



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

**EFEITO OVICIDA E NINFICIDA DE DIFERENTES GRUPOS QUÍMICOS DE
INSETICIDA EM MOSCA-BRANCA**

REINALDO COLEONE

BRASÍLIA, DF
DEZEMBRO DE 2017

REINALDO COLEONE

**EFEITO OVICIDA E NINFICIDA DE DIFERENTES GRUPOS QUÍMICOS DE
INSETICIDA EM MOSCA-BRANCA.**

Monografia apresentada à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília – UnB, como parte das exigências do curso de Graduação em Agronomia, para a obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof^a. Dr^a. CRISTINA SCHETINO
BASTOS

**BRASÍLIA, DF
DEZEMBRO DE 2017**

FICHA CATALOGRÁFICA

COLEONE, Reinaldo.

“EFEITO OVICIDA E NINFICIDA DE DIFERENTES GRUPOS QUÍMICOS DE INSETICIDA EM MOSCA-BRANCA”. Orientação: Cristina Schetino Bastos, Brasília 2017. 24 páginas.

Monografia de Graduação (G) – Universidade de Brasília / Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2017.

1. *Bemisia tabaci*, carbamato, fenilpirazol, juvenóide, neonicotinóide, organofosforado, piretróide.

I. Bastos, C.S. II. Dra.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

COLEONE, R. Efeito ovicida e ninficida de diferentes grupos químicos de inseticida em mosca-branca. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2017, 24 páginas. Monografia.

CESSÃO DE DIREITOS

Nome do Autor: REINALDO COLEONE

Título da Monografia de Conclusão de Curso: EFEITO OVICIDA E NINFICIDA DE DIFERENTES GRUPOS QUÍMICOS DE INSETICIDA EM MOSCA-BRANCA. **Grau:** 3º **Ano:** 2017

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta monografia de graduação e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta monografia de graduação pode ser reproduzida sem autorização por escrito do autor.

REINALDO COLEONE

CPF: 037.354.061-22

Rua São Pedro, nº 57, Setor Nordeste

CEP: 73.807-160 Formosa, GO. Brasil

(61) 99999-5642/ e-mail: reinaldocoleone90@gmail.com

REINALDO COLEONE

**EFEITO OVICIDA E NINFICIDA DE DIFERENTES GRUPOS QUÍMICOS DE
INSETICIDA EM MOSCA-BRANCA**

Monografia apresentada à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília – UnB, como parte das exigências do curso de graduação em Agronomia, para a obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof. Dr^a. CRISTINA SCHETINO
BASTOS

BANCA EXAMINADORA:

Cristina Schetino Bastos

Doutora, Universidade de Brasília - UnB

Orientador / e-mail: cschetino@unb.br

Fabiana Carmanini Ribeiro

Doutor, Universidade de Brasília - UnB

Examinador / e-mail: facarmanini@unb.br

Fábio Akiyoshi Suinaga

Doutor, Embrapa Hortaliças - CNPH

Examinador / e-mail: fábio.suinaga@embrapa.br

Aos meus pais Reinaldo e Cida, ao meu avô Dié Coleone (in memoriam) as minhas irmãs Bruna e Fernanda, as minhas sobrinhas Júlia e Luisa e a minha prima Nelmy Saad.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus, onipotente e onipresente, por ter me dado forças no decorrer desses anos para lutar diariamente em busca de um futuro melhor. Àquele que deu a vida por nós, eu entrego o meu futuro, pessoal e profissional.

Aos meus pais, Reinaldo José Coleone e Cida Coleone, pelos ensinamentos e por me moldarem a cada dia, apoiando sempre as minhas decisões e acreditando nas minhas escolhas.

Ao meu avô, Dié Coleone (in memorian), de quem eu herdei o amor pela terra.

As minhas irmãs, Bruna e Fernanda, pelo apoio incondicional no decorrer da vida e pelos auxílios prestados durante o curso.

As pequeninas Júlia e Luisa, por trazerem sempre tanta alegria, onde quer que estejam.

A minha prima, Dra. Nelmy Angela Saad, que sempre se fez presente nos momentos de aflição, servindo como suporte para toda a família.

A Ana Caroline Ribeiro Fonseca e família, que me ofereceram um segundo lar e me mostraram que o carinho, a educação e a gentileza são as melhores qualidades que alguém pode ter. Minhas sinceras lembranças.

Aos amigos de longa data: José Reinaldo de Sousa Filho, Junior Gualberto e Murilo Coleone Reis pelos inúmeros momentos compartilhados, de alegria e de tristeza, e por no fim, sempre caminharmos juntos.

Aos amigos que a Universidade de Brasília me concedeu: Caio C. Rosa, Gustavo César, Rayan Adolfo, Gabriel Ribeiro, Hyan Canales e João Ceollin, pelos longos dias juntos, naqueles que futuramente serão reconhecidos como os melhores momentos da vida.

A todos os professores que me deram o suporte para chegar até aqui, em especial a minha orientadora Cristina Schetino Bastos, pelas orações, pela paciência nos ensinamentos e por nunca perder a postura e o profissionalismo diante dos problemas.

A Universidade de Brasília, minha alma mater, por me conceder o título de Engenheiro Agrônomo e me proporcionar momentos inesquecíveis.

Para todos que, durante esses anos, de alguma forma passaram pela minha vida e deixaram um pedaço de si.

COLEONE, REINALDO. **Efeito ovicida e ninficida de diferentes grupos químicos de inseticida em mosca-branca.** 2017. Monografia (Bacharelado em Agronomia). Universidade de Brasília – UnB.

RESUMO

A mosca-branca é um inseto altamente invasivo, agressivo e polífago. Está presente nos sistemas de produção à campo e cultivo protegido por todo o mundo, disseminando viroses (especialmente aquelas causadas por begomovírus) e causando injúrias diretas, através de sucção de seiva e injeção de toxinas, impedindo o desenvolvimento das plantas. Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito ovicida e ninficida de seis inseticidas, pertencentes a seis grupos químicos diferentes, sendo eles: deltametrina (piretróide), acefato (organofosforado), piriproxifem (juvenóide), fipronil (pirazol), tiametoxam (neonicotinóide) e metomil (carbamato). Os tratamentos foram dispostos no delineamento inteiramente casualizado, com dez repetições e as características avaliadas foram a emergência de ninfas e adultos de mosca-branca. Os dados referentes à mortalidade de ovos corrigida para a mortalidade ocorrida na testemunha (%) e ao número de ovos, ninfas e adultos contabilizados nos diferentes tratamentos foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA), seguida de teste Tukey a $p \leq 0,05$. De uma forma geral, não foram observadas diferenças significativas ($p \leq 0,05$) entre os inseticidas testados quanto a ação ovicida. Os inseticidas testados também não proporcionaram mortalidade significativa das ninfas. Todavia, o inseticida fipronil foi o que apresentou a maior ação ovicida+ninficida. Neste caso, torna-se necessário o registro deste princípio ativo no Ministério da Agricultura, para que o mesmo possa ser utilizado no manejo de mosca-branca no Brasil.

Palavras Chave: *Bemisia tabaci*, éter piridiloxipropílico, piretróide, organofosforado, pirazol, neonicotinóide, carbamato.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo geral.....	3
2.2 Objetivos específicos.....	3
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	4
3.1 A mosca-branca.....	4
3.2 Descrição e bioecologia de <i>B. tabaci</i>	4
3.3 Injúrias causadas por <i>B. tabaci</i>	7
3.3.1 Diretas	7
3.3.2 Indiretas.....	8
3.4 Modos de transmissão das viroses	9
3.5 Métodos de controle de <i>B. tabaci</i>	10
3.5.1 Controle químico.....	11
4. MATERIAL E MÉTODOS	12
4.1 Aquisição e infestação das mudas	12
4.2 Tratamentos e delineamento.....	13
4.3 Implantação do ensaio.....	13
4.4 Avaliação da emergência de ninfas e adultos.....	14
4.5 Análises estatísticas.....	15
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	15
6. CONCLUSÕES.....	19
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	20

1. INTRODUÇÃO

A mosca-branca (*Bemisia tabaci* Gennadius Hemiptera: Aleyrodidae) se tornou mundialmente importante por ser uma das pragas agrícolas mais invasivas e agressivas, principalmente por transmitir vírus do gênero Begomovirus (*Geminiviridae*). O complexo de mosca-branca chama atenção pela alta capacidade de adaptação, por ser muito prolífica e possuir inúmeros hospedeiros (número que continua aumentando e já apresenta mais de 500 espécies, inclusive em sistemas de cultivo protegido) e pela falta de diferenças morfológicas que permitam a diferenciação entre as espécies. Nesse contexto, *B. tabaci* é frequentemente encontrada em lavouras de olerícolas, fibras, grãos e também em outras plantas hospedeiras presentes principalmente em regiões tropicais e subtropicais. No Brasil, o inseto tem causado enormes danos nas principais culturas, como soja, tomate e feijão (STANSLY e NARANJO, 2009).

