



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS – UFAL
CENTRO DE ENGENHARIAS E CIÊNCIAS AGRÁRIAS-CECA
PPG EM PROTEÇÃO DE PLANTAS



Valdemir Albuquerque da Silva Junior

**Transmissão de *Begomovirus* a leguminosas e ação inseticida de extratos de *Annona*
sobre *Bemisia tabaci***

**RIO LARGO
2024**

Valdemir Albuquerque da Silva Junior

Transmissão de *Begomovirus* a leguminosas e ação inseticida de extratos de *Annona* sobre *Bemisia tabaci*

Tese de Doutorado apresentado ao Curso de Pós-Graduação em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Alagoas como requisito parcial para a obtenção do grau de Doutor em Proteção de Plantas.

Orientador (a): Prof^a. Dr^a. Sarah Jacqueline Cavalcanti da Silva

Co-orientador (a): Prof. Dr. Francisco Murilo Zerbini

Co-orientador (a): Dr^a. Anelise Franco Orílio

RIO LARGO
2024

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Campus de Engenharias e Ciências Agrárias – CECA
Bibliotecário Responsável: Erisson Rodrigues de Santana
CRB - 1512

S586t Silva Junior, Valdemir Albuquerque da.

Transmissão de *Begomovirus* a leguminosas e ação inseticida de extratos de *Annona* sobre *Bemisia tabaci*. / Valdemir Albuquerque da Silva Junior. – 2024.

72 f.: il.

Orientador (a): Sarah Jacqueline Cavalcanti da Silva

Co-orientador (a): Francisco Murilo Zerbini

Co-orientador (a): Anelise Franco Orílio

Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) – Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, Campus de Engenharias e Ciências Agrárias, Universidade Federal de Alagoas. Rio Largo, 2024.

Inclui Bibliografia

1. Adaptabilidade. 2. *Begomovirus*. 3. *Annonaceae*. 4. Controle alternativo. 5. Mosca-branca.

CDU:634.41

Valdemir Albuquerque da Silva Junior

Transmissão de *Begomovirus* a leguminosas e ação inseticida de extratos de *Annona* sobre *Bemisia tabaci*

Tese submetida ao corpo docente do
Programa de Pós-Graduação em
Proteção de Plantas Centro De
Engenharias e Ciências Agrárias da
Universidade Federal de Alagoas.

Documento assinado digitalmente
 SARAH JACQUELINE CAVALCANTI DA SILVA
Data: 17/04/2024 14:42:15-0300
Verifique em <https://validar.itu.gov.br>

Prof.^a. Dr.^a. Sarah Jacqueline Cavalcanti da Silva (Orientadora)

Banca Examinadora:



Prof. Dr. Adriano Márcio Freire Silva – Universidade Federal de Alagoas
(Examinador Interno)

Documento assinado digitalmente
 AYANE FERNANDA FERREIRA QUADROS
Data: 06/04/2024 09:54:05-0300
Verifique em <https://validar.itu.gov.br>

Dr.^a. Ayane Fernanda Ferreira Quadros – Universidade Federal de Viçosa
(Examinador Externo)

Documento assinado digitalmente
 LEONARDO DA FONSECA BARBOSA
Data: 04/04/2024 14:04:07-0300
Verifique em <https://validar.itu.gov.br>

Prof. Dr. Leonardo da Fonseca Barbosa - Instituto Federal do Sudeste de Minas Gerais, Campus Rio
Pomba
(Examinador Externo)

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por todas as conquistas e por me conceder a esperança de que tudo ocorre conforme sua vontade.

Expresso minha gratidão especial aos meus familiares, em particular à minha querida avó Valdeci Albuquerque, por ser um exemplo de pessoa, e aos meus pais por todo o incentivo. Agradeço à minha orientadora, Professora Doutora Sarah Jacqueline Cavalcanti da Silva, pelos ensinamentos e pela confiança depositada em mim.

Ao Prof. Dr. Francisco Murilo Zerbini, agradeço por me proporcionar a oportunidade de desenvolver o projeto em um laboratório tão bem conceituado, e também por todo o conhecimento compartilhado.

Expresso meu agradecimento mais do que especial à Dra. Anelise Franco Orílio por ter me direcionado quando mais precisei, por ter tido a paciência de me ensinar, pelos conselhos valiosos e pela amizade sincera.

Agradeço aos amigos do Laboratório de Ecologia e Evolução de Vírus da Universidade Federal de Viçosa pelas trocas de experiências e pelo convívio diário.

Ao Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas do Centro de Engenharias e Ciências Agrárias (CECA) da Universidade Federal de Alagoas, assim como ao CNPQ, agradeço pela bolsa concedida.

A todos, meu muito obrigado!

RESUMO GERAL

Os begomovírus (gênero *Begomovirus*, família *Geminiviridae*), destacam-se como agentes virais de extrema relevância para as plantas, acarretando prejuízos econômicos e sociais em âmbito global. No cenário agrícola brasileiro, o bean golden mosaic virus (BGMV) destaca-se como uma das maiores preocupações para a cultura do feijoeiro, enquanto o macroptilium yellow spot virus (MaYSV) vem emergindo como um potencial ameaça para os feijoeiros na região Nordeste. Esses vírus são transmitidos de maneira persistente-circulativa por insetos do complexo *Bemisia* spp. (mosca-branca) e têm a capacidade de infectar uma ampla variedade de plantas dicotiledôneas. A resistência a uma variedade de grupos químicos de inseticidas tem sido um desafio relevante no controle da mosca-branca. Diante desse cenário, os inseticidas de origem vegetal surgem como opções sustentáveis para o manejo de insetos-praga, contribuindo para reduzir a dependência indiscriminada de inseticidas sintéticos nas culturas. Um dos objetivos deste estudo foi avaliar a ação inseticida de extratos etanólicos de *Annona muricata* (graviola) e *A. squamosa* (pinha) em insetos adultos de mosca-branca. Foram utilizadas concentrações de 2, 4, 6, 8 e 10 g/L nos bioensaios para avaliar o efeito letal por contato, o tempo letal e o efeito sistêmico em plantas de *Sida* sp. Em geral, o extrato de *A. squamosa* demonstrou ser mais tóxico em comparação com o de *A. muricata*. Após 72 horas, a mortalidade foi de 72% nos insetos adultos tratados com extrato de *A. muricata* e 99% nos tratados com extrato de *A. squamosa*. O extrato de *A. squamosa* também mostrou uma ação mais rápida, com 50% de mortalidade em 4,67 horas, enquanto o extrato de *A. muricata* levou 5,24 horas. Na avaliação sistêmica, o extrato de *A. squamosa* demonstrou uma eficácia consideravelmente superior em concentrações mais baixas em comparação com o extrato de *A. muricata*. No entanto, após 72 horas, não houve diferença significativa na mortalidade observada, que foi de 81% para graviola e 84% para pinha em adultos de mosca-branca. Os resultados apontam que o extrato de *A. squamosa* atua de forma mais rápida e eficaz, resultando em uma mortalidade mais elevada e rápida nos adultos de mosca-branca. Demonstrando o potencial desses extratos como uma alternativa promissora para o controle da mosca-branca. Em adição, outro objetivo foi avaliar a capacidade de clones infecciosos de BGMV e MaYSV em causar infecção sistêmica em feijão-comum (*Phaseolus vulgaris*), feijão-fava (*P. lunatus*) e *Macroptilium lathyroides*. Para isso, foram realizados ensaios tanto de infecção simples quanto mista. Os experimentos consistiram na inoculação de clones infecciosos dos vírus BGMV e MaYSV utilizando a técnica de biobalística. Além disso, foram realizados ensaios de transmissão usando a mosca-branca *B. tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1), utilizando plantas de feijão-comum infectadas com cada vírus, tanto em infecções simples quanto mistas, para plantas hospedeiras sadias. Os resultados obtidos indicaram que a capacidade do BGMV em causar infecção sistêmica nas três plantas hospedeiras foi superior à do MaYSV. A taxa de transmissão do BGMV para feijoeiros foi de 60%, enquanto para *M. lathyroides* foi de 70%. Além disso, as infecções mistas foram observadas apenas em plantas de feijão-comum. Esses resultados indicam que o BGMV continua sendo uma ameaça mais relevante, possivelmente mais disseminado e com um impacto mais expressivo nessas plantas hospedeiras.

Palavras-Chave: Adaptabilidade, *Begomovirus*, *Annonaceae*, controle alternativo, mosca-branca.

ABSTRACT

The begomoviruses (genus *Begomovirus*, family *Geminiviridae*) stand out as viral agents of extreme relevance to plants, causing economic and social losses on a global scale. In the Brazilian agricultural scenario, the bean golden mosaic virus (BGMV) stands out as one of the major concerns for bean cultivation, while the macroptilium yellow spot virus (MaYSV) is emerging as a potential threat to beans in the Northeast region. These viruses are transmitted in a persistent-circulative manner by insects of the *Bemisia* spp. complex (whiteflies) and have the ability to infect a wide variety of dicotyledonous plants. Resistance to a variety of chemical groups of insecticides has been a significant challenge in whitefly control. Given this scenario, plant-derived insecticides emerge as sustainable options for pest management, helping to reduce indiscriminate dependence on synthetic insecticides in crops. One of the objectives of this study was to evaluate the insecticidal action of ethanolic extracts from *Annona muricata* (soursop) and *A. squamosa* (sugar apple) on adult whiteflies. Concentrations of 2, 4, 6, 8, and 10 g/L were used in bioassays to evaluate the lethal effect by contact, lethal time, and systemic effect on *Sida* sp. plants. Overall, the *A. squamosa* extract proved to be more toxic compared to *A. muricata*. After 72 hours, mortality was 72% in adult insects treated with *A. muricata* extract and 99% in those treated with *A. squamosa* extract. The *A. squamosa* extract also showed a faster action, with 50% mortality in 4.67 hours, while the *A. muricata* extract took 5.24 hours. In the systemic evaluation, the *A. squamosa* extract demonstrated considerably superior efficacy at lower concentrations compared to the *A. muricata* extract. However, after 72 hours, there was no significant difference in observed mortality, which was 81% for soursop and 84% for sugar apple in adult whiteflies. The results indicate that the *A. squamosa* extract acts more quickly and effectively, resulting in higher and faster mortality in adult whiteflies, demonstrating the potential of these extracts as a promising alternative for whitefly control. Additionally, another objective was to evaluate the ability of infectious clones of BGMV and MaYSV to cause systemic infection in common bean (*Phaseolus vulgaris*), lima bean (*P. lunatus*), and *Macroptilium lathyroides*. For this purpose, both single and mixed infection assays were conducted. The experiments involved the inoculation of infectious clones of the BGMV and MaYSV viruses using the biolistic technique. Furthermore, transmission assays were conducted using the whitefly *B. tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1), using infected common bean plants with each virus, both in single and mixed infections, for healthy host plants. The results indicated that BGMV ability to cause systemic infection in the three host plants was superior to that of MaYSV. The transmission rate of BGMV to bean plants was 60%, while for *M. lathyroides*, it was 70%. Additionally, mixed infections were only observed in common bean plants. These results indicate that BGMV remains a more relevant threat, possibly more widespread, and with a more significant impact on these host plants.

