 2018; Novaes et al. 2020; Santos et al. 2021; Baldin et al. 2022).

Em estudo que avaliou uma grande variedade de espécies de plantas como possíveis hospedeiras de *B. tabaci* MEAM1, Simmons et al. (2008) identificaram o maior grupo de novos hospedeiros como pertencentes ao gênero *Ipomoea*, com 32 espécies. Plantas pertencentes a esse gênero foram apontadas como potenciais hospedeiros para a manutenção de espécies crípticas nativas de *B. tabaci* no Brasil e na Argentina (Alemandri et al. 2012; Barbosa et al. 2014). Além disso, diversas espécies de geminivírus associadas a plantas do gênero *Ipomoea* encontram-se disseminadas globalmente (Varma et al. 2011). Dentre as espécies pertencentes a este gênero, *I. grandifolia* destaca-se por sua maior interferência sobre plantas cultivadas, devido à agressividade e ciclo longo característicos dessa espécie (Barroso et al. 2019). No presente estudo, *I. grandifolia* induziu o menor período de desenvolvimento da mosca-branca, além de proporcionar viabilidade ninfal de 80%, o que reforça a importância de ser monitorada em cenários agrícolas.

As espécies *E. sonchifolia* e *C. benghalensis* também estiveram entre aquelas que proporcionaram os menores períodos de desenvolvimento da mosca-branca, com

médias inferiores às da soja e do algodoeiro, possibilitando viabilidades ninfais superiores a 83,00 %. Sottoriva et al. (2014) também verificaram elevada viabilidade da fase imatura de *B. tabaci* MEAM1 sobre *E. sonchifolia* (89,0 %); contudo, a duração do período ninfal observada nessa espécie foi de 19 dias, diferindo dos 16,93 dias verificados no presente estudo. Estes mesmos autores constataram os menores períodos ninfal (18,30) e de ovo-adulto (26,70) em *E. heterophylla* entre as espécies avaliadas, obtendo médias de duração similares às obtidas no presente estudo (18,07 e 26,37, respectivamente). Em estudo conduzido no semiárido brasileiro, Bezerra et al. (2004) constataram que a espécie *E. heterophylla* foi a mais infestada por *B. tabaci* MEAM1 entre as plantas daninhas avaliadas, mostrando-se altamente favorável à manutenção dessa praga no campo.

Entre os hospedeiros menos favoráveis a *B. tabaci* MEAM1 avaliados no presente estudo, milho, pimentão, *C. canadensis* e *S. latifolia* ocasionaram os maiores prolongamentos de ciclo (29,73 a 33,91 dias), com destaque para o milho, onde verificou-se a menor viabilidade ninfal (6,67 %). Embora alguns estudos tenham indicado o milho como potencial hospedeiro para *B. tabaci* MEAM1 (Quintela et al. 2016), espécies de gramíneas geralmente apresentam-se como hospedeiros inadequados para *B. tabaci*, mesmo possibilitando que o inseto complete seu ciclo (Simmons et al. 2008), conforme constatado também neste trabalho.

Embora no Brasil não existam intensas amplitudes climáticas entre as regiões, as populações de espécies de plantas daninhas variam nas diferentes localidades, em razão de fatores edáficos diversos, aptidão por diferentes culturas e sistemas agrícolas. Isso poderia justificar diferenças na incidência de espécies de plantas hospedeiras a insetos entre as regiões Norte, Centro-Oeste e Sul do país, bem como na incidência de transmissão de patógenos associados. Ainda, em regiões onde quedas expressivas de temperatura são comuns no inverno, a presença de hospedeiros alternativos como plantas ornamentais e daninhas mostra-se de grande importância para a sobrevivência de populações de *B. tabaci* MEAM1 durante o ano.

Na China, por exemplo, observou-se forte influência de hospedeiros alternativos em cultivos protegidos para a sobrevivência de *B. tabaci* durante o inverno, uma vez que a manutenção do inseto e de plantas sob condições de campo é pouco provável. Em muitos casos, a mosca-branca migra para culturas de campo durante o verão, voltando a ser mais problemática em casas de vegetação no inverno (Lin et al. 2007).

Em geral, os resultados obtidos neste estudo revelam que, embora existam variações de performance de *B. tabaci* MEAM1 em função dos hospedeiros avaliados, todas as espécies possibilitaram que o inseto atingisse a fase adulta, indicando potencial variável como hospedeiras alternativas dessa mosca-branca em situações em que não exista a presença de plantas preferenciais. Espécies como *I. grandifolia*, *E. sonchifolia* e *C. benghalensis* mostraram-se altamente suscetíveis e favoráveis ao inseto, proporcionando curtos períodos de desenvolvimento e elevadas viabilidades ninfais. No caso de *E. heterophylla*, deve ser destacado que esta invasora já foi constatada como reservatório de *Tomato severe rugose virus* (ToSRV) no estado de Goiás, Brasil (Barreto et al. 2013), aumentando sua importância, principalmente em áreas destinadas à tomaticultura, uma vez que esse begomovírus é predominante nas regiões de cultivo do tomateiro do centro-sul brasileiro (Distrito Federal, Minas Gerais, São Paulo e Goiás) (Inoue-Nagata et al. 2016). Programas de erradicação e períodos sem a presença de hospedeiros podem desempenhar papel importante no manejo integrado de mosca-branca e dos vírus transmitidos pelo inseto, reduzindo as fontes de inóculo dentro e em áreas adjacentes à lavoura (Gilbertson et al. 2011). Nesse sentido, o monitoramento e o controle dessas espécies podem contribuir com as estratégias de manejo voltadas ao controle de populações de *B. tabaci* MEAM1 e doenças associadas em condições de campo.