Para Perring (2001), além de transmitir vírus às plantas, os danos diretos causados pela sucção de seiva, injeção de toxinas e secreção de “honeydew” (substância açucarada) também merecem atenção. Segundo ele, os entomologistas se encontram constantemente desafiados pelas características peculiares do inseto e relativas ao seu comportamento, biologia, interação com inimigos naturais e resposta à aplicação de inseticidas. Devido a tais características, a mosca-branca já chegou a ser denominada como a praga do século, expandindo a necessidade de controle das mesmas (DE FARIA e YOKOYAMA, 2008).

Dentre as hospedeiras do inseto, destacam-se diversas espécies de importância econômica e também plantas espontâneas, o que permite a sua replicação em áreas onde não existam os hospedeiros preferenciais. Para se desenvolver sobre esses hospedeiros os insetos sofrem metamorfose incompleta, passando pelos estádios de ovo, ninfa e adulto. Os adultos de *B. tabaci* são ágeis, voam quando molestados e podem alcançar grandes distâncias quando auxiliados pelo vento. Durante a vida, as fêmeas chegam a ovipositar até 300 ovos, formando colônias na parte inferior das folhas em número que pode variar conforme a temperatura e a disponibilidade de alimento. As fêmeas costumam ser mais longevas do que os machos (VILLAS BÔAS, 2005).

A espécie denominada Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) (DE BARRO et al., 2011) denominada no Brasil como biótipo B constitui-se no vetor de virose de maior relevância para diversas culturas, todavia, dentre as mais afetadas estão o tomateiro e o feijoeiro, culturas para

as quais o inseto atua como transmissor de begomovirose. O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. Solanaceae), quando infectado por begomovirose, apresenta uma redução drástica no número de frutos por planta, podendo apresentar decréscimos na produção de 60% (GIORDANO et al., 2005) a 100% em alguns casos (INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016) e o feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L. Fabaceae) pode apresentar perdas de 40 a 60% na produção final, a depender da época de cultivo, grau de incidência da virose e cultivar utilizada (COSTA, 1987).

O sistema agrícola brasileiro contribui para que plantas hospedeiras estejam continuamente no campo, em todas as regiões. Nos períodos secos, os sistemas irrigados permitem que as plantas estejam presentes, funcionando como pontes para manter altas populações de *B. tabaci* durante todo o ano. Além disso, mesmo quando não existem espécies cultivadas a campo as plantas espontâneas podem possibilitar a manutenção da praga no campo, tendo em vista o hábito polífago do inseto. E no que pese o clima ser um considerável limitante da população de *B. tabaci* que tem ocorrência favorecida em períodos quentes e secos, as moscas-brancas também se mostram presentes durante o período de chuvas, principalmente mediante a ocorrência de veranicos (INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016).

Além disso, no caso da virose transmitida ao feijão (*Bean golden mosaic virus* - BGMV) o inseto é capaz de adquirir o vírus através do contato com plantas infectadas em um período tão curto quanto 15 minutos e, após a aquisição, pode reter a capacidade de transmissão por até 21 dias (COSTA, 1976), no que pese o vírus não ser multiplicado no vetor e não ser transmitido à progênie. No caso da principal begomovirose transmitida ao tomateiro, o *Tomato severe rugose virus* (ToSRV), o inseto demanda cerca de 5 minutos para adquirir o vírus e após 16 horas pode transmiti-lo a partir do contato por apenas 5 minutos com um hospedeiro não infectado (SANTOS; ÁVILA e RESENDE, 2003). De maneira semelhante ao BGMV o vírus não se propaga no inseto, todavia ninfas e adultos ao adquirirem o vírus podem transmiti-lo por toda a sua vida. A relevância da transmissão transovariana é pequena (BOSCO, MASON e ACCOTO, 2004).

Em virtude de todo o exposto, observa-se que o controle de *B. tabaci* é um desafio. As plantas infectadas com viroses não têm o controle do vírus como possibilidade, ou seja, uma vez infectadas permanecerão nessa condição até que completem seu desenvolvimento. Desta forma, na impossibilidade de cura dessas plantas, o manejo integrado é a solução mais cabível. Dentre as medidas dessa abordagem passíveis de serem usadas para prevenir a infecção das plantas no campo têm-se o controle cultural através de uso de mudas saudáveis, o plantio de

cultivares resistentes à virose e ao inseto e o controle químico do vetor (GILBERTSON; ROJAS e NATWICK, 2011). Segundo Wang e Yang (2017), o controle químico é indispensável para o combate à *B. tabaci* quando estas aparecem em altas densidades, o que demanda um método de alta eficácia e efeito rápido.

As ninfas infectivas de *B. tabaci* têm pequena habilidade de dispersão tendo em vista que só serão móveis durante o primeiro instar, logo após a eclosão dos ovos, quando então escolhem uma porção da folha dentro da mesma planta e se fixam, permanecendo imóveis até a transição para a fase adulta (TAVARES; SALLES e OBRZUT, 2010). Desta forma, o ideal, em termos de uso do controle químico para manejo do inseto, e como consequência, das begomoviroses transmitidas por ele, é direcioná-lo para o controle das fases de ovo e ninfa, que possuem habilidade restrita em disseminar as viroses. Além disso, em estudo realizado por Esashika (2014) verificou-se que mesmo sob alta eficiência de controle (100%) de adultos de mosca-branca após 120 h de contato com diferentes grupos de inseticidas, a incidência de begomovirose em tomateiro foi reduzida em no máximo 50%.

Face ao exposto, alternativas devem ser buscadas e, nesse particular, destaca-se a importância em se realizar estudos acerca da eficiência ovicida e ninficida de diferentes grupos químicos de inseticida sobre a mosca-branca.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o efeito de diferentes grupos químicos de inseticida sobre diferentes fases do ciclo biológico de mosca-branca (*Bemisia tabaci* Genn. biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae)).

2.2 Objetivos específicos

- ✓ Avaliar a ação ovicida de inseticidas pertencentes a seis diferentes grupos químicos;
- ✓ Avaliar a ação ovicida + ninficida de inseticidas pertencentes a seis diferentes grupos químicos.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 A mosca-branca

A espécie *Bemisia tabaci* é um inseto fitófago que se tornou praga e vetor de viroses para diversas culturas do mundo, destinadas tanto para alimentação quanto para extração de fibras e espécies ornamentais. Ainda no início da década de 80, mostrou-se importante e desde então os cuidados demandados com o inseto vem aumentando, fato que se deve ao aumento no número de hospedeiros e à ampliação de sua faixa de ocorrência, algo que tem resultado em significantes perdas de produtividade principalmente em regiões tropicais, subtropicais, áridas e mediterrâneas. Além da presença em cultivos a campo, a sua ocorrência em cultivos protegidos permite a sua sobrevivência em regiões de clima temperado, mesmo no inverno (DE BARRO, 1995).

B. tabaci foi descrita pela primeira vez em 1889, na Grécia, como praga em tabaco, e começou ter sua importância como praga agrícola aumentada, a nível internacional, no século 20, década de 70, no Sudão, e na década de 80, nos Estados Unidos. Desde então, tem elevado o seu status como uma das mais severas pragas a nível global, tanto em cultivo aberto, quanto em cultivo protegido (GLOBAL INVASIVE SPECIES DATABASE, 2017).

Nos dias de hoje, é errôneo classificar *B. tabaci* por biótipos, no que pese a denominação de biótipo B ainda persistir no Brasil. Existem cerca de 24 espécies morfológicamente indistinguíveis, porém claramente definidas por sequenciamento mtCO1, pertencentes a 11 grupos bem definidos que formam o complexo de espécies. Nesse aspecto, o até então conhecido biótipo B, ou simplesmente *Bemisia argentifolli*, tratada mundialmente como uma das pragas agrícolas mais invasivas, é hoje chamado de grupo Oriente Médio-Ásia Menor 1 (MEAM1) e os antes chamados biótipos Q, J e L são agora as espécies do Mediterrâneo (MED) (DE BARRO et al., 2011). O número de espécies hospedeiras da mosca-branca entre cultivo protegido e campo aberto, ultrapassa 600 (GELMAN; BLACKBURN e HU, 2005).

3.2 Descrição e bioecologia de *B. tabaci*

Moscas-brancas são insetos sugadores que se alimentam de plantas, extraíndo a seiva elaborada através do aparelho bucal sugador. Esses insetos são hemimetábolos, ou seja, possuem metamorfose incompleta, passando pela fase de ovo, ninfa (com quatro estádios, sendo o último chamado de pupário ou pseudo-pupa) e adulto (BYRNE e BELLOWS JR., 1991;

VILLAS BÔAS et al., 1997). Por ser um inseto multivoltino, a mosca-branca pode apresentar muitas gerações por ano, sendo a temperatura e a disponibilidade de alimento os principais fatores ambientais que afetam o número de gerações do inseto (LOURENÇÃO e NAGAI, 1994).