Keywords: Adaptability, *Begomovirus*, *Annonaceae*, alternative control, whitefly.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Representação esquemática do genoma dos Begomovirus (Varsani et al., 2017).	17
Figura 2 Mortalidade de insetos adultos de <i>B. tabaci</i> após 24, 48 e 72 horas da aplicação dos extratos etanólicos de pinha (A-C) e graviola (D-F).	43
Figura 3. Curvas de sobrevivência e tempo letal (TL ₅₀) (média ± IC95%) de <i>B. tabaci</i> expostos por contato a CL ₉₀ dos extratos etanólico de graviola e pinha.	44
Figura 4. Mortalidade de insetos adultos de <i>B. tabaci</i> após 24, 48 e 72 horas da aplicação dos extratos etanólicos de pinha (A-C) e graviola (D-F) aplicados no solo.	46
Figura 6. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em planta de plantas de <i>M. Lathyroides</i> inoculadas via biobalístia.....	60
Figura 5. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV (A) e MaYSV (B) em plantas de feijão-comum inoculadas via biobalístia	60
Figura 7. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em plantas de feijão-fava inoculadas via biobalístia.....	61
Figura 8. Sintomas característico de infecção sistêmica mista (BGMV+MaYSV) em plantas de feijão-comum inoculadas via biobalístia.....	61
Figura 9. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em plantas de feijão-comum inoculadas via agroinoculação.	63
Figura 10. Sintomas característico de infecção sistêmica em plantas de <i>M. lathyroides</i> (A); feijão-comum (B) e feijão-fava (C) por BGMV via transmissão por <i>B. tabaci</i>	64

LISTA DE TABELA

Tabela 1 Toxicidade por contato dos extratos de <i>A. muricata</i> e <i>A. squamosa</i> sobre adultos de <i>B. tabaci</i>	42
Tabela 2. Toxicidade sistêmica de extratos de <i>A. muricata</i> e <i>A. squamosa</i> sobre adultos de <i>B. tabaci</i>	45
Tabela 3. Infectividade dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV inoculados via biobalística em plantas de feijão-comum, feijão-fava e <i>M. lathyroides</i>	62
Tabela 4. Infectividade do ensaio de transmissão por <i>B. tabaci</i> MEAM1 dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV em plantas de feijão-comum, feijão-fava e <i>M. lathyroides</i>	63

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL	12
2 REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1 A cultura dos feijoeiros	14
2.2 Família <i>Geminiviridae</i>	15
2.3 Gênero <i>Begomovirus</i>	16
2.4 Begomovírus em feijoeiros no Brasil.....	18
2.5 <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae).....	19
2.6 Aspectos Biológicos e morfológicos.....	20
2.7 Complexo de espécies crípticas	23
2.8 Métodos de controle.....	24
2.9 Produtos à base de plantas	26
REFERENCIAS.....	29
3 CAPÍTULO 1: Ação inseticida dos extratos etanólicos de <i>Annona muricata</i> L. e <i>A.squamosa</i> L. sobre adultos de <i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)	36
RESUMO	37
ABSTRACT.....	38
3.1 INTRODUÇÃO	39
3.2 MATERIAL E MÉTODOS	40
3.2.1 Criação dos insetos.....	40
3.2.2 Obtenção dos Extratos	40
3.2.3 Efeito letal por contato dos extratos orgânicos de <i>Annona muricata</i> e <i>Annona squamosa</i> em adultos de <i>B. tabaci</i>	40
3.2.4 Tempo letal dos extratos orgânicos de <i>A. muricata</i> e <i>A. squamosa</i> em adultos de <i>B. tabaci</i>	41
3.2.5 Avaliação do efeito sistêmico via aplicação no solo	41
3.3 RESULTADOS.....	42
3.3.1 Efeito letal por contato dos extratos orgânicos de <i>Annona muricata</i> e <i>Annona squamosa</i> em adultos de <i>B. tabaci</i>	42
3.3.2 Tempo letal dos extratos orgânicos de <i>A. muricata</i> e <i>A. squamosa</i> em adultos de <i>B. tabaci</i>	44
3.3.3 Efeito sistêmico via aplicação no solo	45
3.4 DISCUSSÃO	47
3.4 CONCLUSÃO	49
4 CAPÍTULO 2: Transmissão dos begomovírus bean golden mosaic virus e macroptilium yellow spot virus a três hospedeiras leguminosas.	52
RESUMO.....	53
ABSTRACT.....	54
4.1 INTRODUÇÃO	55
4.2 MATERIAL E MÉTODOS	57

4.2.1 Local de execução.....	57
4.2.2 Criação dos insetos.....	57
4.2.3 Bombardeamento com micropartículas dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV	57
4.2.4 Ensaios de agroinfiltração dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV em feijão-comum e feijão-fava	58
4.2.5 Ensaio de transmissão por <i>Bemisia tabaci</i> Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1).....	59
4.3 RESULTADOS.....	60
4.3.1 Bombardeamento com micropartículas dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV	60
4.3.2 Ensaios de agroinfiltração dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV em feijão-comum e feijão-fava	62
4.3.3 Ensaio de transmissão por <i>Bemisia tabaci</i> MEAM1.....	63
4.4 DISCUSSÃO	64
4.5 CONCLUSÃO	67
5 CONCLUSÃO GERAL.....	68
REFERENCIAS.....	69

1 INTRODUÇÃO GERAL

O gênero *Phaseolus* é amplamente reconhecido como um dos principais gêneros da família *Fabaceae*. Ele engloba mais de 55 espécies, das quais cinco são cultivadas de maneira significativa: *Phaseolus vulgaris* (feijão-comum); *P. lunatus* (feijão-fava); *P. coccineus* (ayocate); *P. acutifolius* (tepari); e *P. polyanthus* (petaco) (Carneiro, 2005; Delgado-Salinas et al., 2006; Blair et al., 2016).

O feijão comum e a fava são amplamente distribuídos e cultivados em todos os continentes do mundo, incluindo regiões de clima temperado e tropical, como é o caso do Brasil (Blair et al., 2016). Sua importância econômica é significativa, destacando-se como alimentos básicos e nutricionalmente ricos (López-Pedrouso et al., 2014). Além disso, sua relevância na agricultura de subsistência abre amplas oportunidades para o desenvolvimento de pequenos e médios produtores agrícolas (Silva et al., 2015).

A incidência de pragas e doenças é, de fato, um dos principais desafios enfrentados na cultura dos feijoeiros tanto no Brasil quanto no mundo. As viroses são especialmente relevantes, pois podem causar redução na produtividade e no valor comercial dos grãos devido aos danos ocasionados (Faria et al., 2014).

O bean golden mosaic virus (BGMV) (gênero *Begomovirus*, família *Geminiviridae*), é uma das mais importantes viroses que afeta feijoeiros no Brasil (Inoue-Nagata, Lima, Gilbertson, 2016). A família *Geminiviridae* é composta por vírus com genoma mono- ou bissegmentado de DNA circular de fita simples encapsidado em uma partícula icosaédrica geminada (Fiallo-Olive et al., 2021). O gênero *Begomovirus* compreende a maior diversidade de toda a virosfera, com 445 espécies reconhecidas formalmente pelo *International Committee on Taxonomy of Viruses* (ICTV) até janeiro de 2024 (<https://talk.ictvonline.org/taxonomy/>).

O macroptilium yellow spot virus (MaYSV), um begomovírus originalmente encontrado em leguminosas não-cultivadas tem emergido como um importante patógeno para o feijoeiro na região Nordeste do Brasil (Silva et al., 2012; Ramos-sobrinho et al., 2014; Luna 2023). Ramos-Sobrinho et al. (2014) observaram que o BGMV é prevalente na região central do país, enquanto o MaYSV está restrito ao Nordeste, especialmente em Alagoas e Sergipe. Atualmente, MaYSV está relacionado ao mosaico dourado do feijão-fava em Alagoas, com uma taxa de infecção em torno de 28% (Luna, 2023).

O aumento da incidência do MaYSV em feijoeiros pode estar correlacionado com alterações significativas nos padrões de expressão gênica do hospedeiro. Mudanças na expressão gênica do hospedeiro desempenham um papel crucial na resposta da planta à infecção viral, impactando diretamente a interação vírus-planta e os sintomas observados (Agudelo- Romero et al., 2008).

Conforme o vírus se torna mais eficiente em infectar e replicar na planta, há uma observação concomitante de aumento na intensidade dos sintomas, acúmulo do vírus e sua capacidade de

transmissão (Agudelo-Romero et al., 2008).

A mosca-branca (Hemiptera: Aleyrodidae) *Bemisia tabaci* (Gennadius: 1889) é conhecida por sua transmissão persistente-circulativa de begomovírus, para a qual esta espécie é o único vetor demonstrado, e infectam uma ampla variedade de plantas dicotiledôneas (Brown *et al.*, 2015; Fiallo-Olive *et al.*, 2021; Navas-Castillo *et al.*, 2011; Stansly & Naranjo, 2010).

O controle de *B. tabaci* em cultivos agrícolas tem representado desafios globais devido à sua resistência a inseticidas, resultando em sua rápida expansão para novos ambientes ecológicos (Horowitz et al., 2020; Horowitz & Ishaaya, 2014). Inseticidas provenientes de plantas representam uma alternativa no combate às pragas agrícolas, desempenhando um papel importante na diminuição dos impactos adversos dos produtos sintéticos (Leal et al., 2016.)

As plantas da família *Annonaceae* têm sido estudadas por sua capacidade de controlar artrópodes devido à variedade de compostos bioativos que possuem (Krinski et al., 2014). Esta família destaca-se por ser a única a apresentar as acetogeninas em seu conjunto fitoquímico, sendo encontradas principalmente no gênero *Annona* (Cheng-Yao et al., 2019). As acetogeninas causam toxicidade letal ao atuarem nas mitocôndrias, inibindo a enzima NADH - ubiquinona oxidoredutase e, consequentemente, reduzindo a produção de ATP, o que resulta na morte celular (Paes et al., 2016; Ribeiro et al., 2017).

Estudar vírus e seus vetores em plantas é crucial não apenas para garantir a segurança alimentar e a economia agrícola, mas também para promover a sustentabilidade ambiental e impulsionar a inovação na agricultura. Com base no exposto, o objetivo deste estudo foi avaliar a adaptabilidade viral e a eficiência de transmissão pelo inseto vetor *B. tabaci* Middle-East Asia Minor 1 (MEAM1) de clones infecciosos de BGMV e MaYSV em três espécies de plantas hospedeiras, além de investigar o efeito letal de extratos etanólicos de duas espécies de *Annonaceae* no controle de insetos adultos de mosca-branca.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A cultura dos feijoeiros

O feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L.) pertence à família *Fabaceae* e é amplamente distribuído em todo mundo, principalmente nas regiões tropicais e subtropicais. No Brasil, é uma das principais culturas produzidas por pequenos e grandes produtores, em diversificados sistemas de produção. Por ser uma excelente fonte proteica, rico em ferro, fibras e carboidratos, o feijão comum é um ingrediente indispensável na cozinha brasileira, principalmente na dieta das populações de baixa renda (Vieira et al., 2006; Mesquita et al., 2007).