REFERÊNCIAS

- Abd-Rabou S, Simmons AM (2010) Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. Entomol News 121:456-65. <http://dx.doi.org/10.3157/021.121.0507>
- Alemandri V, De Barro P, Bejerman N, Argüello-Caro EB, Dumón AD, Mattio MF, Rodrigues SM, Truol G (2012) Species within the *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) complex in soybean and bean crops in Argentina. J Econ Entomol 105:48–53. <https://doi.org/10.1603/EC11161>
- Baldin EL, Beneduzzi RA (2010) Characterization of antibiosis and antixenosis to the whitefly silverleaf *Bemisia tabaci* B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in several squash varieties. J Pest Sci 83:223-229. <https://doi.org/10.1007/s10340-010-0289-2>
- Baldin EL, Vendramim JD, Lourenção AL (2005) Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). Neotrop Entomol 34:435-441. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000300012>
- Baldin EL, Vendramim JD, Lourenção AL (2019) Resistência de plantas a insetos: fundamentos e aplicações. Fealq, Piracicaba.
- Baldin EL, Domingos GM, Bentivenha JP, Canassa VF, Lourenção AL (2022) Antibiosis and antixenosis resistance of collard genotypes to *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae). Int J Trop Insect Sci 42:1783-1793. <https://doi.org/10.1007/s42690-021-00705-2>
- Barbosa LD, Marubayashi JM, De Marchi BR, Yuki VA, Pavan MA, Moriones E, Navas-Castillo J, Krause-Sakate R (2014) Indigenous American species of the *Bemisia tabaci* complex are still widespread in the Americas. Pest Manag Sci 70:1440-1445. <https://doi.org/10.1002/ps.3731>
- Barreto SS, Hallwass M, Aquino OM, Inoue-Nagata AK (2013) A study of weeds as potential inoculum sources for a tomato-infecting begomovirus in central Brazil. Phytopathology 103:436-444. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-07-12-0174-R>
- Barroso AAM, Ferreira PSH, Martins D (2019) Growth and development of *Ipomoea* weeds. Planta Daninha 37:e019186421. <https://doi.org/10.1590/S0100-83582019370100034>
- Bezerra MA, De Oliveira MR, Vasconcelos SD (2004) Does the presence of weeds affect *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) infestation on tomato plants in a semi-arid agro-ecosystem? Neotrop Entomol 33:769-775. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2004000600015>
- Bonato O, Lurette A, Vidal C, Fargues J (2007) Modelling temperature-dependent bionomics of *Bemisia tabaci* (Q-biotype). Physiol Entomol 32:50-55. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3032.2006.00540.x>

Brown JK (1994) Current status of *Bemisia tabaci* as a plant pest and virus vector in agroecosystems worldwide. *FAO Plant Prot Bull* 42:3-32.

Buckner JS, Freeman TP, Ruud RL, Chu CC, Henneberry TJ (2002) Characterization and functions of the whitefly egg pedicel. *Arch Insect Biochem Physiol* 49:22–33. <https://doi.org/10.1002/arch.10006>

Cheek S, Macdonald O (1994) Statutory controls to prevent the establishment of *Bemisia tabaci* in the United Kingdom. *Pestic Sci* 42:135-142.

Chen L, Yuan YA, Rongjiang W, Fengming Y, Dunxiao H, Zhili Z (2002) The use of mitochondrial cytochrome oxidase I (mtCO I) gene sequences for the identification of biotypes of *Bemisia tabaci* (Gennadius) in China. *Acta Entomol Sin* 45:759–763

Chu CC, Henneberry TJ, Cohen AC (1995) *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae): host preference and factors affecting oviposition and feeding site preference. *Environ Entomol* 24:354-360. <https://doi.org/10.1093/ee/24.2.354>

Cruz PL, Baldin EL (2017) Performance of *Bemisia tabaci* biotype B on soybean genotypes. *Neotrop Entomol* 46:210-215. <https://doi.org/10.1007/s13744-016-0445-3>

Cruz PL, Baldin EL, Castro MJP (2014) Characterization of antibiosis to the silverleaf whitefly *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in cowpea entries. *J Pest Sci* 87:639-45. <https://doi.org/10.1007/s13744-016-0445-3>

De Barro PJ, Liu SS, Boykin LM, Dinsdale AB (2011) *Bemisia tabaci*: a statement of species status. *Annu Rev Entomol* 56:1-9. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-112408-085504>

De Barro PJ, Scott KD, Graham GC, Lange CL, Schutze MK (2003) Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. *Mol Ecol* 3:40-43. <https://doi.org/10.1046/j.1471-8286.2003.00344.x>

Dinsdale A, Cook L, Riginos C, Buckley YM, De Barro P (2010) Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. *Ann Entomol Soc Am* 103:196-208. <https://doi.org/10.1603/AN09061>

Fariña AE, Rezende JA, Wintermantel WM (2019) Expanding knowledge of the host range of tomato chlorosis virus and host plant preference of *Bemisia tabaci* MEAM1. *Plant Dis* 103:1132-1137. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-18-1941-RE>

Gachoka KK, Obeng-Ofori D, Danquah EY (2005) Host suitability of two Ghanaian biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on five common tropical weeds. *Int J Trop Insect Sci* 25:236-244. <https://doi.org/10.1079/IJT200583>

Gilbertson RL, Rojas M, Natwick E (2011) Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. In Thompson WMO (ed) *The whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera:

Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants. Springer, Dordrecht, pp 323-356.

Gilbertson RL, Batuman O, Webster CG, Adkins S (2015) Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. *Annu Rev Virol* 9:67-93. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-031413-085410>

Inoue-Nagata AK, Lima MF, Gilbertson RL (2016) A review of geminivirus (begomovirus) diseases in vegetables and other crops in Brazil: Current status and approaches for management. *Hortic Bras* 34:8–18. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-053620160000100002>

Jiao X, Xie W, Wang S, Wu Q, Zhou L, Pan H, Liu B, Zhang Y (2012) Host preference and nymph performance of B and Q putative species of *Bemisia tabaci* on three host plants. *J Pest Sci* 85:423-430. <https://doi.org/10.1007/s10340-012-0441-2>

Jones DR (2003) Plant viruses transmitted by whiteflies. *Eur J Plant Pathol* 109: 195-219.

Kissmann KG, Growth D (1999) Plantas infestantes e nocivas. BASF, São Paulo.

Lima A, Lara FM (2004) Resistência de genótipos de soja à mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotrop Entomol* 33:71-75.

Lin K, Wu K, Zhang Y, Guo Y (2007) Overwintering and population dynamics of *Bemisia tabaci* biotype B in greenhouse during the spring in northern China. *J Crop Prot* 26:1831-1838. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2007.04.002>

Lorenzi H (2006) Manual de identificação de plantas daninhas: plantio direto e convencional. Plantarum, Nova Odessa.