Apesar de ser tratado como tal, este inseto não possui coloração branca, tampouco é uma mosca (dípteros), tratando-se, na verdade, de um hemíptero. Na fase adulta, tanto os machos quanto as fêmeas possuem quatro asas membranosas e recobertas por pulvurulência esbranquiçada. O corpo é amarelo e possui em média 1 mm de comprimento e pode chegar até pouco mais de 2 mm de envergadura e a cabeça é opistognata (BYRNE e BELLOWS JR., 1991). São dotadas de probóscide (tubo formado por mandíbula e maxila), local por onde succiona a seiva da planta, que então seguirá pelo canal de alimentação até os órgãos digestivos do inseto (VILLAS BÔAS et. al., 1997).

Quando as moscas estão em repouso, as asas permanecem paralelas e levemente separadas, deixando o abdômen visível (HAJI et al., 2005). Os machos são de tamanho reduzido e aparecem em menor quantidade em relação às fêmeas. Tais insetos possuem olhos de coloração vermelha e antenas curtas e se estabelecem, preferencialmente, na parte abaxial das folhas, para se alimentar e ovipositar (BYRNE e BELLOWS JR, 1991; STANSLY e NARANJO, 2009).

Os adultos são aptos a voar curtas distâncias em alturas elevadas e as correntes de ar auxiliam nessa locomoção. A reprodução se dá de forma sexuada (prole de macho ou fêmea) ou por partenogênese arrenótoca, onde os ovos não fecundados geram apenas indivíduos machos. A proporção de machos e fêmeas adultas na população se altera durante o ano (BYRNE e BELLOWS JR., 1991; VILLAS BÔAS et. al., 1997). No campo, essa razão sexual pode se mostrar desde 3,0 fêmeas/macho até mais machos que fêmeas, podendo variar, em função, entre outros fatores, da temperatura (CUI et al., 2008). Fecundidade, duração do ciclo biológico e razão sexual são os fatores que influenciam no potencial reprodutivo da mosca-branca (HILJE-QUIRÓS, 1995).

Os ovos de mosca-branca possuem, geralmente, formato de pêra, medem de 0,2 a 0,3 mm de comprimento e são branco-amarelados nos primeiros dias e marrons quando próximos à eclosão. Quanto à disposição dos mesmos, podem estar isolados ou agrupados, de maneira irregular ou em semicírculos e todos os ovos possuem uma extensão do córion, chamada de pedicelo (BYRNE e BELLOWS JR., 1991; VILLAS BÔAS et. al., 1997). As fêmeas de mosca-branca ovipositam na epiderme da face abaxial das folhas, onde o pedicelo pode ser inserido

através de uma fenda ou dos estômatos, por onde ficam em contato direto com o citoplasma das células. Os ovos necessitam de extrair água das folhas para continuar o ciclo biológico. Geralmente a ponta do pedicelo permanece na folha, mesmo após eclosão a (BUCKNER et al., 2002).

Uma fêmea produz, em média, 100 ovos, valor que pode chegar ao número de 300, em alguns casos (GERLING; HOROWITZ; BAUMGAERTNER, 1986). As taxas de oviposição variam de acordo com as condições ambientais (BYRNE e BELLOWS JR., 1991). TOSCANO et al. (2016), registraram período médio de incubação para ovos de *B. tabaci* de 5,73 dias, em tomateiro, na primavera, e 12,99 dias durante o inverno, para essa mesma cultura.

Ao continuar o ciclo de desenvolvimento, o ovo se rompe inicialmente no ápice e a abertura cresce longitudinalmente, formando uma linha de deiscência e dando origem à ninfa de primeiro-instar (BYRNE e BELLOWS JR., 1991).

As ninfas são translúcidas e apresentam coloração amarela a amarela-clara, com dorso liso e plano, ou pouco convexo. Assim como os adultos, possuem aparelho bucal “picador-sugador” e estão aptas a sugar a seiva da planta, desde o primeiro instar (BROWN; FROHLICH; ROSELL, 1995; VILLAS BÔAS et al., 1997). As ninfas de primeiro instar possuem pernas relativamente longas, o que as permite andar pela folha e possuem também antenas. A porção da população se movendo entre plantas se mostra bem pequena (aproximadamente 0.3%) e as distâncias percorridas curtas, sendo menores que 30 mm. No segundo, terceiro e quarto instar, as pernas e antenas são atrofiadas e as ninfas se tornam sésseis. O adulto se desenvolverá no último (quarto) instar, momento em que a ninfa se torna uma pseudopupa, quando cessa a sua alimentação (MOUND e HALSEY, 1978; BYRNE e BELLOWS JR., 1991). Quando o momento da emergência do adulto se aproxima é possível notar, através do tegumento das ninfas, a forma do adulto e o surgimento dos olhos (ocelos) vermelhos. O adulto emerge por uma abertura em forma de “T” invertido, na região anterior dorsal do pupário (HAJI et al., 2005).

Segundo Toscano et al. (2016), o período ninfal médio registrado em estudo em tomateiro, foi de 21,77 dias no “inverno” e 10,29 dias na “primavera”. Silva et al. (2014) relataram que, em temperaturas mais elevadas, o desenvolvimento de *B.tabaci* é favorecido, enquanto que as baixas temperaturas tendem a alongar o ciclo de vida da praga. Albergaria e Cividanes (2002) relataram aumento na mortalidade de ovos e ninfas em temperaturas iguais ou superiores a 35°C.

De forma geral, o inseto permanece por 3-6 dias na fase de ovo, 12-15 dias nos estádios de ninfa e 18 dias como adultos. Ressalta-se, porém, que a duração de cada período pode variar de acordo com o hospedeiro e condições climáticas (ALBERGARIA; CIVIDANES e DÓRIA, 2003). Períodos quentes e secos alteram o desenvolvimento da mosca-branca, aumentando a multiplicação e dispersão da praga (os surtos geralmente ocorrem em períodos secos, tendo potencial para aumentar linearmente sob ótimas condições térmicas e na presença de hospedeiros preferenciais) e a precipitação pluviométrica acaba por reduzir a população do inseto (HAJI et al., 2005; VILLAS BÔAS et. al., 1997).

No que tange à migração, assume-se que longas jornadas são de fato rigorosas para o pequeno inseto, de corpo macio e alta relação superfície/volume. Migrações em curtas distâncias são regulares, porém àquelas superiores a algumas centenas de metros são, provavelmente, assistidas por humanos (BYRNE e BELLOWS JR., 1991).

3.3 Injúrias causadas por *B. tabaci*

Moscas-brancas podem se tornar pragas por dois diferentes modos: sugando a seiva elaborada, o que debilita a planta e reduz o rendimento das culturas, pois haverá competição por nutrientes com conseqüente desfolha prematura, e também pela transmissão de viroses (MOUND e HALSEY, 1978).

3.3.1 Diretas

Ao introduzir o estilete no tecido da planta hospedeira, as moscas brancas injetam saliva com toxinas ao passo que extraem a seiva elaborada, o que pode causar murcha, queda das folhas e perda de frutos, a depender do grau de infestação. Em tomateiro, verificou-se amadurecimento irregular, isoporização e esbranquiçamento das bagas, provavelmente devido às toxinas injetadas (VILLAS BOAS et. al., 1997). Não obstante, a secreção açucarada (“honeydew”) liberada pelas moscas, através de um órgão especial, chamado de orifício vasiforme, permite o desenvolvimento de fungos oportunistas de cor preta (*Capnodium* spp.) na superfície foliar, o que acaba por reduzir a eficiência fotossintética da planta hospedeira (VILLAS BÔAS et al., 1997; ROOPA et al., 2016).

Para *B. tabaci*, a escolha do hospedeiro varia de acordo com a espécie, idade, estado nutricional da planta, diferenças varietais e com as condições ambientais (CHU;

HENNEBERRY e COHEN, 1995). A gama de hospedeiros atinge mais de 600 espécies, entre vegetais, fibras, ornamentais e grãos (BROWN, 2009). Tomate, algodão, feijão e soja são algumas das hospedeiras preferenciais do inseto que possuem importância econômica. A gama de hospedeiros alternativos entre as plantas espontâneas também é grande, incluindo o picão-preto (*Bidens pilosa* L. Asteraceae), o joá-de-capote (*Nicandra physaloides* L. Solanaceae) e o leiteiro (*Euphorbia heterophylla* L. Euphorbiaceae), sendo o conhecimento fenológico da planta de primordial importância para o monitoramento dos períodos de maior susceptibilidade à praga (VILLAS BÔAS et. al., 1997).