Cerca de 51% (15,3 milhões de toneladas) da produção do feijão-comum são provenientes de apenas seis países, Myanmar é o maior produtor mundial dessa leguminosa, seguido da Índia. Surgem ainda como maiores produtores o Brasil, China, EUA e México (FAOSTAT, 2021). Entre os países de primeiro mundo o consumo desse alimento ainda é pequeno, o que é um fator limitante para a sua expansão comercial. Um outro fator, é que os grandes produtores de feijões também são os grandes consumidores. O Brasil se destaca como um dos maiores produtores e consumidores de feijão do mundo com participação superior a 90% na produção e no consumo (CONAB, 2023). Segundo dados da CONAB, no ano de 2021/22, o Brasil produziu cerca 3,0 milhões de toneladas de feijão em uma área plantada de 2,9 milhões de hectares. Os estados do Paraná, Minas Gerais, São Paulo, Bahia e do Mato Grosso foram os principais produtores. No Nordeste, a produção de feijão foi cerca de 648 mil toneladas e no estado de Alagoas a produção foi de cerca de 21 mil toneladas (CONAB, 2023).

A fava (*Phaseolus lunatus* L.) tem uma ampla distribuição pela América Tropical, com origem e domesticação na América Central e do Sul (Zimmermann e Teixeira, 1996). É uma leguminosa amplamente distribuída, encontrada desde o Norte dos Estados Unidos até o Sul do Brasil. Ela se destaca pela sua alta diversidade genética e potencial produtivo, adaptando-se a uma variedade de condições ambientais. Essa leguminosa prospera especialmente em regiões tropicais úmidas e quentes (Maquet et al., 1999).

No Brasil, a fava é cultivada em quase todo território nacional, com importância econômica especialmente na região Nordeste (Medeiros et al., 2015). O estado do Ceará se destaca como maior produtor (4.614 t), seguido pelos estados da Paraíba (2.910 t), Rio Grande do Norte (1.274 t), Piauí (985 t), Pernambuco (672 t), Alagoas (431 t), Maranhão (347 t) e Sergipe (148 t) (IBGE, 2021).

A incidência de pragas e doenças na cultura dos feijoeiros é um dos grandes problemas em sua produção, levando a perdas de qualidade e produtividade. O período de ocorrência vai depender da fase de desenvolvimento da cultura e os danos podem ser observados nas plântulas, folhas, vagens e nos grãos armazenados (Rosolem; Marubayashi, 1994). Dentre as pragas mais constantes na cultura, a

mosca-branca é uma das mais severas e prejudiciais. Além dos danos diretos, esse inseto também é vetor de begomovíroses que provocam perdas econômicas que podem variar de 40% a 100% (Quintela et al., 2008; Morales, 2010).

2.2 Família *Geminiviridae*

A família *Geminiviridae* é a maior dentre as famílias dos vírus de plantas com cerca de 520 espécies descritas, distribuída em 14 gêneros: *Becurtovirus*, *Begomovirus*, *Capulavirus*, *Curtovirus*, *Eragrovirus*, *Grablovirus*, *Mastrevirus*, *Topocuvirus*, *Turncurtovirus*, *Citlodavirus*, *Maldovirus*, *Mulcrilevirus*, *Opunvirus* e *Topilevirus* (Roumagnac et al., 2022). Cada gênero tem características específicas em relação ao seu hospedeiro, vetor de transmissão, distribuição geográfica, organização genômica e o relacionamento filogenético (Fiallo-Olivé et al., 2021). Os geminivírus têm um genoma constituído por DNA circular de fita simples (ssDNA) que varia em tamanho de 2,6 a 5,2 kilobases (kb), encapsidados em partículas geminadas de morfologia quasi-icosaédrica. O genoma contém seis a sete *open reading frames* (ORFs) que codificam proteínas envolvidas na replicação viral, regulação da expressão gênica e interação com o hospedeiro e o vetor (Brown et al., 2012; 2015; Fiallo-Olivé et al., 2021). A maioria dos gêneros pertencentes a essa família possui genoma monopartido, com exceção do *Begomovirus*, que pode possuir um ou dois componentes genômicos (bipartidos). Cada partícula geminada contém uma única molécula de ssDNA e, no caso dos bipartidos, são necessários dois vírions contendo os diferentes componentes genômicos (DNA-A e DNA-B) para estabelecer a infecção sistêmica na planta hospedeira (Brown et al., 2012; 2015; Fiallo-Olivé et al., 2020).

Geminivírus são transmitidos por insetos vetores que se alimentam do floema das plantas hospedeiras. Esses insetos incluem várias espécies de cigarrinhas, moscas-brancas, membracídeos e afídeos (Inoue-Nagata et al., 2016). Os gêneros *Eragrovirus*, *Maldovirus*, *Mulcrilevirus*, *Opunvirus* e *Topilevirus* são os únicos membros da família em que os vetores ainda não foram identificados (Fiallo-Olivé et al., 2021). Espécies incluídas nos gêneros *Becurtovirus*, *Begomovirus*, *Capulavirus*, *Citlodavirus*, *Curtovirus*, *Grablovirus*, *Mulcrilevirus*, *Opunvirus*, *Topilevirus*, *Topocuvirus* e *Turncurtovirus* infectam plantas dicotiledôneas. Enquanto *Eragrovirus*, a maioria dos membros do gênero *Mastrevirus*, e uma das três espécies de *Maldovirus* infectam plantas monocotiledôneas (Fiallo-Olivé et al., 2020). Plantas infectadas exibem sintomas comuns, como deformação foliar, amarelecimento, mosaico e/ou estriações (Varsani et al., 2017).

Esses fitovírus causam sérios problemas na agricultura, destacando-se algumas espécies: os begomovírus *Bean golden mosaic virus* (BGMV) e *Bean golden yellow mosaic virus* (BGYMV), que infectam feijões nas Américas; *Beet curly top virus* (BCTV; *Curtovirus*), que infecta beterraba açucareira na América do Norte e no Oriente Médio; *Tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV; *Begomovirus*), que infecta tomates; *African cassava mosaic virus* (ACMV; *Begomovirus*), que infecta

mandioca; *Maize streak virus* (MSV; *Mastrevirus*), que infecta milho na África; *Wheat dwarf virus* (WDV; *Mastrevirus*) em trigo na Europa e *Cottonleaf curl virus* (CLCuV; *Begomovirus*), que infecta algodão na Ásia (Hanley-Bowdoin et al., 2013; Inoue-Nagata et al., 2016). Algumas dessas espécies são capazes de causar perdas de até 100% nas culturas afetadas (Legg; Fauquet, 2004; Shepherd et al., 2010; Sattar et al., 2013).

2.3 Gênero *Begomovirus*

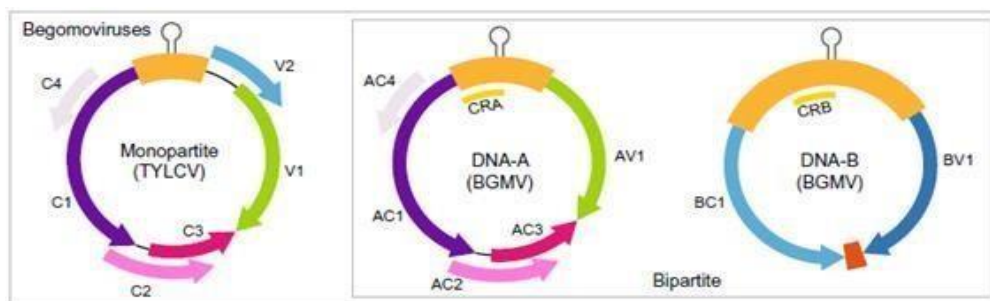
Segundo o *International Committee on Taxonomy of Viruses* (ICTV), o gênero *Begomovirus* possui 445 espécies descritas (ICTV, 2023). Este gênero possui genoma monopartido (DNA-A), ou genoma bipartido (DNA-A e DNA-B) (BROWN et al., 2015). Com base na organização genômica, diversidade genética e distribuição geográfica, os begomovírus são divididos em dois grupos: begomovírus do “Velho Mundo” (VM; Europa, África, Ásia e Hemisfério Oriental) e do “Novo Mundo” (NM; Américas e Hemisfério Ocidental). (Brown et al., 2015; Gilbertson et al., 2015).

Os begomovírus estão associados a três classes de satélites de ssDNA: alfassatélites, betassatélites e deltassatélites (Zhou 2013; Lozano et al., 2016). Os alfassatélites codificam uma proteína Rep associada à replicação dos nanovírus, requerendo o vírus auxiliar para movimentação na planta e transmissão por *B. tabaci*. Por outro lado, os betassatélites e deltassatélites possuem sequências não homólogas aos vírus auxiliares, exceto pelo nonanucleotídeo de sequência 5'-TAATATTAC-3', presente na estrutura de *stem-loop* dentro da região intergênica (IR) (Fiallo-Olivé, et al., 2020). Os genes BC1, codificados pelos betassatélites, desempenham um papel importante na indução dos sintomas, além de suprimirem o silenciamento transcricional e pós-transcricional (Zhou, 2013). Assim, em muitos casos, os betassatélites regulam a virulência por meio da supressão do silenciamento dos genes do hospedeiro (Fiallo-Olivé, et al., 2021), sendo frequentemente essenciais para a manifestação dos sintomas (Zhou, 2013). Por outro lado, os deltassatélites não codificam proteínas, embora alguns deles influenciem o acúmulo de DNA viral e a sintomatologia (Ferro et al., 2021). Os genomas dos begomovírus bipartidos possuem os componentes genômicos DNA-A e DNA-B, cada um com tamanho de 2.5-2.6 kb. O DNA-A dos begomovírus bipartidos pode replicar autonomamente e produzir vírions, mas, requerem o DNA-B para infecção sistêmica. Componentes DNA-A e DNA-B cognatos compartilham aproximadamente 200 bases de sequência dentro da região intergênica (nomeada “Região Comum”, RC), englobando o *stem-loop* conservado com o nonanucleotídeo 5'-TAATATTAC-3' na origem de replicação viral (v-ori) (Hanley-Bowdoin et al., 2000; Fiallo-Olivé et al., 2021).

O genoma dos begomovírus contém ORFs (*open reading frames*) que são responsáveis por codificar proteínas multifuncionais (Walsh; Mohr, 2006). O componente DNA-A dos begomovírus bipartidos é homólogo ao dos begomovírus monopartidos e possui entre cinco e seis ORFs (Figura 1).

No componente DNA-A, um gene é transcrito no sentido viral denominado CP (*Coat Protein* – AV1), que codifica a proteína da capa proteica. Além disso, existem quatro ORFs no sentido complementar: Rep (AC1), TrAP (AC2), Ren (AC3) e C4. Essas ORFs codificam, respectivamente, para a proteína associada à replicação (*Replication associated Protein* - Rep), a proteína de transcrição (*Trans-Acting Protein* - TrAP), uma proteína que aumenta a replicação do genoma viral (*Replication Enhancer* - REn) e uma proteína envolvida na supressão do silenciamento gênico (C4) (Faria; Zerbini, 2000; Hanley-Bowdoin et al., 2013;). A ORF AC5, descrita recentemente, está presente em algumas espécies de begomovírus, e, possivelmente está relacionada à patogenicidade viral e supressão do silenciamento das defesas das plantas (Liet al., 2015).