Lorenzi H (2008) Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. Plantarum, Nova Odessa.

Lourenção AL, Krause-Sakate R, Valle GE (2015) Mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B. In: Vilela EF, Zucchi RA (eds) Pragas introduzidas no Brasil, insetos e ácaros. FEALQ, Piracicaba, pp 682-707.

Martin JH, Mound LA (2007) An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). *Zootaxa* 1492:1-84. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1492.1.1>

Naranjo SE, Castle SJ, Barro PJD, Liu SS (2010) Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*. In: Stansly PA, Naranjo SE (eds) *Bemisia: Bionomics and management of a global pest*. Springer, Dordrecht, pp 185-226.

Novaes NS, Lourenção AL, Bentivenha JP, Baldin EL, Melo AM (2020) Characterization and potential mechanisms of resistance of cucumber genotypes to

Bemisia tabaci (Hemiptera: Aleyrodidae). *Phytoparasitica* 48:643-657.
<https://doi.org/10.1007/s12600-020-00826-3>

Nauen R, Ghanim M, Ishaaya I (2014) Whitefly special issue organized in two parts. *Pest Manag Sci* 10:1438-1439. <https://doi.org/10.1002/ps.3870>

Pantoja KF, Rocha KC, Melo AM, Marubayashi JM, Baldin EL, Bentivenha JP, Gioria R, Kobori RF, Pavan MA Krause-Sakate R (2018) Identification of *Capsicum* accessions tolerant to *Tomato severe rugose virus* and resistant to *Bemisia tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1). *Trop Plant Pathol* 43:138-145.
<https://doi.org/10.1007/s40858-018-0212-6>

Quintela ED, Abreu AG, Lima JF, Mascarin GM, Santos JB, Brown JK (2016) Reproduction of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) B biotype in maize fields (*Zea mays* L.) in Brazil. *Pest Manag Sci* 72:2181-2187.
<https://doi.org/10.1002/ps.4259>

Santos TL, Baldin EL, Ribeiro LP, Souza CM, Soares MC, Fanela TL, Lourenção AL (2021) Resistance sources and antixenotic factors in Brazilian bean genotypes against *Bemisia tabaci*. *Neotrop Entomol* 50:129-144.
<https://doi.org/10.1007/s13744-020-00821-7>

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

Shah MM, Liu TX (2013) Feeding experience of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) affects their performance on different host plants. *PLoS One* 10:e77368. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0077368>

Silva AK, Santos CD, Nascimento AK (2010) Transmissão de begomovirus de plantas daninhas para tomateiros pela mosca-branca. *Planta Daninha* 28:507-514.

Silva JP, Baldin EL, Souza ES, Lourenção AL (2012) Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. *Chil J Agric Res* 72:516. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392012000400009>

Simmons AM, Harrison HF, LING KS (2008) Forty-nine new host plant species for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Entomol Sci* 11:385-90. <https://doi.org/10.1111/j.1479-8298.2008.00288.x>

Smith CM (2005) Plant resistance to arthropods: molecular and conventional approaches. Dordrecht: Springer Netherlands.

Sottoriva LD, Lourenção AL, Colombo CA (2014) Performance of *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) on weeds. *Neotrop Entomol* 43:574-581.
<https://doi.org/10.1007/s13744-014-0238-5>

Tay WT, Evans GA, Boykin LM, De Barro PJ (2012) Will the real *Bemisia tabaci* please stand up? *PLoS One* 7:e50550. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0050550>

Villas Bôas GL, França FH, Macedo N (2002) Potencial biótico da mosca-branca *Bemisia argentifolii* a diferentes plantas hospedeiras. *Hortic Bras* 20:71-79.
<https://doi.org/10.1590/S0102-05362002000100014>

Varma A, Mandal B, Singh MK (2011) Global emergence and spread of whitefly (*Bemisia tabaci*) transmitted geminiviruses. In: Thompson WMO (ed) *The whitefly, Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants. Springer, Dordrecht, pp 205-292.

Walker GP, Perring TM, Freeman TP (2010) Life history, functional anatomy, feeding and mating behavior. In: Stansly PA, Naranjo SE (eds) *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer, New York, pp 109–160.

Wang X, Yang N (2017) The whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius). In: Wan F, Jiang M, Zhan A (eds) *Biological invasions and its management in China: Volume 1*. Springer, Dordrecht, pp 159-182.

Zalom FG, Castañé C, Gabarra R (1995) Selection of some winter spring vegetable crop hosts by silverleaf whitefly. *J Econ Entomol* 88:70-76.
<https://doi.org/10.1093/jee/88.1.70>

Tabela 1 – Descrição das espécies de plantas daninhas avaliadas nos ensaios com *Bemisia tabaci*

Espécie	Família	Nome popular	Características
<i>Amaranthus viridis</i> *	Amaranthaceae	Caruru	Planta anual, ereta, pouco ramificada, pode ou não apresentar pigmentação roxa no caule e no pecíolo. Inflorescência paniculada de coloração esverdeada. Altura entre 40 e 100 cm.
<i>Bidens pilosa</i> *	Asteraceae	Picão-preto	Planta anual, herbácea, ereta, aromática, pouco ramificada, folhas membranáceas, inteiras ou tri ou penta lobadas. Altura entre 40 e 120 cm.
<i>Conyza canadensis</i> *	Asteraceae	Buva	Planta anual, herbácea, pubescente. Caule folioso e com poucas ramificações. Altura entre 60 e 120 cm.
<i>Emilia sonchifolia</i> ***	Asteraceae	Falsa-serralha	Planta anual, herbácea, ereta, pouco ramificada, folhas pubescentes. Altura entre 30 e 60 cm.
<i>Galinsoga parviflora</i> *	Asteraceae	Picão-branco ou Botão-de-ouro	Planta anual, herbácea, ereta, muito ramificada. Folhas levemente pubescentes e membranáceas. Altura entre 20 e 40 cm.
<i>Raphanus raphanistrum</i> *	Brassicaceae	Nabiça	Planta anual de inverno e primavera, herbácea, ereta. Folhas com tricomas rígidos. Altura entre 50 e 100 cm.
<i>Commelina benghalensis</i> *	Commelinaceae	Trapoeiraba	Planta perene, tenra, ramificada com enraizamento nos nós, folhas com formato ovalado e levemente pubescentes. Altura entre 30 e 60 cm.
<i>Ipomoea grandifolia</i> ***	Convolvulaceae	Corda-de-viola	Planta anual, herbácea, pubescente, trepadeira com ramos extensos.
<i>Merremia aegyptia</i> **	Convolvulaceae	Jitirana	Planta anual, herbácea, trepadeira, com caule pubescente. Comprimento entre 200 e 400 cm.