3.3.2 Indiretas

A transmissão de viroses se mostra como o principal dano causado pela mosca-branca e tais danos são responsáveis por gerar perdas substanciais em diversas culturas (VILLAS BÔAS et al. 1997). O inseto é descrito como vetor de espécies de vírus dos gêneros *Crinivirus*, *Ipomovirus*, *Torradovirus*, *Carlavirus* e, principalmente, *Begomovirus* (Geminiviridae) (NAVAS-CASTILLO; FIALLO-OLIVÉ e SÁNCHEZ-CAMPOS, 2011). Segundo Inoue-Nagata, Lima e Gilbertson (2016) o complexo de viroses causado pela família Geminiviridae tem emergido, nos últimos 20 anos, como o maior grupo de viroses de planta (quanto ao número de espécies) e um dos mais importantes, em termos econômicos. A família Geminiviridae é composta pelos gêneros *Mastrevirus*, *Curtovirus*, *Topocovirus* e *Begomovirus*, com esse último sendo considerado o mais importante (FAUQUET et al., 2000).

O gênero *Begomovirus* é o principal causador de inúmeras doenças devastadoras em hortaliças, plantas produtoras de fibras e grãos, por todo o mundo. Entre as principais begomovirose de ocorrência no Brasil, estão as que afetam o feijoeiro comum e o tomateiro (FARIA et al., 2016; INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016).

No caso do feijoeiro, desde 1970 a incidência do *Bean golden mosaic virus* (BGMV) tem sido provavelmente a doença viral mais devastadora dos cultivos de feijão comum nos principais estados produtores dessa cultura no Brasil (FARIA et al., 2016).

No tomateiro, são reconhecidas ao menos 14 espécies de begomovírus que infectam a cultura, sendo a mais prevalente na região central e sul do país a *Tomato severe rugose virus* (ToSRV) (INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016).

As plantas afetadas por gemnivirose apresentam diversos sintomas, dentre eles: nanismo, mosaicos verde-amarelados, folhas mosqueadas e encarquilhadas (INOUE-

NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016). Para Zaidi, Briddon e Mansoor (2017), *B. tabaci* e begomovirus representam, juntos, uma ameaça global para a agricultura e a segurança alimentar.

3.4 Modos de transmissão das viroses

Segundo Navas-Castillo, Fiallo-Olivé e Sánchez-Campos (2011), existem dois modos de transmissão de viroses por mosca-branca: o semipersistente (requer minutos a horas para aquisição e algumas horas a poucos dias de retenção) e o persistente (horas para aquisição, com período de retenção na hemolinfa variando de dias até por toda a vida do inseto). No caso de transmissão persistente, o vírus pode ou não se replicar no corpo do inseto, persistente propagativa e persistente circulativa, respectivamente.

Para a relação *B. tabaci* e begomovirus, a interação é persistente circulativa (não-propagativa). O ciclo de infecção se inicia com a aquisição de partículas virais no floema da planta pelo estilete do inseto (ROSEN et al., 2015). Depois de ingeridos, os vírus são translocados pelo trato digestivo do inseto, penetram na hemolinfa (através do intestino), alcançam o duto salivar e a partir daí são misturados à saliva e podem ser injetados no floema de outra planta no ato da alimentação (CZOSNEK e GHANIM, 2012).

Em estudo sobre a relação entre begomovirus e tomateiro, Santos, Avila e Resende (2003) registraram período de acesso de aquisição do vírus (PAA) de apenas 15 minutos, período de latência de 16 horas (a partir do qual o vetor se tornou apto a transmitir o vírus) e período de acesso de inoculação do vírus (PAI) de 30 minutos. Zeidan e Czosnek (1991) relataram que alguns insetos, mesmo se alimentando de plantas com baixa carga viral, contraíram uma concentração de DNA viral comparável àqueles que se alimentaram de plantas com carga viral extremamente alta. Mecanismos de transmissão vertical (transovariana) têm sido raramente reportados, especialmente para interação persistente-circulativa (não propagativa) (WEI et al., 2017).

No caso do BGMV o vírus é transmitido ao feijoeiro por *B. tabaci* de uma maneira persistente. Os adultos podem adquirir o vírus a partir de um tempo de contato com a planta infectada de 10-15 min e o vírus é retido pelo inseto por até 21 dias, inclusive após a ecdise (COSTA, 1976). O vírus não é transmitido diretamente à progênie e a replicação no vetor é questionável (ROSEN et al., 2015).

Plantas de feijão infectadas com o BGMV apresentam aspecto mosqueado das folhas, encarquilhamento e clorose. Se as plantas forem atacadas ainda no início do ciclo, podem apresentar atrofiamento e nanismo, além de perdas drásticas na produção final. Plantas de tomateiro infectadas com ToSRV apresentam retardamento no crescimento, encarquilhamento e rugosidade foliar, aspecto mosqueado, folhas enroladas, entre outros (INOUE-NAGATA; LIMA; GILBERTSON, 2016).

3.5 Métodos de controle de *B. tabaci*

Os surtos epidêmicos de viroses acometendo o feijoeiro comum e o tomateiro no Brasil mostram que controlar o vetor, de forma efetiva, ainda é um desafio. O banco de germoplasma de *P. vulgaris* não possui no mercado cultivares que sejam resistentes ao BGMV. No que diz respeito ao tomateiro, algumas cultivares resistentes à infecção por begomovirus já estão sendo comercializadas e apesar de possuírem moderado grau de resistência, essas cultivares mostram sintomas leves e conseguem expressar produtividades aceitáveis em campos infestados por mosca-branca. Como medidas adicionais para ambas as culturas se têm os períodos livres de hospedeiros de mosca-branca, onde a sustentação lógica para o ato é a redução drástica no número de hospedeiros preferenciais no campo com a consequente redução na transferência do vírus para a prole dos vetores (INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016).

Antes da expansão do uso da irrigação por pivôs na região central do Brasil, nos meses de maio a outubro não haviam cultivos, pois a região é predominantemente seca nessa época. Com o crescimento no uso da irrigação, surgiu a safra de inverno e com ela houve um aumento no número de plantas hospedeiras de mosca-branca, o que permite que os insetos mantenham seu ciclo biológico por quase todo o período do ano (FARIA e YOKOYAMA, 2008).

No Brasil é proibido o crescimento de plantas de feijão nas lavouras, no período de 05 de setembro a 05 de outubro de todo ano, nas principais regiões produtoras de feijão do Brasil central. A agrodefesa do estado de Goiás determina que as mudas de tomate só sejam transplantadas para o campo durante o período de 1 de fevereiro até 30 de junho de cada ano e a colheita deve terminar em novembro, o que permite uma janela de dois meses, sem o cultivo da cultura. Tais medidas devem atrasar o aparecimento do vírus, o que dificulta o aparecimento de infecções precoces (INOUE-NAGATA; LIMA; GILBERTSON, 2016).

Além dos controles legislativo e por genótipos resistentes, de acordo com Silva et al. (2017), existem outras alternativas de controle que podem ser usadas, entre elas: o controle cultural, o controle químico e o controle biológico.

3.5.1 Controle químico

Sabendo-se que não há medidas de controle curativas para begomoviroses, o uso de táticas curativas direcionadas ao vetor é o mais usual. Devido ao enorme dano causado a presença de um único inseto adulto por planta determina a adoção do controle químico (BYRNE e BELLOWS JR, 1991). Para Costa (1976), os inseticidas dificilmente são capazes de controlar as moscas de maneira suficientemente rápida para evitar a inoculação das partículas virais nas plantas das quais o inseto se alimenta. Mesmo que as pesquisas tenham avançado nas últimas décadas, as abordagens utilizadas para tentar controlar os insetos vetores e a disseminação de viroses continuam sendo as mesmas (NAVAS-CASTILLO; FIALLO-OLIVÉ e SÁNCHEZ-CAMPOS, 2011).

Tendo o controle químico como prática mais usual, o uso de neonicotinóides, juvenóides reguladores de crescimento e inibidores do processo de alimentação é comum na tentativa de conter o inseto. Esses grupos atacam as pragas em diferentes estágios, porém o foco principal tem sido os adultos, o que provavelmente explica a baixa eficiência no controle dos insetos em grande parte das situações. Comumente ouvem-se reclamações a respeito de formulados que não são mais eficientes e que exigem doses cada vez mais elevadas para matar os insetos, fato que sugere o uso indiscriminado de um mesmo grupo químico por repetidas vezes, selecionando indivíduos resistentes nas populações de insetos existentes no campo. Dosagem, modo e momento de aplicação também devem ser avaliados para se obter a máxima eficiência dos inseticidas (INOUE-NAGATA; LIMA e GILBERTSON, 2016).

Dados do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) (BRASIL, 2017) demonstram que dentre os produtos registrados para o controle de *B. tabaci* no tomate 61% são neonicotinóides e organofosforados, enquanto que para *B. tabaci* biótipo B, 72% são pertencentes a esses grupos. No que tange ao feijão comum, para o controle de *B. tabaci*, 71% dos produtos são neonicotinóides e organofosforados e 58% dos produtos direcionados ao controle de *B. tabaci* biótipo B, 58 % são representados apenas por neonicotinóides.