Figura 1. Representação esquemática do genoma dos *Begomovirus*.



Fonte: Varsani et al., 2017

Uma outra proteína sintetizada no sentido viral é a AV2/V2. Essa proteína é denominada "*Pre-coat protein*" e desempenha um papel importante no movimento sistêmico mais eficiente do vírus dentro da planta. Além disso, a AV2/V2 atua como uma proteína de supressão de defesa, inibindo o processo de silenciamento gênico (Chowda-Reddy et al., 2008; Zhang et al., 2012).

No componente DNA-B, no sentido viral, o gene NSP (BV1) é responsável por codificar uma proteína chamada "*Nuclear Shuttle Protein*" (NSP), que desempenha um papel crucial no transporte do DNA viral através do envelope nuclear. A NSP se liga ao DNA viral, formando o complexo NSP-ss/dsDNA, que é transportado para o citoplasma. Em seguida, a NSP interage com a proteína de movimento (MP – BC1), que conduz o complexo para a periferia da célula vegetal, permitindo o transporte do vírus para células adjacentes (Sanderfoot; Lazarowitz, 1995; 1996; Sanderfoot; Ingham; Lazarowitz, 1996). No sentido complementar, a ORF (BC1) codifica a proteína MP (Proteína de Movimento), que desempenha um papel fundamental no transporte célula-a-célula através do aumento do limite de exclusão dos plasmodesmas (Navas-Castillo et al. 2020). A MP facilita a passagem do vírus através dos plasmodesmas, permitindo a disseminação do vírus de uma célula para outra (Noueiry; Lucas; Gilbertson, 1994).

A transmissão das begomoviroses ocorre de maneira persistente circulativa, ou seja, o inseto vetor precisa se alimentar por um longo período na planta hospedeira para adquirir as partículas virais. O vírus não se replica dentro do inseto, e o período de retenção das partículas virais na hemolinfa

pode ser de vários dias (Navas-Castillo et al., 2011; Czosnek et al., 2017).

Quando a mosca-branca interage com uma planta infectada, inicia-se o processo de alimentação, em que ela insere o estilete no floema, local onde se encontram as células infectadas pelo begomovírus, para se alimentar da seiva. Durante esse processo, as partículas virais são ingeridas juntamente com a seiva elaborada. Quando ingeridas, as partículas virais percorrem o canal alimentar até atingirem o esôfago. Cerca de 90 minutos após serem adquiridas pelo vetor, essas partículas atravessam a parede intestinal em direção à hemocele. A translocação das partículas virais da hemolinfa para as glândulas salivares ocorre em seguida (Harris et al., 2001; Hogenhout et al., 2008; Czosnek et al., 2017; Fiallo-Olivé et al., 2020). Uma vez nas glândulas salivares, o vírus é inoculado quase instantaneamente na planta, podendo ser detectado entre 4 e 7 horas após o início da alimentação do inseto, como indicado por Czosnek et al. (2017). O carregamento e a estabilidade dos vírions na hemolinfa da mosca-branca, até que alcancem as glândulas salivares, são auxiliados pela presença de proteínas produzidas por endossimbiontes que estão presentes no corpo do inseto. Essas proteínas são homólogas à proteína GroEL, e sua função é auxiliar na proteção e transporte dos vírus (Morin et al., 1999; Kliot et al., 2014).

As plantas infectadas por begomovírus geralmente exibem uma série de sintomas, que podem variar dependendo da espécie do vírus e do hospedeiro. Os sintomas comuns incluem mosaico foliar (manchas claras e escuras nas folhas), enrugamento foliar, nanismo, clorose, redução na produção de frutos e malformações. (Picó; Diaz; Nuez, 1996; Morales; Anderson, 2001).

2.4 Begomovírus em feijoeiros no Brasil

O bean golden mosaic virus (BGMV) é um dos begomovirus de maior importância em feijoeiros no Brasil (Inoue-Nagata et al., 2016). O BGMV, responsável pela doença mosaico dourado do feijoeiro, foi registrado pela primeira vez no Brasil em 1961 (Costa, 1965). Sintomas característicos da doença incluem mosaico/mosqueado intensos, clorose, bolhosidade e rugosidade. Plantas infectadas se tornam atrofiadas, especialmente, no início do desenvolvimento e a produtividade é substancialmente reduzida (Inoue-Nagata et al., 2016).

O mosaico dourado foi a primeira doença a atingir níveis epidêmicos no Brasil. Epidemias da doença foram inicialmente causadas devido ao aumento massivo das populações da espécie nativa de mosca-branca, que ocorre de forma indígena no Brasil, a New World (NW), como consequência da expansão da cultura da soja (Barbosa et al., 2015; Moraes et al., 2018). Entretanto, após a introdução da espécie invasora, Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) nos anos 90, as epidemias de mosaico dourado continuaram ocorrer, demonstrando que ambas as espécies são eficientes na transmissão de BGMV (Inoue-Nagata et al., 2016).

O BGMV tem uma ampla gama de hospedeiros que inclui culturas como feijão-comum, feijão-

fava, tepari e soja; e espécies não cultivadas *Canavalia ensiformis*, *Lathyrus sativus*, *Macroptilium atropurpureum*, *Macroptilium lathyroides*, *Macroptilium erythroloma*, *Galactia striata*, *Phaseolus longepedunculatus*, *Nicandra physaloides*, *Malvastrum coromandelianum* e *Calopogonium mucunoides*. No entanto, as plantas do gênero *Phaseolus*, como o feijão-comum feijão-fava, são as mais comumente encontradas no campo apresentando sintomas de mosaico (Walz et al., 2015; Silva et al., 2014; Fernandes et al., 2009).

Plantas não cultivadas de diferentes famílias botânicas podem abrigar uma alta diversidade de espécies de begomovírus (Tavares et al., 2012). Essas plantas desempenham um papel epidemiológico crucial, atuando como hospedeiros alternativos ou reservatórios, o que impede a extinção local do vírus quando o hospedeiro cultivado está ausente. Além disso, é comum relatar infecções mistas entre diferentes espécies de begomovírus, especialmente em reservatórios naturais de vírus, como plantas daninhas encontradas próximas às lavouras (Castillo-Urquiza et al., 2008; Marwal et al., 2014). Assume-se que begomovírus que infectam plantas não cultivadas no Brasil têm sido horizontalmente transferidos para plantas cultivadas, e que na nova hospedeira eles podem se adaptar por mutação, recombinação ou pseudo- recombinação, eventualmente emergindo como novas espécies (Castillo-Urquiza, 2008; Fernandes et al., 2009).

Macroptilium yellow spot virus (MaYSV), um begomovírus originalmente obtido das leguminosas não-cultivadas (*Macroptilium lathyroides*, *Calopogonio mucunoides* e *Canavalia* sp) em 2010 (Silva et al., 2012), tem sido considerado um vírus emergente para a cultura do feijoeiro na região Nordeste do Brasil. MaYSV é capaz de infectar naturalmente feijão-comum e feijão-fava e causar mosaico dourado (Lima et al., 2013; Ramos-Sobrinho, et al., 2014; Luna, 2023). BGMV é o principal agente causal da doença na região central do país [estados de Goiás (GO), Minas Gerais (MG) e Distrito Federal (DF)]. Enquanto, MaYSV é restrito ao nordeste, ocorrendo nos estados de Alagoas e Sergipe (Ramos-Sobrinho, et al., 2014). Em 2011, MaYSV foi frequentemente encontrado em feijão-comum e feijão-fava em Alagoas, parecendo estar substituindo BGMV como o begomovírus dominante na cultura do feijoeiro no Estado (Ramos-Sobrinho et al., 2014). Atualmente, MaYSV tem sido associado ao mosaico dourado do feijão-fava em Alagoas com níveis de infecção de aproximadamente 28%, predominantemente em infecções mistas com a espécie BGMV (Luna, 2023).

2.5 Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)

Mais de 80% dos vírus de plantas são dependentes de vetores para disseminação (Bak et al., 2017). A capacidade de transmissão do inseto é co-regulada geneticamente pelo vírus e pelo inseto, com interações proteicas entre o inseto e o vírus desempenhando um papel fundamental na transmissão do patógeno (Ng & Falk, 2006; Whitfield & Falk, 2015).

As moscas brancas (Hemiptera: Aleyrodidae) são responsáveis pela transmissão de mais de

quatrocentos vírus, conforme relatado pelo Comitê *Internacional de Taxonomia de Vírus* (ICTV, 2024). Esses vírus pertencem a sete famílias distintas: *Begomovirus* (*Geminiviridae*), *Crinivirus* (*Closteroviridae*), *Ipomovirus* (*Potyviridae*), *Carlavirus* (*Betaflexiviridae*), *Polerovirus* (*Luteoviridae*), *Cytorhabdovirus* (*Rhabdoviridae*) e *Torradovirus* (*Secoviridae*) (ICTV, 2024).

A diversidade global de mosca-branca compreende cerca de 1.556 espécies distribuídas em 161 gêneros (Martin & Mound, 2007). Dentre essas espécies, destaca-se a *Bemisia tabaci* (Gennadius: 1889), que assume uma importância significativa no contexto agrícola. Estima-se que *B. tabaci* possua mais de 900 espécies de plantas hospedeiras (McKenzie et al., 2014). Essa espécie, é reconhecida como o inseto vetor mais versátil e importante na transmissão de vírus vegetais (De Barro et al., 2011; Fiallo-Olivé et al., 2020).

A mosca-branca foi descrita pela primeira vez como *Aleurodes tabaci* pelo entomologista grego Panayiotis Gennadius, em 1889, após realizar a coleta do inseto em cultivos de fumo na região da Grécia (Zaidi et al., 2017). Acredita-se que seu centro de origem tenha sido algum país do Oriente e que devido às atividades de comércio e transporte de plantas ornamentais pelo homem, no início do século 20, acabou sendo disseminada para as demais regiões (Brown et al., 1995). No Brasil, o agrônomo e entomologista russo Gregório Bondar identificou a presença de *B. tabaci* pela primeira vez em plantas de *Euphorbia hirtella*, no estado da Bahia, em 1928, sendo denominada de *Bemisia costalimai* (Bondar, 1928).

2.6 Aspectos Biológicos e morfológicos

A longevidade da mosca-branca, é influenciada por sua alimentação, temperatura e espécie. Em condições de temperatura mais elevada, tipicamente na primavera, o ciclo de vida de *B. tabaci* é favorecido, enquanto em temperaturas mais baixas, como no inverno, o ciclo é prolongado (Silva et al., 2014). Os machos têm um ciclo de vida médio de 9 a 17 dias, enquanto as fêmeas vivem em média 62 dias, com variação de 38 a 74 dias (Xie et al., 2011; Guo et al., 2012).