<i>Euphorbia heterophylla</i> *	Euphorbiaceae	Leiteiro ou amendoim-bravo	Planta anual, lectescente, ereta, pouco ramificada. Folhas levemente pubescentes. Altura entre 30 e 80 cm.
<i>Senna obtusifolia</i> *	Fabaceae	Fedegoso	Planta perene, subarborescente, lenhosa, ereta e ramificada. Altura entre 70 e 160 cm.
<i>Sida rhombifolia</i> *	Malvaceae	Guaxuma	Planta anual ou perene, ereta, folhas estipuladas e pubescentes. Altura entre 30 e 80 cm.
<i>Spermacoce latifolia</i> *	Rubiaceae	Erva-quente	Planta anual, herbácea, prostrada e ramificada. Caule tetragonal. Altura entre 20 e 50 cm.
<i>Richardia brasiliensis</i> *	Rubiaceae	Poaia-branca	Planta anual, herbácea e prostrada, com caule ramificado e folhas pubescentes em ambas as faces. Comprimento entre 20 e 50 cm.

*Descrição obtida a partir de Lorenzi (2014). **Descrição obtida a partir de Lorenzi (2008).

***Descrição obtida a partir de Kissman and Groth (1999).

Tabela 2 – Médias (\pm EP) de períodos de incubação, instares ninfais e período ninfal de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação

Espécie	Incubação ¹	1º Instar ¹	2º Instar ¹	3º Instar ¹	4º Instar ¹	Período Ninfal ¹
<i>Ipomoea grandifolia</i>	7,69 \pm 0,11 de	2,70 \pm 0,25 bcde	3,12 \pm 0,19 bcd	3,89 \pm 0,15 abcde	4,73 \pm 0,17 d	16,21 \pm 0,27 f
<i>Solanum lycopersicum</i>	7,95 \pm 0,09 cde	1,98 \pm 0,10 cde	2,75 \pm 0,10 cde	2,98 \pm 0,27 cdef	7,50 \pm 0,23 bcd	16,29 \pm 0,24 ef
<i>Emilia sonchifolia</i>	7,73 \pm 0,08 de	2,95 \pm 0,19 bcde	1,97 \pm 0,19 cde	2,91 \pm 0,18 cdef	7,82 \pm 0,37 bcd	16,93 \pm 0,33 ef
<i>Commelina benghalensis</i>	7,67 \pm 0,14 de	3,41 \pm 0,15 b	2,69 \pm 0,06 cde	2,12 \pm 0,18 f	7,72 \pm 0,73 bcd	17,50 \pm 0,55 ef
<i>Gossypium hirsutum</i>	8,13 \pm 0,27 abcde	2,87 \pm 0,19 bcde	1,67 \pm 0,17 e	2,72 \pm 0,25 def	8,76 \pm 0,43 bc	17,81 \pm 0,22 def
<i>Glycine max</i>	7,72 \pm 0,13 de	3,08 \pm 0,11 bcd	2,34 \pm 0,20 cde	3,16 \pm 0,18 cdef	7,17 \pm 0,36 bcd	17,82 \pm 0,26 def
<i>Euphorbia heterophylla</i>	8,30 \pm 0,05 abcde	2,36 \pm 0,34 bcde	2,22 \pm 0,29 cde	3,46 \pm 0,37 bcdef	8,89 \pm 0,64 bc	18,07 \pm 0,50 def
<i>Raphanus raphanistrum</i>	8,96 \pm 0,10 abc	1,60 \pm 0,04 e	2,14 \pm 0,17 cde	3,51 \pm 0,18 abcdef	9,56 \pm 0,54 b	18,47 \pm 0,52 def
<i>Galinsoga parviflora</i>	9,09 \pm 0,56 ab	1,84 \pm 0,33 de	2,42 \pm 0,18 cde	4,87 \pm 0,35 ab	8,27 \pm 0,46 bcd	18,70 \pm 0,26 cdef
<i>Sida rhombifolia</i>	9,16 \pm 0,31 a	3,25 \pm 0,13 bc	2,12 \pm 0,15 cde	3,46 \pm 0,28 bcdef	8,13 \pm 0,83 bcd	18,70 \pm 0,78 cdef
<i>Bidens pilosa</i>	8,32 \pm 0,06 abcde	2,53 \pm 0,07 bcde	2,81 \pm 0,24 cde	3,93 \pm 0,35 abcde	5,63 \pm 0,52 cd	19,10 \pm 0,54 bcdef
<i>Richardia brasiliensis</i>	8,11 \pm 0,37 abcde	3,25 \pm 0,59 bc	2,52 \pm 0,47 cde	3,72 \pm 0,26 abcde	8,29 \pm 0,62 bcd	20,06 \pm 0,74 bcdef
<i>Merremia aegyptia</i>	7,97 \pm 0,08 bcde	2,94 \pm 0,45 bcde	1,85 \pm 0,14 de	2,69 \pm 0,10 def	10,46 \pm 0,51 b	20,07 \pm 0,35 bcdef
<i>Senna obtusifolia</i>	8,76 \pm 0,10 abcd	2,76 \pm 0,22 bcde	1,74 \pm 0,11 e	4,32 \pm 0,66 abc	8,35 \pm 0,54 bcd	20,27 \pm 0,58 bcde
<i>Amaranthus viridis</i>	7,85 \pm 0,07 cde	2,92 \pm 0,19 bcde	3,27 \pm 0,40 bc	3,96 \pm 0,16 abcde	9,80 \pm 0,34 b	21,82 \pm 0,36 abcd
<i>Zea mays</i>	7,90 \pm 0,17 cde	5,02 \pm 0,30 a	5,02 \pm 0,30 a	5,02 \pm 0,30 a	9,81 \pm 0,12 b	21,83 \pm 1,01 abcd
<i>Capsicum annuum</i>	7,40 \pm 0,03 e	3,46 \pm 0,20 b	5,13 \pm 0,22 a	2,87 \pm 0,21 cdef	8,83 \pm 0,27 bc	22,60 \pm 0,69 abc
<i>Conyza canadensis</i>	7,80 \pm 0,32 de	3,39 \pm 0,34 b	4,30 \pm 0,61 ab	4,02 \pm 0,16 abcd	7,86 \pm 0,86 bcd	22,79 \pm 1,66 ab
<i>Spermacoce latifolia</i>	8,13 \pm 0,17 abcde	3,15 \pm 0,27 bcd	2,08 \pm 0,16 cde	2,49 \pm 0,44 ef	15,89 \pm 2,32 a	25,78 \pm 1,97 a
<i>P</i>	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001

¹ Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$).