Para Mesquita et al. (2001) o controle químico é uma boa ferramenta a ser usada, mas deve vir acompanhado de outras, dentro de um programa de manejo integrado, pois a mosca-branca é uma praga que adquire resistência a inseticidas com muita rapidez, o que pode ser

parcialmente superado pela rotação de grupos químicos, e conseqüentemente, de modos de ação. Todavia, a pequena disponibilidade de modos de ação registrados para o controle desse inseto limita essa prática.

Além do mais, Esashika (2014) ao estudar a eficiência de controle de *B. tabaci* biótipo B e a redução na incidência e severidade de begomovirose no tomateiro em virtude do controle do vetor com 10 diferentes ingredientes ativos (i.a.s) observou que mesmo obtendo eficiência de 100% de controle do inseto quando se utilizou determinados i.a.s após 120 h de contato com o produto, a incidência da begomovirose foi reduzida em no máximo em 50%. Desta forma, fica evidente que o controle químico direcionado à fase ativa do inseto (adultos) que é capaz de se dispersar e disseminar a virose, não tem se configurado como uma estratégia adequada. Nesse sentido, a busca por controle das formas com habilidade restrita de dispersão (ovos e ninfas) pode, caso se obtenha controle satisfatório, limitar a disseminação dessas viroses.

Outros trabalhos já realizados com o objetivo de avaliar a ação ovicida e ninficida de inseticidas já usados para o controle de *B. tabaci* obtiveram eficiência variável (VALLE; LOURENÇÃO e NOVO, 2002; KONTSEDALOV et al., 2009; XIE et al., 2014).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Aquisição e infestação das mudas

As moscas brancas utilizadas para infestação foram provenientes de criação massal mantida em casa de vegetação localizada na Embrapa Hortaliças, Gama, DF. De forma sintética, a alimentação e oviposição destes insetos é realizada em plantas de couve comum (*Brassica oleracea* L. var. *acephala* Brassicaceae) e fumo (*Nicotiana tabacum* L. Solanaceae) mantidas em vasos de 5 L. A espécie em questão é *B. tabaci* biótipo B cuja biotipagem foi feita de acordo com metodologia de De Barro et al. (2003) e Hadjistylli et al. (2014).

O genótipo de repolho (*Brassica oleraceae* var. *capitata* L. Brassicaceae) utilizado neste experimento foi o Astrus Plus (Semini®), sendo que a formação de mudas foi realizada em bandejas plásticas flexíveis de 200 células. Cada bandeja foi preenchida com substrato comercial para a produção de mudas de hortaliças (Plantmax®) e em cada célula foi depositada uma semente. Vinte dias após a semeadura, estas mudas foram destinadas à casa de vegetação

altamente infestada com mosca branca para a realização da oviposição e posterior tratamento com as caldas inseticidas, permanecendo neste ambiente por dois dias.

4.2 Tratamentos e delineamento

Os inseticidas testados foram: 1) Orthene 750 BR [i.a.: Acefato (750 g kg^{-1}) + silicato de alumínio ($225,5 \text{ g kg}^{-1}$); Grupo Químico (G.Q.): Organofosforado, Arysta LifeScience]; 2) Actara 250 WG [i.a.: Tiametoxam (250 g L^{-1}); G.Q.: Neonicotinóide, Syngenta]; 3) Tiger 100 EC [i.a.: Piriproxifem (100 g L^{-1}) + Xileno (800 g L^{-1}); G.Q.: Éter piridiloxipropílico, Ihara]; 4) Termiex 2,5 CE [i.a.: Fipronil, (25 g L^{-1}); G.Q.: Fenil Pirazol, Tecnocell]; 5) Lannate BR [i.a.: Metomil (215 g L^{-1}); G.Q.: Metilcarbamato de oxima, DuPont] e Keshet 25 EC [i.a.: Deltametrina (25 g L^{-1}); G.Q.: Piretróide, Adama], nas seguintes concentrações: 0,835 g, 0,1 g, 0,375 mL, 7,5 mL, 2 mL e 1,5 mL, respectivamente, sendo usada água tratada (de torneira) como testemunha no mesmo volume empregado para preparação das caldas (500 mL). Os tratamentos foram dispostos no delineamento inteiramente casualizado com dez repetições.

4.3 Implantação do ensaio

No dia 1º de novembro de 2017, as mudas contendo os ovos de *B. tabaci* biótipo B contidas em tubetes plásticos foram destinadas ao Laboratório de Proteção de Plantas da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAV) da Universidade de Brasília (UnB), Brasília, DF, para tratamento com as caldas inseticidas.

Antes do tratamento das mudas com as caldas inseticidas, selecionou-se uma folha completamente expandida a partir do ápice das plantas e realizou-se a contagem de ovos presentes nessas folhas. A contagem dos ovos foi realizada sob lupa bilocular Nikon, modelo SMZ 645, aumento de 40x. Em seguida, os tubetes foram devidamente identificados em relação ao número do tratamento e a repetição.

Para preparação das caldas inseticidas os produtos que possuíam formulação em pó foram devidamente pesados em balança de precisão, marca BEL, modelo M-6202. Foram empregadas pipetas manuais de 10 e 20 mL de capacidade para medição do volume dos produtos que apresentavam formulação líquida. O volume de água para cada tratamento foi aferido com provetas e destinado à beakers de 500 mL de capacidade. A mistura da calda ocorreu sob capela, seguida da imediata imersão das folhas selecionadas. A folha previamente

selecionada de cada muda foi totalmente emergida e mantida dentro da calda por 10 segundos, retirada, sendo a muda devolvida à bandeja de suporte onde permaneceu para secagem por 5 minutos.

Para cada tratamento, cinco das dez plantas tratadas foram mantidas sem proteção para que a emergência de ninfas fosse acompanhada a cada dois dias. As folhas tratadas das cinco plantas remanescentes foram protegidas com gaiolas de organza de 12 x 20 cm (largura x comprimento) e fixadas no pecíolo da folha através fita-viés de cetim, para acompanhamento da emergência de adultos.

As parcelas testemunhas foram tratadas apenas com água, sendo submetidas às mesmas condições descritas para as demais.

Durante todo o período de avaliação as mudas foram mantidas no interior do Laboratório de Proteção de Plantas, sendo irrigadas diariamente, no período da tarde. Durante o dia, as luzes do laboratório foram mantidas acesas para garantir o fotoperíodo necessário ao desenvolvimento das plantas. A temperatura e a umidade relativa foram constantemente monitoradas diariamente.

4.4 Avaliação da emergência de ninfas e adultos

Nas plantas tratadas e cujas folhas não foram confinadas em gaiolas de organza, um dia após o tratamento deu-se início à contagem das ninfas emergidas. Para isso, utilizou-se lupa bilocular do mesmo modelo e com a mesma regulagem, descrita acima. A avaliação da emergência de ninfas prosseguiu em caráter diário sendo mantida por 13 dias após o tratamento, em concordância com os valores encontrados por Toscano et al. (2016), de até aproximadamente 13 dias de incubação dos ovos nos momentos mais frios. Essas plantas foram usadas para avaliar a ação ovicida dos produtos testados.

Nas plantas tratadas e cujas folhas foram confinadas em gaiolas de organza, aos 22 dias após o tratamento das plantas, coincidente com a emergência dos primeiros adultos, iniciou-se a avaliação do número de adultos emergidos, sendo realizada a cada 2 dias. Essa avaliação prolongou-se até vigésimo-nono dia após o tratamento das plantas, em concordância com os dados de Toscano et al. (2016), que encontraram período de incubação + período ninfal de até aproximadamente 33 dias, durante os dias mais frios. Após a contagem, as gaiolas de organza foram removidas e os adultos emergidos liberados, seguido da recolocação das gaiolas nas folhas. Esses dados foram usados para estimar a ação ovicida + ninficida dos produtos.

Os dados das plantas mantidas sem proteção (sem gaiola de organza) e referentes à última avaliação da emergência de ninfas foram divididos pela quantidade de ovos contabilizada previamente ao tratamento e multiplicados por 100. Em seguida, foram corrigidos para a mortalidade ocorrida na testemunha através da fórmula de Schenneider-Orelli (Püntener, 1981):

$$\text{Mortalidade corrigida (\%)} = \left(\frac{M_{\text{trat}} - M_{\text{test}}}{100 - M_{\text{test}}} \right) * 100$$

Onde: $M_{\text{corrigida}}$: mortalidade no tratamento corrigida pela testemunha (%); M_{trat} : mortalidade no tratamento (%); M_{test} : mortalidade na testemunha (%).