A reprodução ocorre tanto de forma sexuada, com oviparidade, quanto por partenogênese arrenótoca, com ovos não fertilizados se desenvolvendo em machos haploides e ovos fertilizados se desenvolvendo em fêmeas diploides (Simmons; Mahroof, 2011). Cada fêmea pode colocar de 100 a 300 ovos ao longo de sua vida (Haji et al., 2005; Villas Bôas; Castelo Branco, 2009; Silva et al., 2017). O tempo de desenvolvimento de *B. tabaci*, do ovo ao adulto, é de 14 a 105 dias, mas varia dependendo da temperatura e da planta hospedeira (Muñiz et al., 2001). Ghelani et al. (2020) observaram que, por exemplo, ao utilizar o tomateiro como planta hospedeira, o período de vida total da mosca-branca foi de 31 dias para machos e 30 dias para fêmeas.

A mosca-branca apresenta metamorfose incompleta (hemimetabolia) dividida em seis estágios: ovo, quatro instares ninfais e adultos (Michereff Filho; Lima, 2015). Os ovos inicialmente têm uma

coloração branca e apresentam uma forma de pera, com uma média de 0,2 a 0,3 mm de tamanho. Próximo à eclosão, eles adquirem uma pigmentação marrom (Walker et al., 2010). O tempo de incubação, em todos os estágios de desenvolvimento do inseto, variada de acordo com as condições ambientais. Toscano et al. (2016) observaram que, durante o "inverno", o período médio de incubação foi de aproximadamente 13 dias, enquanto na "primavera" foi de 6 dias. As fêmeas, ao encontrar uma planta hospedeira, realizam a oviposição depositando os ovos na face abaxial das folhas, podendo organizá-los em semicírculos. Os ovos são fixados por um pedúnculo curto, com uma estrutura fibrosa e porosa localizada em sua base (Haji et al., 2005; Walker et al., 2010).

A taxa de eclosão das ninfas da mosca-branca é geralmente alta, variando de 92% em uma temperatura de 27°C a 99% em 30°C (Fancelli; Vendramin, 2002). As ninfas recém-eclodidas são translúcidas, ovais, com o dorso convexo e o lado ventral plano. No primeiro estágio ninfal, as ninfas são móveis e são chamadas de "rastreadoras" devido ao seu comportamento exploratório em busca de um local adequado para inserir o aparelho bucal (sugador labial), iniciando assim o processo de alimentação (Stansly; Naranjo, 2010). No estágio quarto, as ninfas assumem uma forma convexa, semelhante à de uma pupa, e são frequentemente referidas como estágio "pupal" (Gelman et al., 2022). À medida que o inseto adulto se prepara para emergir, os olhos tornam-se visíveis com uma pigmentação avermelhada, e há uma abertura na região dorsal do "pupário" em forma de "T" invertido, pela qual os insetos adultos emergem (Haji et al., 2005; Stansly & Naranjo, 2010). O período médio do estágio ninfal pode variar de 22 dias no inverno a 10 dias na primavera (Toscano et al., 2016).

As fêmeas de *B. tabaci* (cerca de 0,94 mm de comprimento) são maiores que os machos (cerca de 0,78 mm de comprimento) em tamanho (Perring et al., 2018). O inseto adulto possui um corpo amarelo-pálido e dois pares de asas brancas cobertas com cera de pó branco (Cabi, 2019). Em repouso, as asas são mantidas "em forma de teto" sobre o abdome (Simmons; Mahroof, 2011). A cabeça é de formato mais ou menos cônica, sendo mais larga ao nível das antenas. As antenas são do tipo filiformes e seu aparelho bucal é do tipo sugador labial com três estiletos (tetraqueta) (Byrne; Bellows, 1991; Villas Bôas; Castelo Branco, 2009; Czepak, 2010; Walker et al., 2010). Além da diferença de tamanho, o dimorfismo sexual pode ser observado no formato do abdômen, com as fêmeas apresentando um abdômen arredondado, ao passo que o abdômen dos machos é mais pontiagudo (Simmons; Mahroof, 2011).

A mosca-branca é reconhecida por provocar danos expressivos na agricultura devido ao seu rápido desenvolvimento e à sua capacidade de adaptação a uma ampla variedade de hospedeiros (Abd-Rabou et al., 2010). Estudos indicam que ela é capaz de colonizar mais de mais de 1000 espécies vegetais pertencentes a 74 famílias (Abd-Rabou et al., 2010; McKenzie et al., 2014).

A infestação por *B. tabaci* pode ocasionar danos às plantas de quatro maneiras. a) Ninfas adultas

de *B. tabaci* se alimentam da seiva do floema em caules e folhas de plantas, resultando em danos alimentares que podem levar à amarelamento, secagem ou queda das folhas, especialmente em grandes populações (Da Silva et al., 2019; Horowitz et al., 2020). Além disso, altas infestações de ninfas e adultos podem causar morte de plântulas, redução na estatura, no vigor e na produtividade de plantas mais maduras (Gangwar; Charu, 2018); b) ninfas e adultos de *B. tabaci* produzem uma substância açucarada chamada honeydew, que causa pegajosidade nas folhas, promovendo o crescimento de bolor preto (Naranjo et al., 2002). A presença dessa substância atrai formigas, o que interfere nas atividades dos inimigos naturais de *B. tabaci* e de outros insetos-praga (Abd-Rabou et al., 2011). Além disso, o bolor preto pode causar danos indiretos ao favorecer a proliferação do fungo *Capnodium* sp. (fumagina) nas folhas, inibindo a respiração e a fotossíntese das plantas (Perring et al., 2018); c) *B. tabaci* tem sido rotulado como um "supervetor" porque transmite mais de 300 vírus de plantas, incluindo bean golden mosaic virus (BGMV), tomato yellow leaf curl virus (TYLCV), cucumber vein yellowing virus (CVYV), tomato chlorosis virus (ToCV), tobacco mosaic virus (TMV), macrotilium yellow spot virus (MAYSV) (ICTV, 2024). Há muitos outros vírus que podem ser transmitidos pela mosca-branca, dependendo da região geográfica e das culturas hospedeiras presentes; d) Ao injetar fluido salivar durante a alimentação, adultos e ninfas de *B. tabaci* podem causar distúrbios nas plantas, como prateamento foliar, estrias cloróticas e maturação irregular do fruto (Mccollum et al., 2004).

As moscas brancas mantêm uma relação simbiótica, intraespecífica e mutualística com endossimbiontes específicos, um fenômeno comum em insetos (Moran, 2006). Os endossimbiontes, na mosca-branca, desempenham um papel crucial ao facilitar diretamente a adaptação de seus hospedeiros a dietas nutricionalmente limitadas de floema, caracterizadas por serem ricas em carboidratos e, ao mesmo tempo, carentes em aminoácidos essenciais (Byrne & Miller, 1990; Chen et al., 2016).

B. tabaci pode abrigar endossimbiontes primários e secundários (Dalette et al., 2015). Em *B. tabaci*, o endossimbionte primário (obrigatório) herdado matematicamente é "*Candidatus Portiera aleyrodidarum*" (Thao & Baumann, 2004). Os endossimbiontes primários compartilham semelhanças morfológicas, residem em bacteriócitos e apresentam uma relação muito próxima com o hospedeiro, como exemplificado pela bactéria Portiera (Douglas, 2009; Hu & Tsai, 2020). Este endossimbionte é necessário para a aptidão e sobrevivência do inseto hospedeiro. Os endossimbiontes secundários se distribuem entre sete gêneros de bactérias: *Rickettsia* (Gottlieb et al., 2006), *Wolbachia* (Nirgianaki et al., 2003), *Cardinium* (Weeks et al., 2003), *Fritschea* (Everett et al., 2005), *Hemipteriphilus* (Bing et al., 2013), *Hamiltonella* e *Arsenophonus* (Zchori-Fein & Brown, 2002). Dentre essas, as duas últimas são as mais frequentemente observadas em associação com mosca-branca (Skaljac et al., 2017).

2.7 Complexo de espécies crípticas

B. tabaci representa um complexo de aproximadamente 45 espécies crípticas, morfologicamente indistinguíveis, mas que variam biologicamente quanto ao tamanho, fecundidade, amplitude de hospedeiros, habilidade em induzir mudanças fisiológicas nas plantas hospedeiras, composição de procariotas endossimbiontes, suscetibilidade a inseticidas e diferenças na habilidade de transmitir viroses (Alemndri et al., 2015; Kanakala; Ghanim, 2015.; Mugerwa; 2018). No Brasil, estão presentes quatro espécies crípticas, sendo duas espécies nativas New World 1 (NW1) e New World 2 (NW2) (Marubayashi et al., 2013) e a espécies invasivas Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) e Mediterranean (MED) (Barbosa et al., 2015).

A espécie MEAM1 (antigo biotipo B) possui uma maior gama de hospedeiros, resistência a diversos inseticidas e capacidade de induzir desordens fisiológicas na planta (Silva et al., 2017; Souza; Santos, 2017). A presença dessa espécie no Brasil foi relatada pela primeira vez no estado de São Paulo, em 1990. Sua entrada no país ocorreu provavelmente devido ao comércio internacional de plantas ornamentais e, a sua capacidade de dispersão; é a espécie predominante em diversas culturas no país e a mais agressiva (Queiroz et al., 2017).

A espécie MED (antigo biotipo Q) foi descrita pela primeira vez em amostras coletadas no sul da Espanha e em Portugal (Guirao et al., 1997). No Brasil foi relatada, pela primeira vez, por Barbosa et al. (2015) em cultivos de pimentão (*Capsicum annuum*) em estufa e em batata-doce (*Ipomoea batatas*) cultivada em campo, no estado do Rio Grande do Sul, em 2013. Existia a preocupação de uma possível introdução desta espécie devido à proximidade das áreas agrícolas do Brasil à Argentina e Uruguai, onde já havia sido detectado (Grille et al., 2011). O manejo dessa espécie críptica se torna uma preocupação devido a sua elevada capacidade de disseminação, sobrevivência sob baixa e alta temperatura (Bonato et al., 2007) e também por apresentar uma menor suscetibilidade a moléculas inseticidas de forma geral quando comparadas com a MEAM1 (Wang et al., 2021).

A introdução da espécie MEAM1 nas Américas resultou em mudanças na dinâmica populacional de *B. tabaci* significativamente. A habilidade em se adaptar a ambientes diferentes e a capacidade de dispersão resultou, progressivamente, em uma maior predominância de MEAM1 sobre as espécies nativas da região (Morales, 2006).

A classificação da mosca-branca tem sido complexa desde sua primeira identificação por Gennadius em 1889, passando por diversas revisões taxonômicas subsequentes (Bellows et al., 1994; Tay et al., 2012). Isso inclui a consolidação de diferentes espécies biológicas sob o nome científico *Bemisia tabaci* (De Barro et al., 2011; Liu et al., 2018; Mugerwa et al., 2018). Entretanto, o termo "*B. tabaci*" abarca várias espécies biológicas diferentes, o que levou à adoção do termo "*Bemisia tabaci* sensu lato" para englobá-las coletivamente por Campbell et al (2023). Para aprimorar a compreensão

das espécies biológicas dentro de *B. tabaci* s.l., Campbell et al (2023) introduziram conjuntos de dados genômicos e experimentais associados e propuseram nomes apropriados para as espécies biológicas. O objetivo é mitigar a confusão relacionada ao sistema de nomeação filogenética mtCO1. Por exemplo, eles adotaram os nomes biológicos das espécies *B. argentifolii* e *B. tabaci* sensu stricto para designar *B. tabaci* MEAM1 e *B. tabaci* MED, respectivamente.