Figura 1 – Médias¹ (\pm EP) de período de desenvolvimento (ovo-adulto) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação. Médias seguidas pelas mesmas letras não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$)

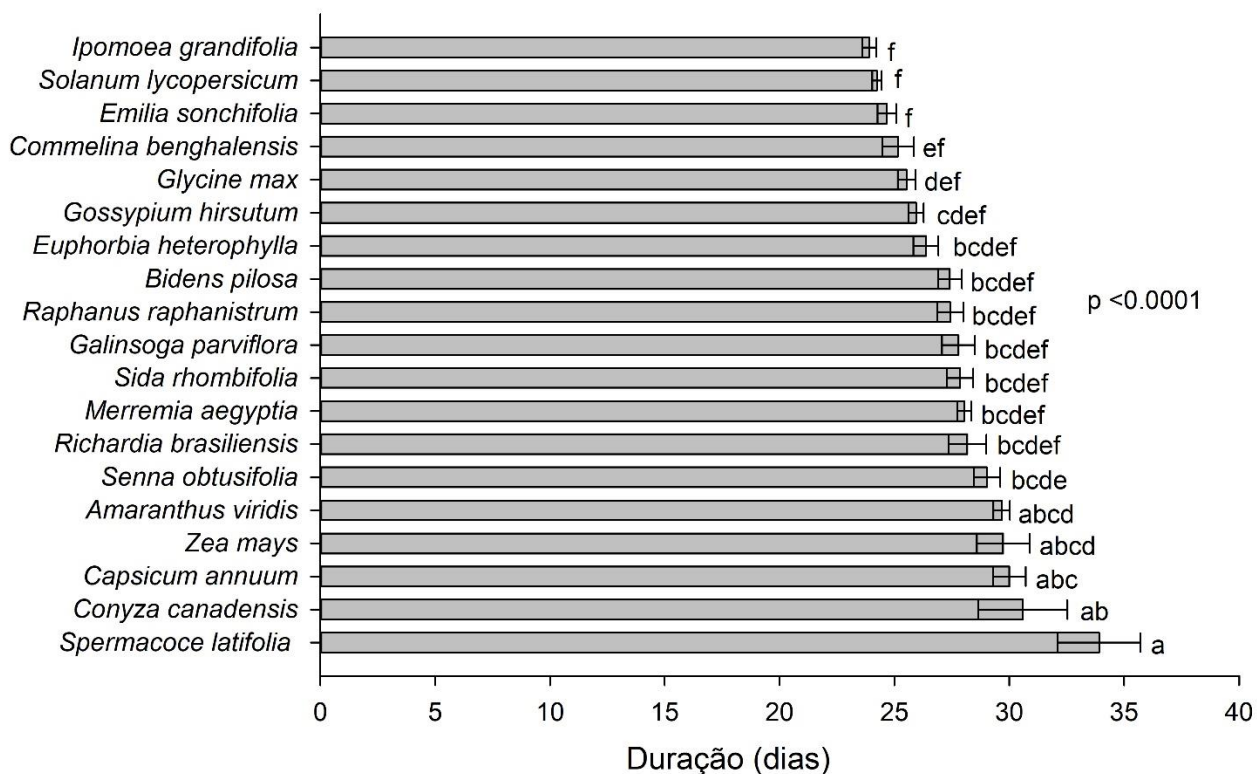


Figura 2 – Médias (\pm EP) de viabilidade ninfal (%) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em 14 espécies de plantas daninhas e cinco espécies cultivadas, em casa de vegetação. Médias seguidas pelas mesmas letras não apresentam diferença significativa pelo teste de Fisher LS-Means, ajustado para Tukey ($P \leq 0,05$)