4.5 Análises estatísticas

Os dados referentes à mortalidade de ovos corrigida para a mortalidade ocorrida na testemunha (%) e relativos ao número de ovos, ninfas e adultos contabilizados nos diferentes tratamentos foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA), seguida de teste Tukey a $p \leq 0,05$, empregando-se o SAS software (SAS, 2002).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram observadas diferenças significativas ($p \leq 0,05$) para o número de ovos e ninfas nos seis tratamentos contendo inseticida em comparação à testemunha (Figura 1), nas plantas que não foram protegidas com gaiolas de organza. Analisando apenas os tratamentos envolvendo inseticidas, não foram observadas diferenças significativas ($p \leq 0,05$) entre o número médio de ovos e ninfas de *B. tabaci* biótipo B (Figura 1). A viabilidade natural dos ovos de mosca branca na testemunha foi de 92%, resultado semelhante ao encontrado por Valle, Lourenção e Novo (2002).

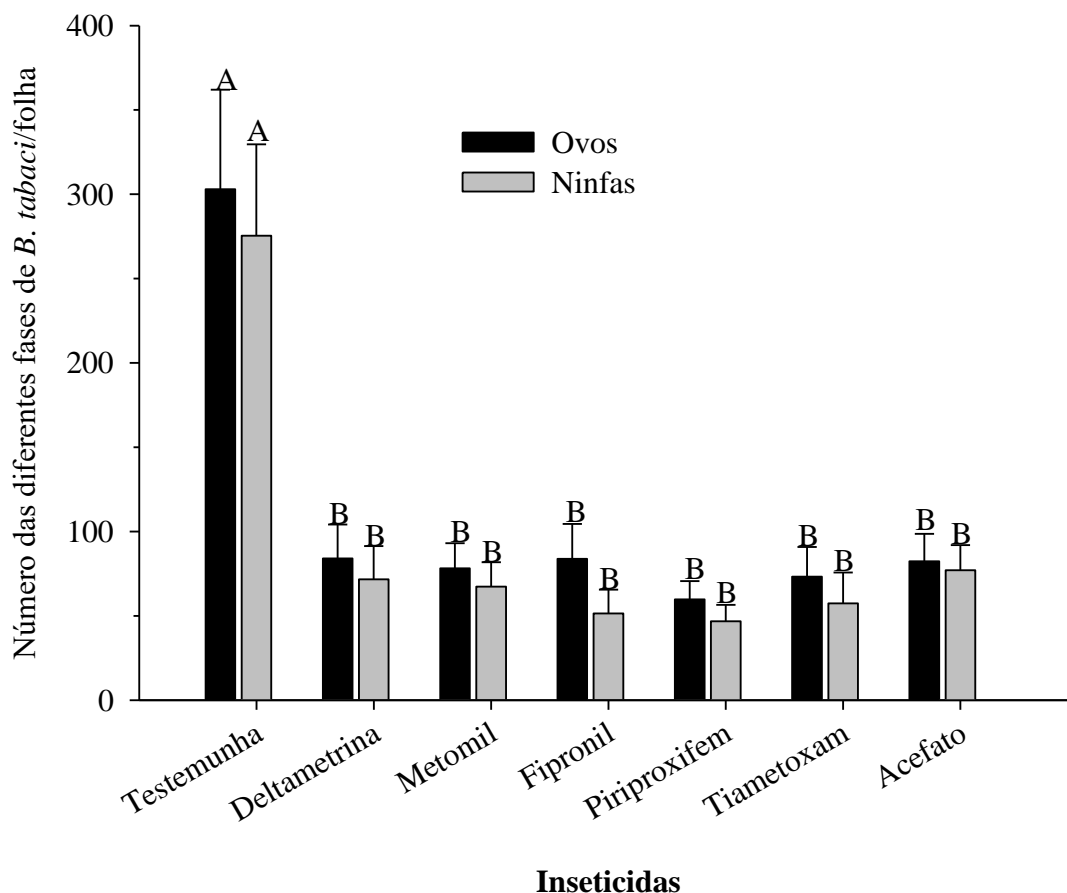


Figura 1. Média do número de ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) \pm EPM em folhas de repolho tratadas com diferentes inseticidas e não protegidas com gaiolas de organza. Média da temperatura e umidade relativa registradas nos dias de contagem: $25,9\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 0,2\text{ }^{\circ}\text{C}$ e $66,1\text{ \%} \pm 1\%$, respectivamente. *Médias seguidas pela mesma letra em barras de mesma cor, não diferem estatisticamente entre si pelo teste Tukey a $p \leq 0,05$.

Os dados de mortalidade de ovos corrigida pela testemunha estão representados na Figura 2, onde não foram observadas diferenças significativas ($p \leq 0,05$) entre os inseticidas utilizados neste estudo. De uma maneira descritiva, a mortalidade de ovos proporcionada pelos tratamentos foi baixa (variou de 4 a 30%), sendo o maior percentual observado para o fipronil e o menor tendo ocorrido no acefato. Apesar da importância econômica da mosca branca no Brasil, escassos são os estudos na literatura sobre a atividade ovicida de inseticidas a *B. tabaci* biótipo B, não sendo possível averiguar, tendo por base outros ensaios, a eficiência do fipronil na mortalidade de ovos. Com relação aos inseticidas acefato e piriproxifem, as tendências observadas neste estudo são semelhantes para o primeiro composto e opostas para o segundo

composto em comparação ao encontrado por Valle, Lourenção e Novo (2002) e Ishaaya e Horowitz (1995).

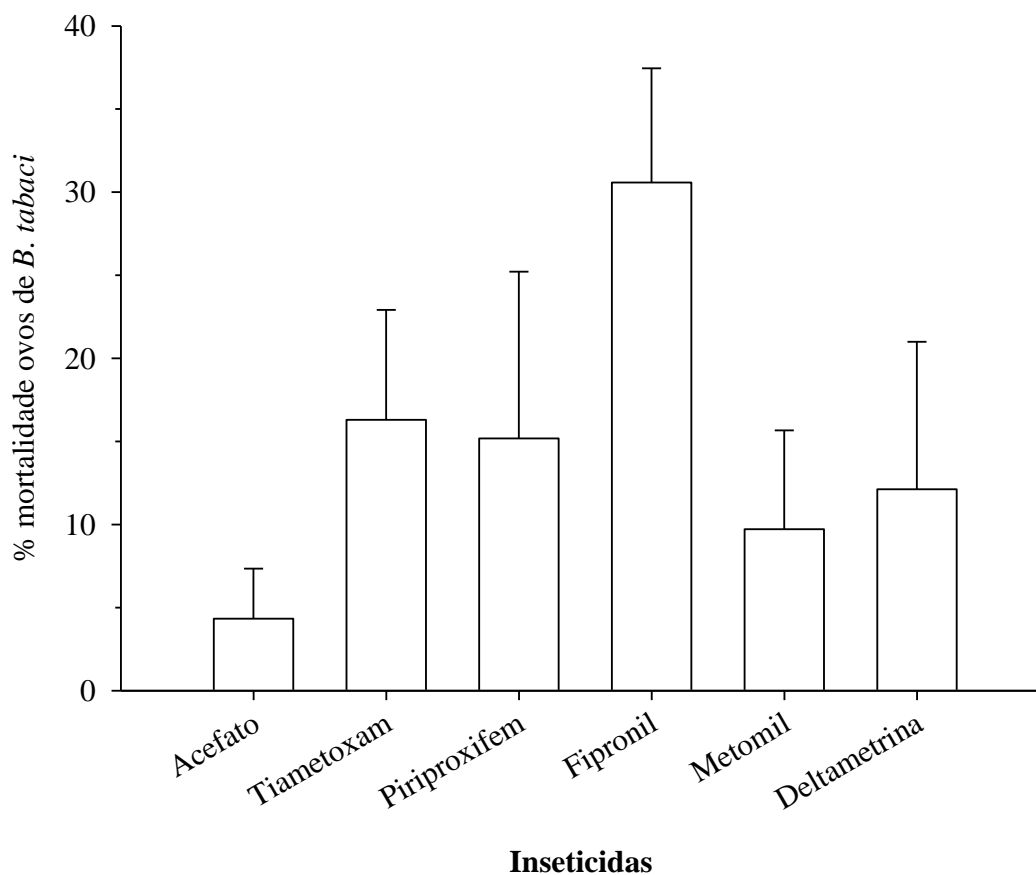


Figura 2. Mortalidade (%) de ovos de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) \pm EPM, corrigida para a mortalidade ocorrida na testemunha, quando tratados com diferentes inseticidas. Média da temperatura e umidade relativa registradas nos dias de contagem: 25,9 °C \pm 0,2 °C e 66,1 % \pm 1%, respectivamente.