2.8 Métodos de controle

Controle Cultural

Conforme indicado por Lacerda & Carvalho (2008) e Lourenção (2010), o controle cultural desempenha um papel de extrema importância na prevenção de ataques severos da mosca-branca em cultivos agrícolas. Esse método de controle se concentra na manipulação das práticas de produção para criar um ambiente desfavorável às pragas (Perring et al., 2018).

O gerenciamento adequado da água e da fertilidade, por exemplo desempenham um papel importante como estratégia cultural no controle de plantas infestadas por *B. tabaci* (Žanić et al., 2017; Togni et al., 2018). Coberturas vivas e coberturas sintéticas têm sido adotadas para reduzir problemas relacionados à mosca-branca em hortaliças (Li et al., 2021). Além disso, estruturas de proteção, como estufas e telas, juntamente com culturas armadilha e culturas de barreira, são métodos de controle cultural recomendados para o manejo de *B. tabaci* (Smith et al., 2000). Estudos relacionados a culturas armadilha e de barreira têm demonstrado resultados variados. Abóbora, pepino e berinjela têm sido identificados como culturas promissoras para proteger tomate e feijão-vagem contra *B. tabaci* (Smith et al., 2000; Choi et al., 2016).

Uma outra estratégia essencial de controle cultural envolve prolongar os períodos sem plantas hospedeiras (Mohamed et al., 2012). A modificação das datas de plantio é uma abordagem para criar períodos sem hospedeiros entre culturas sucessivas (Ahsan et al., 2005). A Instrução Normativa Nº 15, de 16 de junho de 2014, emitida pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), estabeleceu o período de 30 dias como vazio sanitário para a cultura do feijão comum e plantas invasoras nas áreas de plantio nos estados de Goiás, Distrito Federal e Minas Gerais. O vazio sanitário é obrigatório durante o período de 05 de setembro a 05 de outubro de cada ano para os municípios localizados ao sul de Goiás. Para o Distrito Federal, Minas Gerais e municípios ao norte de Goiás, o período designado para o vazio sanitário é de 20 de setembro a 20 de outubro de cada ano (MAPA, 2014). Essas medidas foram tomadas devido a diversas epidemias da mosca-branca nessas regiões e é de responsabilidade do produtor cumprir todas as exigências durante a vigência do vazio sanitário.

Controle Biológico

O controle biológico desempenha um papel crucial nos sistemas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) da *B. tabaci*. No grupo dos predadores, os ácaros família dos fitoseídeos *Amblyseius swirkii*

(Athias-Henriot), *Euseius gallicus* (Kreiter & Tixier) e *Amblydromalus limonicus* (Garman & McGregor) são utilizados comercialmente para o controle biológico de *B. tabaci* e em programas de manejo integrado de pragas na Europa e América do Norte (Hoogerbrugge et al., 2005; Knapp et al., 2013). Dentre os insetos predadores foram identificadas dezesseis espécies das ordens: Hemiptera, Neuroptera, Coleoptera e Diptera. As espécies de Coleoptera do gênero *Delphastus*, entre os insetos, são considerados os agentes de controle mais eficiente. Entre os Parasitoides, 37 espécies de micro-himenópteros foram identificadas, com destaque para os gêneros *Encarsia*, *Eretmocerus* e *Amitus* (Lourenção, 2002; Lacerda; Carvalho, 2008). Em outros países, é comum a comercialização também de duas espécies dos parasitoides *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera, Aphelinidae) e *Eretmocerus eremicus* Rose & Zolnerowich (Hymenoptera: Aphelinidae) para o controle da *B. tabaci* (Gerling et al., 2001).

No Brasil, o único produto comercialmente disponível para o controle biológico da mosca-branca é o fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. (Deuteromycotina: Hyphomycetes), que possui ao todo oito produtos registrados (AGROFIT 2024). Outros Deuteromicetos que recebem uma maior atenção no controle da mosca-branca são os *Verticillium lecanii* Zimm., *Paecilomyces fumosoroseus* e *Aschersonia aleyrodis* Webber (Lacey et al., 2008).

Controle Químico

O método mais prevalente para o controle da *B. tabaci* tem sido o controle químico, devido à sua resposta imediata esperada. Mais de 80 produtos químicos estão atualmente registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle deste inseto em diversas culturas. Entre esses produtos, os neonicotinoides (como imidacloprida, acetamiprida e tiametoxam) são os mais comuns (AGROFIT, 2024). Sendo considerados um grupo importante de inseticidas utilizados contra a *B. tabaci* há vários anos (Wang et al., 2017).

O uso de inseticidas é recomendado quando a população da mosca-branca atinge um nível de ação (NA) ou de controle (NC) estabelecido para cada cultura, mas é importante evitar que essa população atinja um nível de dano econômico (NDE) (Moura et al., 2013).

Altas infestações podem estar relacionadas à diversidade populacional presente na cultura, resultando na coexistência de insetos em diferentes estágios de desenvolvimento, como ovos, ninfas e adultos, o que pode dificultar o controle (Silva et al., 2023). Além disso, a resistência da mosca-branca a diversos grupos químicos de inseticidas representa uma problemática significativa que influencia diretamente o sucesso deste método de controle. Tal resistência tem sido associada a surtos populacionais do inseto em várias culturas no Brasil (Bale et al., 2008).

A implementação de estratégias integradas de manejo de pragas envolve a adoção de práticas destinadas a reduzir a pressão seletiva sobre as populações de insetos, como, por exemplo, a utilização

de inseticidas alternativos com diferentes modos de ação. De acordo com Borgoni e Vendramim (2003), a busca por inseticidas de origem botânica para o manejo de pragas vem sendo impulsionada por uma variedade de fatores ambientais. Estes incluem o surgimento de populações de pragas resistentes, a preocupação com a não seletividade em relação aos organismos não-alvo e a crescente demanda da sociedade por alimentos livres de resíduos de agrotóxicos.

2.9 Produtos à base de plantas

Os inseticidas derivados de plantas são uma alternativa essencial no controle de pragas, fornecendo uma abordagem menos agressiva para os agroecossistemas e para os seres humanos, contribuindo significativamente para a redução dos impactos negativos no meio ambiente (Lealet et al., 2016).

Os extratos vegetais surgem como uma promissora alternativa aos compostos sintéticos devido à presença de substâncias com potencial inseticida, as quais são derivadas do metabolismo secundário das plantas (Leão et al., 2020). Essas substâncias são menos prejudiciais a organismos não-alvos, como inimigos naturais, polinizadores e consumidores (Oliveira et al., 2018). Por esse motivo, pesquisas têm sido conduzidas com produtos naturais, buscando compostos que sejam tanto seguros quanto eficazes (Silva et al., 2013).

Diversos produtos derivados de extratos de plantas têm sido amplamente estudados por sua eficácia no controle de insetos-pragas (Vite-Vallejo et al., 2018): extratos de *Anadenanthera macrocarpa* e *Bougainvillea buttiana* no controle da *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker) e *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) (Carvalinho et al., 2017); extratos aquosos de nim, tiririca, pimentão e sorgo no do controle da mosca-branca na melancia (Neri, Freitas, & Góes, 2020); e óleo essencial de *Pothomorphe umbellata* no controle do *Sitophilus zeamais* (Mots)(Coleoptera: Curculionidae) (Pauliquevis & Favero, 2015); extratos das folhas de barbatimão sobre *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) (Fonseca et al., 2018); extrato de *Annona crassiflora* no parasitóide *Trissolcus urichi* (Hymenoptera: Platygasteridae) (Turchen et al., 2014); *Croton urucurana* Baill para o controle e mortalidade de *Zabrotes subfasciatus* Boh (Coleoptera: Chrysomelidae) (Carvalho et al., 2014); extrato foliares de *Cannabis indica* e *Artemisia argyi* sobre *Brevicoryne brassicae* (L) (Hemiptera: Aphididae) (Ahmed et al., 2020) e *Annona mucosa* no controle de *Diaphorinacitri* (Kuwayama) (Hemiptera: Liviidae) (Ribeiro et al., 2015).

As espécies da família *Annonaceae* têm se destacado na medicina popular ao longo dos anos devido à presença de importantes metabólitos secundários em sua composição química. Propriedades anti-inflamatórias (Silva et al., 2015; Attiq et al., 2017), ansiolíticas e sedativas (Souza et al., 2013), antimicrobianas (Costa et al., 2013), e até mesmo para o tratamento de malária (Frausin et al., 2014) têm sido relatadas. Essa família é constituída por aproximadamente 2500 espécies em 135 gêneros,

distribuídas em áreas tropicais e subtropicais das Américas, África e Ásia (Chatrou et al., 2012). No Brasil, foram registradas 391 espécies em 29 gêneros (Maas et al., 2015). O gênero *Annona* L. é um dos gêneros mais representados quanto ao número de espécies da família *Annonaceae* com aproximadamente 120 espécies (São José et al., 2014; Mendes-Silva et al., 2020). As espécies *Annona muricata* L. e *A. squamosa* L. se destacam nesta família, sendo as mais estudadas e utilizadas atualmente para o controle alternativo de insetos pragas (Krinski et al., 2014; Paz et al., 2018).

Vários estudos têm demonstrado a toxicidade letal de derivados de *A. mucosa* e *A. squamosa* para outras espécies de pragas. Estes incluem *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera: Curculionidae) (Ribeiro et al., 2014a; Ribeiro & Vendramim, 2017), *Panonychus citri* McGregor (Prostigmata: Tetranychidae) (Ribeiro et al., 2014b), *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith (Lepidoptera: Noctuidae) (Ansante et al., 2015), *Trichoplusia ni* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) e *Myzus persicae* Sulzer (Aphidomorpha: Aphididae) (Ribeiro et al., 2014b), *Ascia monuste orseis* Latreille (Lepidoptera: Pieridae) (Rocha et al., 2018), *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) (Trindade et al., 2018), *Drosophila suzukii* Matsumura (Diptera: Drosophilidae) (Bernardi et al., 2017), *Zaprionus indianus* Gupta (Diptera: Drosophilidae) (Geiser et al., 2019), *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) (Souza et al., 2019), e *Tetranychus urticae* Koch, 1836 (Prostigmata: Tetranychidae) (Maciel et al., 2019; Mioto et al., 2020).

As plantas da família *Annonaceae* têm sido estudadas por sua capacidade de controlar artrópodes devido à variedade de compostos bioativos que possuem (Krinski et al., 2014). Entre os metabólitos secundários mais frequentemente encontrados estão alcaloides, esteroides, diterpenos, flavonoides, peptídeos e acetogeninas (Nugraha et al., 2019).

A família *Annonaceae* destaca-se por ser a única a apresentar as acetogeninas em seu conjunto fitoquímico, sendo encontradas principalmente no gênero *Annona* (Cheng-Yao et al., 2019). As acetogeninas são os principais compostos bioativos de interesse devido à sua bioatividade contra várias espécies de insetos pragas. Elas estão presentes em todas as partes da planta, mas são encontradas principalmente nas sementes (Avula et al., 2018).