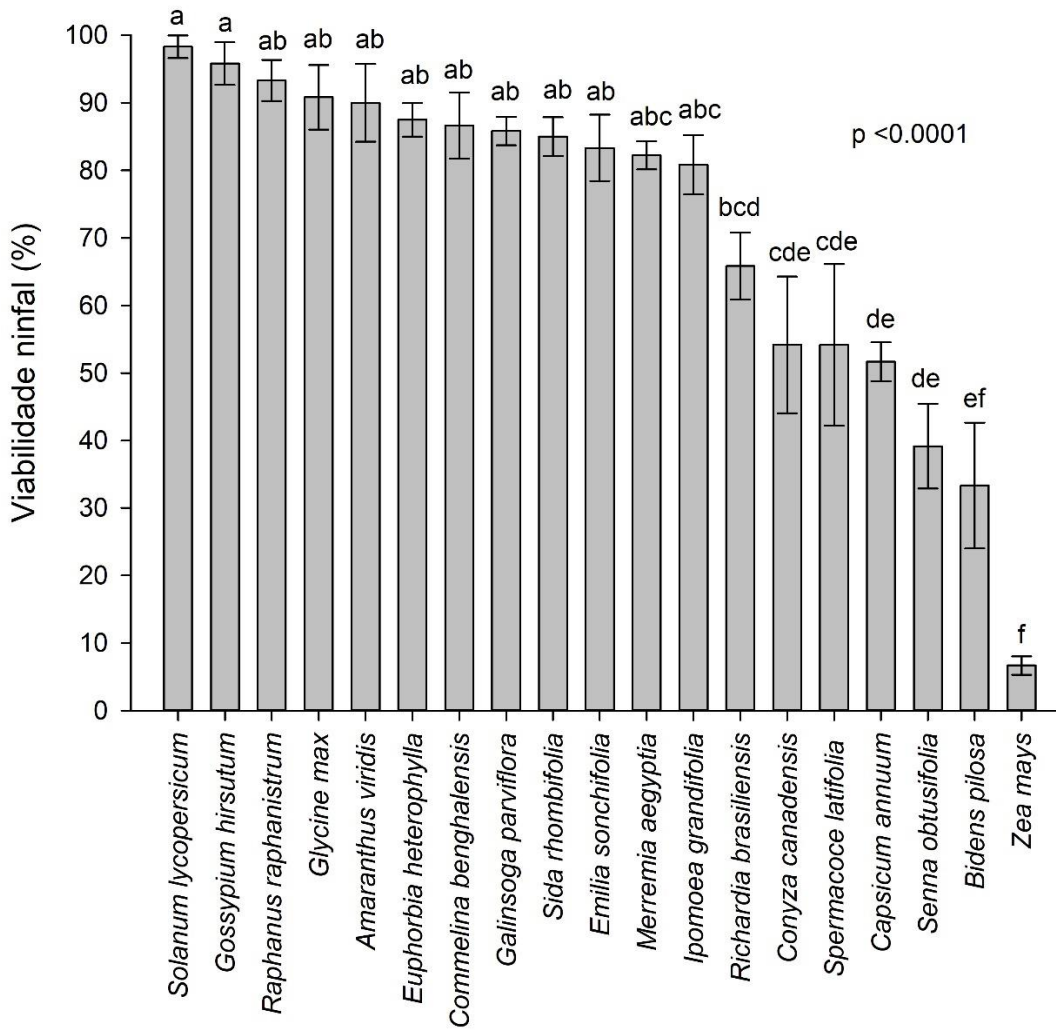
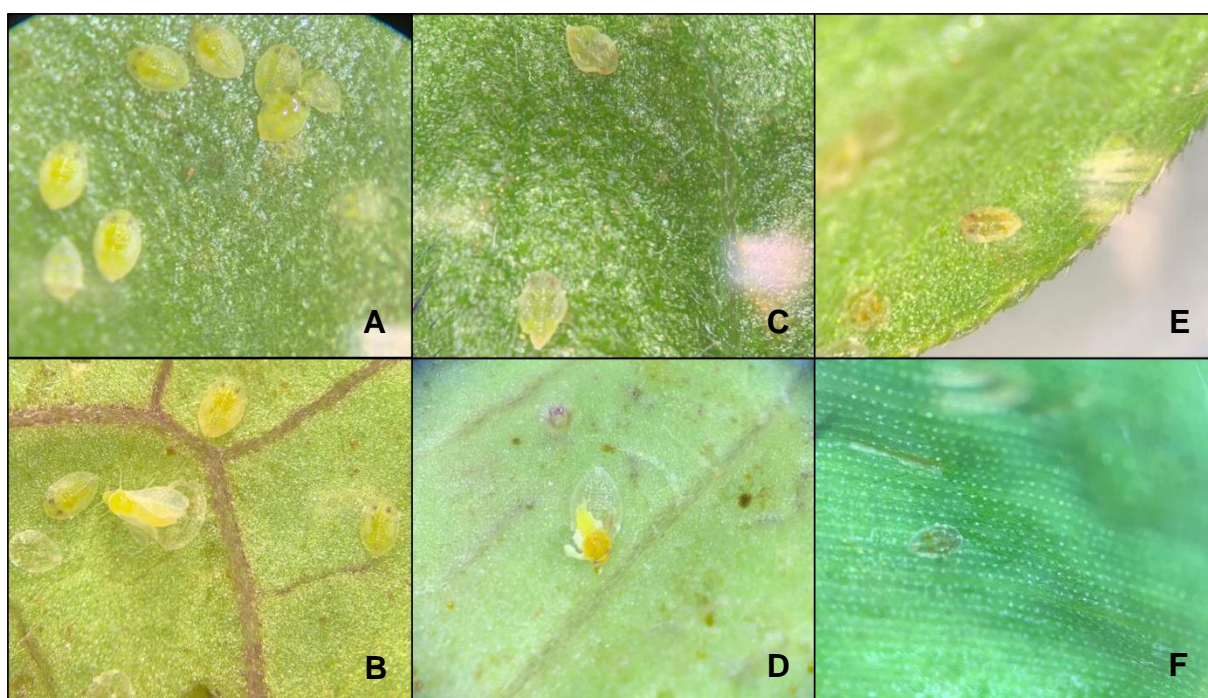


Figura 3 – Ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1 observadas via microscópio estereoscópico (40x) em ensaio de performance biológica com diferentes espécies de plantas. A e B) ninfas de quarto instar em desenvolvimento normal em *Solanum lycopersicum* e adulto emergindo sobre *Ipomoea grandifolia*, respectivamente; C) ninfas de quarto instar deformadas durante o desenvolvimento em *Conyza canadensis*; D) ninfa morta durante a emergência do adulto em *Bidens pilosa*; E) ninfa ressecada durante o desenvolvimento em *Richardia brasiliensis*; F) ninfa ressecada durante o desenvolvimento em *Z. mays*



CONSIDERAÇÕES FINAIS

Diante da importância econômica de *B. tabaci* MEAM1 em diversas culturas, estudos avaliando o papel das plantas daninhas como hospedeiros alternativos dessa praga são de grande importância e ampliam o entendimento sobre aspectos do comportamento e dinâmica populacional do inseto a campo.

Em teste com chance de escolha, as espécies *S. lycopersicum*, *S. obtusifolia*, *G. max*, *E. sonchifolia* e *E. heterophylla* destacaram-se como as mais infestadas e, portanto, suscetíveis a adultos de *B. tabaci* MEAM1. As maiores taxas de oviposição nesse ensaio foram constatadas em *S. lycopersicum* e *E. sonchifolia*. Em teste sem chance de escolha, *E. heterophylla* apresentou as maiores densidades de ovos e ninfas entre as espécies avaliadas, seguida por *S. latifolia* e *G. parviflora*.

Observou-se correlação positiva entre a densidade de tricomas e a densidade de ovos nos materiais. Correlações negativas foram verificadas quanto ao número de adultos e os índices colorimétricos L^* (luminosidade) e a^* (verde), e positiva entre número de adultos e o índice b^* (amarelo).