Com relação ao número médio de ovos de *B. tabaci* biótipo B em folhas tratadas ou não com inseticidas e protegidas com gaiolas de organza, foram observadas diferenças significativas ($p \leq 0,05$) entre a testemunha e os seis tratamentos inseticidas (Figura 3). Esta tendência não foi observada para a emergência de adultos deste inseto, onde os tratamentos podem ser agrupados em três classes de acordo com esta característica: alta emergência (testemunha), emergência intermediária (todos os inseticidas exceto fipronil) e baixa emergência (fipronil) (Figura 3). De acordo com o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) (BRASIL, 2017), o fipronil não possui registro para controle de

mosca-branca. Entretanto, as informações aqui descritas são coincidentes com as observadas por Basit et al. (2011) que também observaram a alta mortalidade promovida por este i.a. Nas plantas protegidas com gaiolas de organza a emergência de ninfas não foi avaliada, apenas emergência de adultos (Figura 3), neste caso, permite inferir acerca da mortalidade proporcionada às fases de ovo e ninfa do inseto. Desta forma, os demais inseticidas testados, com exceção do fipronil, proporcionaram mortalidade mais expressiva da fase de ninfa, tendo em vista que no ensaio em que as folhas não foram protegidas com gaiolas de organza a mortalidade de ovos causada por esses inseticidas e estimada a partir da emergência de ninfas, foi marginal. Ainda assim, essa mortalidade foi baixa, considerando que houve emergência de 20 a 34 adultos a partir da oviposição de uma folha. Nesse aspecto, os produtos com maior ação ninficida foram o piriproxifem e o acefato (Figura 3).

O piriproxifem é um inseticida que atua como análogo do hormônio juvenil de insetos, sendo, portanto, sua ação de controle direcionada à fase de ninfa (ISHAAYA e HOROWITZ, 1995), o que explica os resultados encontrados no presente estudo. Nos adultos, esse inseticida suprime oviposição (ISHAAYA e HOROWITZ, 1995).

O acefato se liga à enzima acetilcolinesterase, impedindo que ela degrade o neurotransmissor acetilcolina que se acumula nas sinapses e causa a morte do inseto por hiperexcitação (CHRISTIANSEN et al., 2011). Desta forma possui ação tanto sobre ninfas quanto sobre adultos. Todavia, Esashika (2014) ao testar vários inseticidas no controle de adultos de *B. tabaci* biótipo B, observou que o acefato foi um dos que proporcionou a menor mortalidade de adultos e Valle, Lourenção e Novo (2002) observaram pequena ação ninficida desse i.a. sobre *B. tabaci* Biótipo B. A mortalidade proporcionada à fase de ninfa por esse i.a. e descrita nesse trabalho, apesar de ter sido uma das maiores também não foi considerada satisfatória.

Desta forma, há pequena aplicabilidade do uso isolado desses i.a.s no manejo das fases de *B. tabaci* biótipo B que menos contribuem para a disseminação de viroses – ovos e ninfas. Estudos adicionais devem considerar a associação com sinergistas tais como os óleos minerais ou vegetais, bem como considerar outras faixas de concentração para avaliação.

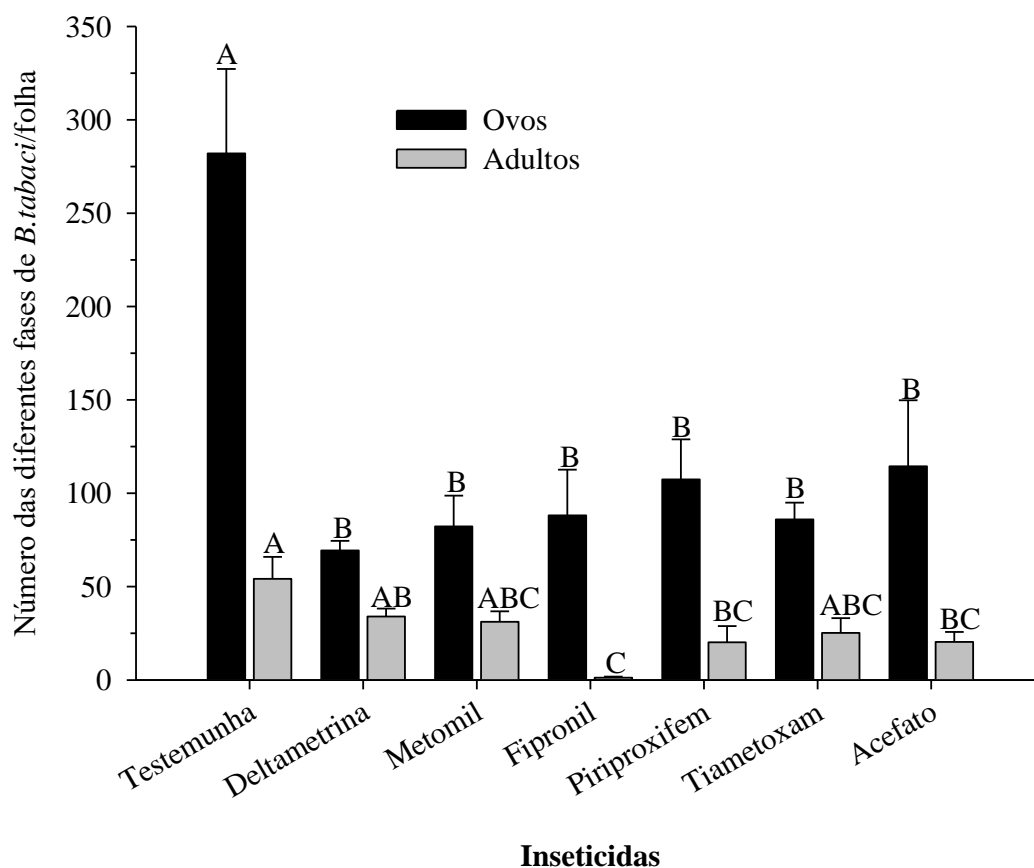


Figura 3. Média do número de ovos e adultos de *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) \pm EPM em folhas de repolho tratadas com diferentes inseticidas e protegidas com gaiolas de organza. Média da temperatura e umidade relativa registradas nos dias de avaliação: $25,9\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 0,2\text{ }^{\circ}\text{C}$ e $66,1\text{ \%} \pm 1\text{ \%}$, respectivamente *Médias seguidas pela mesma letra em barras de mesma cor, não diferem estatisticamente entre si pelo teste Tukey a $p \leq 0,05$.

6. CONCLUSÕES

- ✓ Os inseticidas dos grupos químicos: neonicotinóide, piretróide, organofosforado, éter piridiloxipropílico, pirazol e carbamato não apresentaram efeito ovicida satisfatório em ovos de mosca branca com 1 e 2 dias de idade;
- ✓ Os inseticidas dos grupos químicos: neonicotinóide, piretróide, organofosforado, éter piridiloxipropílico, pirazol e carbamato não apresentaram efeito ninficida satisfatório para mosca branca;
- ✓ O inseticida Fipronil foi o que apresentou maior atividade ovicida e ninficida,

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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

ALBERGARIA, N.M.M.S.; CIVIDANES, F.J.; DÓRIA, H.O.S. Tabela de vida ecológica de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v.32, n.4, p.559-563, 2003.

BASIT, M. et al. Cross-resistance, inheritance and stability of resistance to acetamiprid in cotton whitefly, *Bemisia tabaci* Genn (Hemiptera: Aleyrodidae). **Crop Protection**, v.30, n.6, p.705-712, 2011.

BOSCO, D.; MASON, G.; ACCOTTO, G.P. TYLCSV DNA, but not infectivity, can be Transovarially inherited by the progeny of the whitefly vector *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Virology**, v.323, p.276-283, 2004.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). **Agrofit**: sistema de agrotóxicos fitossantinários. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em 09 de dezembro de 2017.

BROWN, J.K. Taxonomy, Molecular systematics, and gene flow in the *Bemisia tabaci* complex and *Bemisia* relatives. In: STANSLY, P.A.; NARANJO, S.E. **Bemisia**: bionomics and management of a global pest. Dordrecht, The Netherlands: Springer, 2009. p. 1–5.

BROWN, J.K.; FROHLICH, D.; ROSELL, R. The sweet potato or silver leaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* (Genn.), or a species complex? **Annual Review of Entomology**, v.40, n.1, p.511–534, 1995.

BUCKNER, J.S. et al. Characterization and functions of the whitefly egg pedicel. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v.49, n.1, p.22–33, 2002.

BYRNE, D.N.; BELLOWS JR, T.S. Whitefly Biology. **Annual Review of Entomology**, v.36, n.1, p.431–457, 1991.

CHRISTIANSEN et al. **Acephate technical fact sheet**; national pesticide information center, 2011. Oregon State University Extension Services. Disponível em: <http://npic.orst.edu/factsheets/archive/acephatech.html>. Acesso em 16 de dezembro de 2017.