As acetogeninas causam níveis significativos de toxicidade letal ao atuar na respiração celular, especificamente nas mitocôndrias, inibindo a enzima NADH - ubiquinona oxidoredutase e, consequentemente, reduzindo a produção de adenosina trifosfato (ATP), o que pode resultar na morte celular (Paes et al., 2016; Ribeiro et al., 2017). Além disso, produtos derivados ricos em acetogeninas demonstraram efeitos subletais significativos em indivíduos expostos, como inibição do crescimento e alterações nos hábitos alimentares (fagodeterrência) e no comportamento de seleção do hospedeiro (Krinski et al., 2014). A uvaricina foi a primeira acetogenina isolada em 1982, e desde então, mais de 120 acetogeninas foram identificadas em diferentes extratos orgânicos de todas as partes da planta

(Jolad et al., 1982; Gavamukulya et al., 2017). A anonacina, principal acetogenina encontrada em *A. muricata* e *A. squamosa*, demonstra propriedades citotóxicas, atividade antitumoral e inseticida (Liaw et al., 2016).

REFERENCIAS

- Agudelo-Romero, Patricia et al. "Virus adaptation by manipulation of host's geneexpression." *Plos One* vol. 3,6 e2397. 11 Jun. 2008.
- Alemndri, V., et al. "Species within the Bemisia tabaci (Hemiptera: Aleyrodidae) complex insoybean and bean crops in Argentina." *Journal of Economic Entomology*, vol. 105, pp. 48–53, 2012.
- Ansante, T. F., et al. Secondary metabolites from Neotropical Annonaceae: screening, bioguided fractionation, and toxicity to Spodoptera frugiperda (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Industrial Crops and Products*. v.74, p.969-976, 2015.
- Attiq, A., Jalil, J., Husain, K. Annonaceae: Breaking the wall of inflammation. *Frontiers in pharmacology*, v.8, p.752, 2017.
- Bak, A., Cheung, A. L., Yang, C., Whitham, S. A., and Casteel, C. L. "A viral protease relocates in the presence of the vector to promote vector performance." *Nature Communications*, vol. 8, article no. 14493, 2017. doi: 10.1038/ncomms14493
- Bale, J. S., Van Lenteren, J. C., and Bigler, F. "Biological control and sustainable food production." *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, vol. 363, pp. 761-776, 2008.
- Barbosa, L. F., et al. "First report of Bemisia tabaci Mediterranean (Q biotype) species in Brazil." *Pest Management Science*, vol. 71, pp. 501-504, 2015.
- Bellows TS Jr, Perring TM, Gill RJ, Headrick DH. Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Ann Entomol Soc Am*. 87:195–206, 1994.
- Bernardi, D., et al. Potential use of Annona byproducts to control Drosophila suzukii and toxicity to its parasitoid Trichopria anastrephae *Industrial Crops and Products* , v.110, p.30-35, 2017.
- Bing, X.-L. et al. Characterization of a newly discovered symbiont of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Appl. Environ. Microbiol.*, v. 79, p. 569–575, 2013.
- Blair, M. W; Wu, X; Bhandari, D; Zhang, X; Hao, J. Role of Legumes for and as HorticulturalCrops in Sustainable Agriculture. In: Nandwani, D. (eds) Organic Farming for Sustainable Agriculture. Sustainable Development and Biodiversity, vol 9, 2016.
- Bogorni, P. C., & Vendramin, J. D. "Bioatividade de Extratos Aquosos de Trichilia spp. sobreSpodoptera frugiperda (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em Milho." *Neotropical Entomology*, vol. 32, no. 4, pp. 665-669, 2003.
- Bonato, O., Lurette, A., Vidal, C., & Fargues, J. "Modelling temperature dependent bionomics of Bemisia tabaci (Q-biotype)." *Physiological Entomology*, vol. 32, pp. 50–55, 2007.
- Bondar, G. "Aleyrodideos do Brasil." *Boletim do Laboratório de Patologia Vegetal do Estado da Bahia*, vol. 5, pp. 1-37, 1928.
- Brown, J.K. "Molecular markers for the identification and global tracking of whitefly vector–begomovirus complexes." *Virus Research*, vol. 71, pp. 233–260, 2000.
- Brown, J.K., et al. "Revision of Begomovirus taxonomy base on pairwise sequence comparisons." *Archives of Virology*, vol. 160, pp. 1593–1619, 2015.
- Brown, J.K., et al. "Virus Taxonomy." Ninth Report of the International Committee onTaxonomy of Viruses. London, UK: **Elsevier Academic Press**, 2012.
- Brown, J.K., Frohlich, D.R., & Rosell, R.C. "The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of Bemisia tabaci or a species complex." *Annual Review of Entomology*, vol. 40, pp. 511-534, 1995.
- Byrne, D.N., & Miller, W.B. "Carbohydrate and amino acid composition of phloem sap and honeydew produced by Bemisia tabaci." *Journal of Insect Physiology*, vol. 36, pp. 433– 439, 1990.
- Byrne, D.N., et al. "Whitefly biology." *Annual Review of Entomology*, vol. 36, pp. 431-457, 1991.
- Campbell, L.I., Nwezeobi, J., van Brunschot, S.L. et al. Comparative evolutionary analyses of eight whitefly *Bemisia tabaci* sensu lato genomes: cryptic species, agricultural pests and plant-virus vectors. *BMC Genomics* 24, 408, 2023.
- Carneiro, H.S. "Comida e sociedade: significados sociais na história da alimentação." *História: Questões & Debates*, no. 42, pp. 71-80, 2005.
- Carvalho, Gabriel dos Santos et al. Mortalidade e comprometimento do desenvolvimento de *Zabrotes*

- subfasciatus* Boh. (Coleoptera: Chrysomelidae), induzido pelo extrato de sangra d'água *Croton urucurana* Baill (Euphorbiaceae). **Comunicata Scientiae**, Bom Jesus, v. 5, n. 3, p. 331-338, set. 2014.
- Carvalhinho, D. T. et al. Toxicidade de extratos de *Anadenanthera macrocarpa* (Fabaceae: Mimosoideae) e *Bougainvillea buttiana* (Nyctaginaceae) para lepidópteros-praga. **Revista Biotemas**, Florianópolis, v. 30, n. 2, p. 15-24, 2017.
- Castillo-Urquiza, G.P., Beserra, J.E.A., Bruckner, F.P., Lima, A.T., Varsani, A., Alfenas- Zerbini, P., & Zerbini, F.M. "Six novel begomoviruses infecting tomato and associated weeds in Southeastern Brazil." **Archives of Virology**, vol. 153, pp. 1985-1989, 2008.
- Chatrou, L. W., Pirie, M. D., Erkens, R. H., Couvreur, T. L., Neubig, K. M., Abbott, J. R., Mols, J. B., Maas, J. W., Saunders, R. M. K, Chase, M. W. A new subfamilial and tribal classification of the pantropical flowering plant family Annonaceae informed by molecular phylogenetics. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.169, n.1, p.5-40, 2012.
- Chen, W., et al. "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**, vol. 14, p. 110, 2016.
- Chowda-Reddy, R. V., et al. "Role of a geminivirus AV2 protein putative protein kinase C motif on subcellular localization and pathogenicity." **Virus Research**, vol. 135, no. 1, pp. 115-124, 2008.
- Costa, A.S. "Three whitefly-transmitted virus diseases of beans in São Paulo, Brazil." **Plant Protection Bulletin F.A.O.**, vol. 13, pp. 2-12, 1965.
- Czepak, C. "Reação em cadeia." *Cultivar Hortaliças e Frutas*, Pelotas, vol. 9, no. 61, pp. 22-25, 2010.
- Czosnek, H., Hariton-Shalev, A., Sobol, I., Gorovits, R., & Ghanim, M. "The incredible journey of begomoviruses in their whitefly vector." **Viruses**, vol. 9, p. 273, 2017.
- Dalette, H., et al. "Species and endosymbiont diversity of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on vegetable crops in Senegal." **Insect Science**, vol. 22, no. 3, pp. 386-398, 2015.
- De Barro, P.J., Liu, S.S., Boykin, L.M., & Dinsdale, A.B. "*Bemisia tabaci*: a statement of species status." **Annual Review of Entomology**, vol. 56, pp. 1-19, 2011.
- Delgado-Salinas, A; Bibler, R; Lavin, M. Phylogeny of the genus *Phaseolus* (Leguminosae): arecent diversification in an ancient landscape. **Systematic Botany**, v. 31, n. 4, p. 779-791, 2006.
- Douglas, A.E. "Nutritional interactions in insect-microbial symbioses: Aphids and their symbiotic bacteria Buchnera." **Annual Review of Entomology**, vol. 43, pp. 17-37, 1998.
- Everett, K.D.E., et al. "Novel chlamydiae in whiteflies and scale insects: Endosymbionts 'Candidatus Fritschea bemisiae' strain Falk and 'Candidatus Fritschea eriococci' strain Elm." *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, vol. 55, pp. 1581-1587, 2005.
- Fancelli, M., & Vendramim, J. D. "Development of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) biotype B on *Lycopersicon* spp. genotypes." **Scientia Agricola**, vol. 59, no. 4, pp. 665-669, 2002.
- Faria, J.C., & Zerbini, F.M. "Familia Geminiviridae: Taxonomia, replicação e movimento." In: Luz, W. C; Fernandes, J. M; Prestes, A. M; Picinini, E. C. (Eds.) **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, vol. 8, pp. 27-57, 2000.
- Fernandes, F.R., Cruz, A.R., Faria, J.C., Zerbini, F.M., & Aragão, F.J. "Three distinct begomoviruses associated with soybean in central Brazil." **Archives of Virology**, vol. 154, pp. 1567-1570, 2009.
- Fiallo-Olivé, E., & Navas-Castillo, J. "Molecular and biological characterization of a New World mono-/bipartite begomovirus/deltasatellite complex infecting *Corchorus siliquosus*." **Frontiers in Microbiology**, vol. 11, p. 175, 2020.
- Fiallo-Olivé, E., Lett, J.M., Martin, D.P., Roumagnac, P., Varsani, A., Zerbini, F.M., Navas- Castillo, J. "ICTV Virus Taxonomy Profile: Geminiviridae 2021." **Journal of General Virology**, vol. 102, p. 001696, 2021.
- Fonseca, Jussara et al. Efeito de extratos metanólicos de *Stryphnodendron adstringens* (MART) coville na alimentação e reprodução de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae). **Interiencia**, Caracas, v. 43, n. 3, p. 182-187, mar. 2018.
- Frausin, G., Lima, R. B. S., Hidalgo, A. D. F., Maas, P., Pohlit, A. M. Plants of the Annonaceae traditionally