Todas as espécies avaliadas em ensaio de performance biológica permitiram que a mosca-branca completasse seu ciclo, com destaque para *I. grandifolia*, *S. lycopersicum* e *E. sonchifolia*, que proporcionaram os menores períodos de desenvolvimento de *B. tabaci* MEAM1. As espécies *S. lycopersicum*, *G. hirsutum*, *R. raphanistrum*, *G. max*, *A. viridis*, *E. heterophylla*, *C. benghalensis*, *G. parviflora*, *S. rhombifolia*, *E. sonchifolia*, *M. aegyptia* e *I. grandifolia* mostraram-se suscetíveis a *B. tabaci* MEAM1, possibilitando elevadas taxas de viabilidade ninfal.

Os resultados obtidos neste estudo auxiliam no entendimento da interação entre *B. tabaci* MEAM1 e diversas espécies de plantas daninhas consideradas problemáticas em diferentes sistemas agrícolas, e podem contribuir para o manejo preventivo de populações dessa praga nas lavouras.

REFERÊNCIAS

- ABD-RABOU, S.; SIMMONS, A. M. Survey of reproductive host plants of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Egypt, including new host records. **Entomological News**, v. 121, p. 456-465, 2010.
- BASU, A. N. ***Bemisia tabaci* (Gennadius): crop pest and the principal whitefly vector of plant viruses**. CRC Press, 2019.
- BERGAMIN FILHO, A.; MACEDO, M. A.; FAVARA, G. M.; BAMPI, D.; OLIVEIRA, D. F. F.; REZENDE, J. A. Amplifier hosts may play an essential role in tomato begomovirus epidemics in Brazil. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p. 1-6, 2020.
- BROADBENT, A. B.; FOOTIT, R. G.; MURPHY, G. D. Sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), a potential insect pest in Canada. **The Canadian Entomologist**, v. 121, n. 8, p. 1027-1028, 1989.
- BROWN, J. K.; COATS, S. A.; BEDFORD, I. D.; MARKHAM, P. G.; BIRD, J.; FROHLICH, D. R. Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). **Biochemical Genetics**, v. 33, p. 205-214, 1995.
- BYRNE, D. N.; BELLOWS, T. S. J. Whitefly biology. **Annual Review of Entomology**, v. 36, p. 431-457, 1991.
- CABALLERO, R.; SCHUSTER, D. J.; PERES, N. A.; MANGANDI, J.; HASING, T.; TREXLER, F.; KALB, S.; PORTILLO, H. E.; MARÇON, P. C.; ANNAN, I. B. Effectiveness of cyantraniliprole for managing *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and interfering with transmission of tomato yellow leaf curl virus on tomato. **Journal of Economic Entomology**, v. 108, p. 894-903, 2015.
- CHEN, W.; HASEGAWA, D. K.; KAUR, N.; KLIOT, A.; PINHEIRO, P. V.; LUAN, J.; STENSMYR, M. C.; ZHENG, Y.; LIU, W.; SUN, H.; XU, Y. The draft genome of whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1, a global crop pest, provides novel insights into virus transmission, host adaptation, and insecticide resistance. **BMC Biology**, v. 14, p. 1-15, 2016.
- COSTA, A. S.; COSTA, C. L.; SAUER, H. F. G. Surto de mosca-branca em culturas do Paraná e São Paulo. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 2, p. 20-30, 1973.
- COSTA, H. S.; BROWN, J. K. Variation in biological characteristics and esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci*, and the association of one population with silverleaf symptom induction. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 61, p. 211-219, 1991.
- DE BARRO, P. J.; LIU, S. S.; BOYKIN, L. M.; DINSDALE, A. B. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual Review of Entomology**, v. 56, p. 1-19, 2011.

- ELFEKIH, S.; TAY, W. T.; GORDON, K.; COURT, L. N.; DE BARRO, P. J. Standardized molecular diagnostic tool for the identification of cryptic species within the *Bemisia tabaci* complex. **Pest Management Science**, v. 74, p. 170-173, 2017.
- FIRDAUS, S.; VOSMAN, B.; HIDAYATI, N.; SUPENA, E. D. J.; VISSER, R. G.; van HEUSDEN, A. W. The *Bemisia tabaci* species complex: additions from different parts of the world. **Insect Science**, v. 20, p. 723-733, 2013.
- GANGWAR, R. K.; CHARU, G. Lifecycle, distribution, nature of damage and economic importance of whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Acta Scientific Agriculture**, v. 2, p. 36-39, 2018.
- GHOSH, S.; KANAKALA, S.; LEBEDEV, G.; KONTSEDALOV, S.; SILVERMAN, D.; ALON, T.; MOR, N.; SELA, N.; LURIA, N.; DOMBROVSKY, A.; MAWASSI, M. Transmission of a new *Polerovirus* infecting pepper by the whitefly *Bemisia tabaci*. **Journal of Virology**, v. 93, 1-14, 2019.
- 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**, v. 2, p. 67-93, 2015.
- GOGI, M. D.; SYED, A. H.; ATTA, B.; SUFYAN, M.; ARIF, M. J.; ARSHAD, M.; NAWAZ, A.; KHAN, M. A.; MUKHTAR, A.; LIBURD, O. E. Efficacy of biorational insecticides against *Bemisia tabaci* (Genn.) and their selectivity for its parasitoid *Encarsia formosa* Gahan on *Bt* cotton. **Scientific Reports**, v. 11, p.1-12, 2021.
- GULLAN, P. J.; CRANSTON, O. S. **Insetos - fundamentos da entomologia**, 5. ed., Roca, 2014.
- HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. D. A.; ALENCAR, J. A.; BARBOSA, F. R.; PARANHOS, B. **Manejo da mosca-branca na cultura do tomate**. Embrapa Semiárido – Circular Técnica, 2005. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/156930/1/CTE81.pdf>>. Acesso em: 02 jul. 2020.
- HAJI, F. N. P.; MATTOS, M. D. A.; ALENCAR, J. A.; BARBOSA, F. R.; PARANHOS, B. **Manejo da mosca-branca na cultura do tomate**. Embrapa Semiárido – Circular Técnica, 2005. Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/156930/1/CTE81.pdf>>. Acesso em: 02 jul. 2020.
- HENDRIX, D. L.; WEI, Y. Detection and elimination of honeydew excreted by the sweetpotato whitefly feeding upon cotton. **Proceedings, beltwide cotton production conference**. National Cotton Council, Memphis, p. 671-673, 1992.
- HILJE, L.; COSTA, H. S.; STANSLY, P. A. Cultural practices for managing *Bemisia tabaci* and associated viral diseases. **Crop Protection**, v. 20, p. 801-812, 2001.