CHU, C.C.; HENNEBERRY, T.J.; COHEN, A.C. *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae): host preference and factors affecting oviposition and feeding site preference. **Environmental Entomology**, v. 24, n. 2, p. 354-360, 1995.

COSTA, A.S. Fitoviroses do feijoeiro no Brasil. In: BULISANI, E. A. (Coord.). **Feijão: fatores de produção e qualidade**. Campinas: Fundação Cargill, 1987. p.175-256.

CUI, X. et al. Effects of heat shock on survival and fecundity of two whitefly species, *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* B-biotype. **Journal of Insect Science**, v.8, p.1–10, 2008.

CZOSNEK, H.; GHANIM, M. Back to basics: are begomoviruses whitefly pathogens?. **Journal of Integrative Agriculture**, v.11, n.2, p.225-234, 2012.

DE BARRO, P.J. *Bemisia tabaci* biotype B: a review of its biology, distribution and control. **CSIRO Australia Division of Entomology Technical Paper**, n.36, p.31-43, 1995.

DE BARRO, P.J. et al. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual Review of Entomology**, v.56, p.1–19, 2011.

DE BARRO, P.J. et al. Isolation and characterization of microsatellite loci in *Bemisia tabaci*. **Molecular Ecology Resources**, v.3, p.40-43, 2003.

ESASHIKA, D.A. de S. **Pesticidas para manejo da mosca-branca (*Bemisia tabaci*, biótipo B) visando a redução da transmissão de begomovírus ao tomateiro**. 2014. 146f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília. 2014.

FARIA, J.C. de et al. **Golden mosaic of common beans in brazil: management with a transgenic approach**. APS Features, 2016-10. Disponível em: <http://www.apsnet.org/publications/apsnetfeatures/Pages/GoldenMosaic.aspx>. Acesso em: 12 de dezembro de 2017.

FARIA, J.C. de; YOKOYAMA, M. **Integração da avaliação de danos causados pelo mosaico dourado do feijoeiro: o papel de culturas hospedeiras do vetor do vírus e manejo da praga e doença**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2008. 29 p. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 230).

FAUQUET, C.M. et al. Revised proposal for naming geminiviruses. **Archives of Virology**, v.145, p.1743-1761, 2000.

GELMAN, D.B.; BLACKBURN, M.B.; HU, J.S. Identification of the molting hormone of the sweet potato (*Bemisia tabaci*) and greenhouse (*Trialeurodes vaporariorum*) whitefly. **Journal of Insect Physiology**, v.51, n.1, p.47-53, 2005.

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

GERLING, D.; HOROWITZ, A.R.; BAUMGAERTNER, J. Autecology of *Bemisia tabaci*. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v.17, n.1-2, p.5-19, 1986.

GILBERTSON, R.L.; ROJAS, M.; NATWICK, E. Development of integrated pest management (IPM) strategies for whitefly (*Bemisia tabaci*)-transmissible geminiviruses. In: THOMPSON, W.M.O. **The whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) interaction with geminivirus-infected host plants**. Dordrecht, The Netherlands: Springer, 2011. p.323-356.

GIORDANO, L.D.B. et al. Efeito da infecção precoce por *Begomovirus* com genoma bipartido em características de frutos de tomate industrial. **Horticultura Brasileira**, v.23, n.3, p.815-818, 2005.

GLOBAL INVASIVE SPECIES DATABASE. *Bemisia tabaci*. Disponível em: <http://www.iucngisd.org/gisd/speciesname/Bemisia+tabaci>. Acesso em: 09 de Dezembro de 2017.

HADJISTYLLI, M. et al. Isolation and characterization of nine microsatellite loci from *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) Biotype B. **Journal of Insect Science**, v.14, p. 148-151, 2014.

HAJI, F.N.P. et al. **Manejo da mosca-branca na cultura do tomate**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2005. 16 p. (Embrapa Semiárido. Circular Técnica, 81).

HILJE-QUIRÓS, L. Aspectos bioecológicos de *Bemisia tabaci* en Mesoamérica. Bioecological aspects of *Bemisia tabaci* in Mesoamerica. **Manejo Integrado de Plagas**, v.35, p.46-54, 1995.

INOUE-NAGATA, A.K.; LIMA, M.F.; GILBERTSON, R.L. A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: current status and approaches for management. **Horticultura Brasileira**, v.34, n.1, p.8-18, 2016.

ISHAAYA, I.; HOROWITZ, A.R. Pyriproxyfen, a novel insect growth regulator for controlling whiteflies: mechanisms and resistance management. **Pest Management Science**, v.43, n.3, p.227-232, 1995.

KONTSEDALOV, S. et al. Toxicity of spiromesifen to the developmental stages of *Bemisia tabaci* biotype B. **Pest Management Science**, v.65, n.1, p.5-13, 2009.

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

MESQUITA, A.L.M. et al. **Efeito de inseticidas no controle da mosca-branca na cultura do melão**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2001. 4p. (Embrapa Agroindústria Tropical. Comunicado técnico, 56).

MOUND L.A.; HALSEY S.H. **Whitefly of the World: a systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data**. Chichester, UK: John Wiley and Sons, 1978. 340p.

NARANJO S.E. et al. 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, The Netherlands: Springer, 2009. p.185-226.

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. PAULSON, G.S.; BEARDSLEY, J.W.; Whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) egg pedicel insertion into host plant stomata. **Annals of the Entomological Society of America**, v.78, n.4, p.506-508, 1985.

- PERRING, T.M. The *Bemisia tabaci* species complex. **Crop Protection**, v.20, n.9, p.725-737, 2001.
- PÜNTENER, W. **Manual for field trials in plant protection**. Basel: Ciba-Geigy Limited., 1981. 271p.
- ROOPA, H.K. et al. Estimation of sugars and volatiles in the Honeydew of *Bemisia tabaci* genetic groups Meam-I and Asia-I. **Integrity Research Journals**, v.1, p.66-73. 2016.
- ROSEN, R. et al. Persistent, circulative transmission of begomoviruses by whitefly vectors. **Current Opinion in Virology**, v. 15, p.1-8, 2015.
- SANTOS, C.D.G.; DE AVILA, A.C.; RESENDE, R.O. Estudo da interação de um begomovírus isolado de tomateiro com a mosca branca. **Fitopatologia Brasileira**, v.28, p.664-673, 2003.
- SAS. 2002. **The SAS system**. Version 9.00. Cary: SAS Institute.
- SILVA, A.G. da et al. Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn. (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **EntomoBrasilis**, v.10, n.1, p.01-08, 2017.
- SILVA, A.G. et al. Dinâmica populacional de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro. **EntomoBrasilis**, v.7, n.1, p.5-11, 2014.
- STANSLEY, P.A.; NARANJO, S.E. **Bemisia: bionomics and management of a global pest**. Dordrecht, The Netherlands: Springer, 2009. 528p.
- TAVARES, A.P.; SALLES, R.F. de M.; OBRZUT, V.V. Efeito ovicida de nim, citronela e sassafrás sobre a mosca branca *Bemisia* spp. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, v.8, n.2, p.153-159, 2010.
- TOSCANO, L.C. et al. Biologia de *Bemisia tabaci* (genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em genótipos de tomateiro em duas épocas. **Revista de Agricultura Neotropical**, v.3, n.4, p.1-6, 2016.
- VALLE, G.E. do; LOURENÇÃO, A.L.; NOVO, J.P.S. Controle químico de ovos e ninfas de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Scientia Agrícola**, v.59, n.2, p.291-294, 2002.
- VILLAS BÔAS, G.L. et al. **Manejo integrado da mosca-branca *Bemisia argentifolii***. Brasília: Embrapa Hortaliças, 1997. 12p. (Embrapa Hortaliças. Circular técnica, 9).
- VILLAS BÔAS, G.L. **Manejo integrado de mosca-branca**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2005. 6 p. (Embrapa Hortaliças. Comunicado Técnico, 30).
- WANG, X.; YANG, N. The Whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius). In: WAN, F.; JIANG, M.; ZHAN, A. **Biological invasions and its management in China**. Dordrecht, The Netherlands: Springer, 2017. p.159-182.

WEI, J. et al. Vector development and vitellogenin determine the transovarial transmission of begomoviruses. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.114, n.26, p.6746-6751, 2017.

XIE, W. et al. Sensitivity of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to several new insecticides in China: effects of insecticide type and whitefly species, strain, and stage. **Journal of Insect Science**, v.14, n.1, p.1-7, 2014.

ZAIDI, S.S.E.A.; BRIDDON, R.W.; MANSOOR, S. Engineering dual begomovirus-*Bemisia tabaci* resistance in plants. **Trends in Plant Science**, v.22, n.1, p.6-8, 2017.

ZEIDAN, M.; CZOSNEK, H.; Acquisition of tomato yellow leaf curl virus by the whitefly *Bemisia tabaci*. **Journal of General Virology**, v.72, n.11, p.2607-2614, 1991.