HOLM, L. G. Some characteristics of weed problems in two worlds. **Proceedings Western Society of Weed Science**, v. 31, p. 3-12, 1978.

HOROWITZ, A. R.; KONTSEDALOV, S.; KHASDAN, V.; ISHAAYA, I. Biotypes B and Q of *Bemisia tabaci* and their relevance to neonicotinoid and pyriproxyfen resistance. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 58, p. 216–225, 2005.

HOROWITZ, A. R.; ANTIGNUS, Y.; GERLING, D. Management of *Bemisia tabaci* whiteflies. **The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants**, Springer, Dordrecht, p. 293-322, 2011.

HOROWITZ, A. R.; GHANIM, M.; RODITAKIS, E.; NAUEN, R.; ISHAAYA, I. Insecticide resistance and its management in *Bemisia tabaci* species. **Journal of Pest Science**, v. 93, p. 893-910, 2020.

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

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. **PloS One**, v. 14, p. e0213946, 2019.

KONTSEDALOV, S.; GOTTLIEB, Y.; ISHAAYA, I.; NAUEN, R.; HOROWITZ, R.; GHANIM, M. Toxicity of spiromesifen to the developmental stages of *Bemisia tabaci* biotype B. **Pest Management Science**, v. 65, p.5-13, 2009.

LEATHER, S. R.; WALTERS, K. F.; BALE, J. S. **The ecology of insect overwintering**. Cambridge University Press, 1995.

LI, Y.; MBATA, G. N.; PUNNURI, S.; SIMMONS, A. M.; SHAPIRO-ILAN, D. I. *Bemisia tabaci* on vegetables in the Southern United States: incidence, impact, and management. **Insects**, v. 12, p. 198-227, 2021.

LIU, T. X.; MEISTER, C. W. Managing *Bemisia argentifolii* on spring melons with insect growth regulators, entomopathogens and imidacloprid in south Texas. **Subtropical Plant Science**, v. 53, p. 44-48, 2001.

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

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

MICHEREFF FILHO, M.; LIMA, M. F. **Manejo da mosca-banca, de geminivírus e crinivírus na cultura da batata**. Embrapa Hortaliças - Comunicado Técnico, 2016. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/146513/1/COT-113-PARA-INTERNET1.pdf>>. Acesso em: 16 jan. 2022.

NARANJO, S. E.; CASTLE, S. J.; DE BARRO, P. J.; LIU, S. S. Population dynamics, demography, dispersal and spread of *Bemisia tabaci*. In: STANSLY, P. A.;

NARANJO, S. E. ***Bemisia*: bionomics and management of a global pest**, Dordrecht: Springer, p. 185-226, 2010.

NAUEN, R.; JESCHKE, P.; VELTEN, R.; BECK, M. E.; EBBINGHAUS-KINTSCHER, U.; THIELERT, W.; WÖLFEL, K.; HAAS, M.; KUNZ, K.; RAUPACH, G. Flupyradifurone: a brief profile of a new butenolide insecticide. **Pest Management Science**, v. 71, p. 850-862, 2015.

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

OLIVEIRA JR.; R. S.; CONSTANTIN, J.; INOUE, M. H. **Biologia e manejo de plantas daninhas**. Omnipax, 2011.

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

PALUMBO, J. C.; HOROWITZ, A. R.; PRABHAKER, N. Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, p. 739-765, 2001.

PERRING, T. M.; STANSLY, P. A.; LIU, T. X.; SMITH, H. A.; ANDREASON, S. A. Whiteflies: Biology, ecology, and management. In: WAKIL, W.; BRUST, G. E.; PERRING, T. M. **Sustainable management of arthropod pests of tomato**. Academic Press, 2018. p. 73-110.

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

SHAH, M. M. R.; ZHANG, S. Z.; LIU, T. X. Whitefly, host plant and parasitoid: A review on their interactions. **Asian Journal of Applied Science and Engineering**, v. 4, p. 47-60, 2015.

SIMON-DELISO, N.; AMARAL-ROGERS, V.; BELZUNCES, L. P.; BONMATIN, J. M.; CHAGNON, M.; DOWNS, C.; FURLAN, L.; GIBBONS, D. W.; GIORIO, C.; GIROLAMI, V.; GOULSON, D.; KREUTZWEISER, D. P.; KRUPKE, C. H.; LIESS, M.; LONG, E.; MCFIELD, M.; MINEAU, P.; MITCHELL, E. A. D.; MORRISSEY, C. A.; NOOME, D. A.; PISA, L.; SETTELE, J.; STARK, J. D.; TAPPARO, A.; VAN DYCK, H.; VAN PRAAGH, J.; VAN DER SLUIJS, J. P.; WHITEHORN, P. R.; WIEMERS, M. Systemic insecticides (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 22, p. 5-34, 2015.

SMITH, H. A.; STANSLY, P. A.; SEAL, D. R.; MCAVOY, E.; POLSTON, J. E.; GILREATH, P. R.; SCHUSTER, D. J. **Management of whiteflies, whitefly-vectored plant virus and insecticide resistance for tomato production in southern Florida**. Gainesville, 2019.

VILLAS BÔAS, G. L. **Manejo integrado de mosca-branca**. Embrapa Hortaliças- Comunicado Técnico, 2005. Disponível em: < <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/779132/1/cot30.pdf>>. Acesso em: 23 jun. 2020.

XU, J.; DE BARRO, P. J.; LIU, S. S. Reproductive incompatibility among genetic groups of *Bemisia tabaci* supports the proposition that the whitefly is a cryptic species complex. **Bulletin of Entomological Research**, v. 100, p. 359, 2010.

YOKOMI, R. K.; HOELMER, K. A.; OSBORNE, L. S. Relationships between the sweetpotato whitefly and the squash silverleaf disorder. **Phytopathology**, v. 80, p. 895-900, 1990.

ZIMDAHL, R. L. **Fundamentals of weed science**. Academic press, 2007.