- used as antimalarials: a review. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.36, n.SPE1, p.315-337, 2014.
- Gavamukulya, Y.; Wamunyokoli, F.; El-Shemy, H. A. *Annona muricata*: Is the natural therapy to most disease conditions including cancer growing in our backyard? A systematic review of its research history and future prospects. **Asian Pac. J. Trop. Med.**, v. 10, n. 9, p. 835– 848, 2017.
- Geisler, F. C. S.; Cunha, N. D. S.; Martins, L. N.; Oliveira, D. d. C. et al. Toxicity of Bacterial Isolates on Adults of *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) and Parasitoids *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae) and *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae). **Journal of Economic Entomology**, 112, n. 6, p. 2817-2823, 2019.
- Gerling, D., Alomar, O., & Arnó, J. "Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids." **Crop Protection**, vol. 20, pp. 779-799, 2001.
- Gilbertson, R.L., et al. "Role of the Insect Supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the Emergence and Global Spread of Plant Viruses." **Annual Review of Virology**, vol. 2, pp. 67-93, 2015.
- Gottlieb, Y., et al. "Identification and localization of a *Rickettsia* sp. in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae)." **Applied and Environmental Microbiology**, vol. 72, pp. 3646-3652, 2006.
- Grille, G., et al. "First report of the Q biotype of *Bemisia tabaci* in Argentina and Uruguay." **Phytoparasitica**, vol. 39, pp. 235–238, 2011.
- Haji, F.N.P. "Manejo da mosca-branca na cultura do tomate." Embrapa Semi-árido Petrolina- PE, Circular Técnica da Embrapa Semi-Árido Nº 81, 16 p, 2005.
- Hanley-Bowdoin, L., et al. "Geminiviruses: Masters at redirecting and reprogramming plant processes." **Nature Reviews Microbiology**, vol. 11, pp. 777–788, 2013.
- Hanley-Bowdoin, L., Settlage, S.B., Orozco, B.M., Nagar, S., & Robertson, D. "Geminiviruses: models for plant DNA replication, transcription, and cell cycle regulation." **Critical Reviews in Biochemistry and Molecular Biology**, vol. 35, pp. 105-140, 2000.
- Harris, K.F., Smith, O.P., & Duffus, J.E. (Eds.). "Virus-insect-plant interactions." Elsevier, 2001.
- Hoogerbrugge, H., et al. "Biological control of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* with the predatory mite *Amblyseius swirskii* in sweet pepper crops." **International Organization for Biological and Integrated Control**, vol. 28, pp. 119–122, 2005.
- Hu, F.Y., & Tsai, C.W. "Nutritional relationship between *Bemisia tabaci* and its primary endosymbiont, *Portiera aleyrodidarum*, during host plant acclimation." **Insects**, vol. 11, no.8, p. 498, 2020.
- 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**, vol. 34, pp. 8-18, 2016.
- Jolad, S. D.; Hoffmann, J. J.; Schram, K. H.; Cole, J. R.; Tempesta, M. S.; Kriek, G. R.; Bates, R. B. Uvaricin, a new antitumor agent from *Uvaria accuminata* (Annonaceae). **J. Org. Chem.**, v. 47, p. 3151–3153, 1982.
- Kanakala, S., & Ghanin, M. "Advances in the Genomics of the Whitefly *Bemisia tabaci*: An Insect Pest and Virus Vector." **Short Views on Insect Genomics and Proteomics**, vol. 3, pp.19-40, 2015.
- Kliot, A., Cilia, M., Czosnek, H., & Ghanim, M. "Implication of the bacterial endosymbiont *Rickettsia* spp. in interactions of the whitefly *Bemisia tabaci* with tomato yellow leaf curl virus." **Journal of Virology**, vol. 88, pp. 5652-5660, 2014.
- Knapp, M., Van Houten, Y., Hoogerbrugge, H., & Bolckmans, K. "Amblydromalus limonicus (Acari: Phytoseiidae) as a biocontrol agent: Literature review and new findings." **Acarologia**, vol. 53, no. 2, pp. 191–202, 2013.
- Krinski, D., Massaroli, A., Machado, M. Insecticidal potential of the Annonaceae family plants (Potencial inseticida de plantas da família Annonaceae). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, edição especial, p. 225-242, 2014.
- Lacerda, J.T., & Carvalho, R.A. "Descrição e manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia* spp.) transmissora de geminivirus em culturas econômicas." **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, vol. 2, pp. 15-22, 2008.

- Lacey, L. A., Wraight, S. P., & Kirk, A. A. "Entomopathogenic fungi for control of *Bemisia tabaci* biotype B: foreign exploration, research and implementation." In: Classical Biological Control of *Bemisia tabaci* in the United States-A Review of Interagency Research and Implementation. **Springer**, pp. 33-69, 2008.
- Leal, T.T.B., Oliveira, F.É.R., Oliveira, V.C., Gonzalez, S.D.P., Silva, R.M.S., Reis, A.S., Silva, R. "Extrato de pimenta dioica no controle in vitro de *Aspergillus niger*, patógeno da cultura do sisal." *Magistra*, 28(2), 254-260, 2016.
- Leão, R. M. et al. Secondary metabolites of *Asclepias curassavica* (Apocynaceae) and its effect on food preference and mortality of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Emirates Journal of Food and Agriculture**, v. 32, n. 8, p. 583-590, 2020.
- Legg, J. P., & Fauquet, C. M. "Cassava mosaic geminiviruses in Africa." **Plant Molecular Biology**, vol. 56, no. 4, pp. 585-599, 2004.
- Li F., Xu X., Huang C., Gu Z., Cao L., Hu T., et al. The AC5 protein encoded by mungbean yellow mosaic India virus is a pathogenicity determinant that suppresses RNA silencing- based antiviral defenses. **New Phytol.** 208, 555–569, 2015.
- Liaw, C.; Liou, J.; Wu, T.; Chang, F.; Wu, Y. Acetogenins from Annonaceae. *Prog. Chem. Org. Nat. Prod.* **Springer International Publishing** Switzerland, 2016.
- Lima, A.T.M., et al. "Synonymous site variation due to recombination explains higher genetic variability in begomovirus populations infecting non-cultivated hosts." **Journal of General Virology**, vol. 94, pp. 418-431, 2013.
- Liu S, Colvin J, De Barro PJ. Species concepts as applied to the whitefly *Bemisia tabaci* systematics: how many species are there? **J Integr Agric.** 11:176–86, 2012.
- Lourenção, A.L. "Métodos de controle de mosca-branca." *Campo & Negócios HF*, vol. 1, pp.10–11, 2010.
- Lozano, G., Trenado, H.P., Fiallo-Olivé, E., Chirinos, D., Geraud-Pouey, F., Briddon, R.W., & Navas Castillo, J. "Characterization of non-coding DNA satellites associated with sweepoviruses (genus Begomovirus, Geminiviridae): definition of a distinct class of begomovirus-associated satellites." **Frontiers in Microbiology**, vol. 7, p. 16, 2016.
- Maas, P., Lobão, A., Rainer, H. Lista de Espécies da Flora do Brasil: Annonaceae. 2015. Maciel, A.G.S.; Trindade, R.C.P.; Basílio Júnior, I.D.; Santana, A.E.G.; Silva, J.P.; Santos, L.A.T.; Silva, E.S.; Freitas, J.D.; Nascimento, T.G. Microencapsulação do extrato desementes de *Annona squamosa* L. (Annonaceae) e toxicidade letal para *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae). **Industrial Crops and Products**, v. 127, p. 251-259, 2019.
- Martin, J.H., & Mound, L.A. "An annotated checklist of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae)." **Zootaxa**, no. 1, pp. 1–84, 2007.
- Marubayashi, J. et al. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. **Journal of Applied Entomology**, v. 137, n. 1-2, p. 113- 121, 2013.
- Marwal, A., Sahu, A.K., & Gaur, R.K. "Transmission and host interaction of Geminivirus in weeds." In Gaur, R.K.; Hohn T.; Sharma P. (Eds.) *Plant Virus–Host Interaction*. **Academic Press**. pp. 143-161, 2014.
- Michiereff Filho, M.; Inoue-Nagata, A.K. Guia para o reconhecimento e manejo da mosca- branca, da geminivirose e da crinivirose na cultura do tomateiro. Brasília: Embrapa, 2015. 16p. (Embrapa Hortaliças. Circular técnica, 142).
- Miotto, J et al. "Toxicities of acetogenin-based bioacaricides against two-spotted spider mite and selectivity to its phytoseiid predators." **Experimental & applied acarology** vol. 81,2 (2020): 173-187.
- Morales, F.J. "History and current distribution of begomoviruses in Latin America." **Advances in Virus Research**, vol. 67, pp. 127–162, 2006.
- Morales, F.J., & Anderson, P.K. "The emergence and dissemination of whitefly transmitted geminiviruses in Latin America." **Archives of Virology**, New York, vol. 146, no. 3, pp. 415-441, 2001.
- Moran, N.A. "Symbiosis." **Current Biology**, vol. 16, no. 20, pp. R866-871, 2006.

- Morin, S., Ghanim, M., Zeidan, M., Czosnek, H., Verbeek, M., & Van den Heuvel, J.F. "A GroEL homologue from endosymbiotic bacteria of the whitefly *Bemisia tabaci* implicated in the circulative transmission of *tomato yellow leaf curl virus*." **Virology**, vol. 256, pp. 75-84, 1999.
- Mugerwa, H., Seal, S., Wang, H.-L., Patel, M.V., Kabaalu, R., Omongo, C.A., Alicai, T., Tairo, F., Ndunguru, J., Sseruwagi, P., et al. "African ancestry of New World, *Bemisia tabaci* whitefly species." **Scientific Reports**, vol. 8, 2018.
- Navas-Castillo, J., Fiallo-Olivé, E., Sánchez-Campos, S. "Emerging virus diseases transmitted by whiteflies." **Annual Review of Phytopathology**, vol. 49, pp. 219-248, 2011.
- Neri, D. K. P.; Freitas, M. V. P.; GÓES, G. B. Extratos vegetais no controle da mosca-branca em melancia. *Holos*, Natal, v. 36, n. 4, p. 1-14, 2020.
- Ng, J.C.K., & Falk, B.W. "Virus-vector interactions mediating nonpersistent and semipersistent transmission of plant viruses." **Annual Review of Phytopathology**, vol. 44, pp. 183–212, 2006.
- Nirgianaki, A., et al. "Wolbachia infections of the whitefly *Bemisia tabaci*." **Current Microbiology**, vol. 47, pp. 93–101, 2003.
- Noueiry, A.O., Lucas, W.J., Gilbertson, R.L. "Two proteins of a plant DNA virus coordinate nuclear and plasmodesmal transport." **Cell**, vol. 76, pp. 925-32, 1994.
- Oliveira, E. R. et al. Toxicity of *Cymbopogon flexuosus* essential oil and citral for *Spodoptera frugiperda*. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 42, n. 4, p. 408-419, 2018.
- Paes, M. M.; Vega, M. R. G.; Cortes, D.; Milton, M. Potencial Citotóxico das Acetogeninas do Gênero *Annona*. **Rev. Virtual Quim.**, v. 8, n. 3, p. 945–980, 2016.
- Pauliquevis, C. F.; Favero, S. Atividade inseticida de óleo essencial de *Po thomorphe umbellata* sobre *Sitophilus zeamais*. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, Campina Grade, v. 19, n. 12, p. 1192–1196, 2015.
- Picó, B., Diaz, M.J., Nuez, F. "Viral disease causing the greatest economic losses to the tomatocrop. II. The Tomato yellow leaf curl virus – a review." **Scientia Horticulturae**, vol. 67, pp.151-196, 1996.
- Queiroz, P.R., et al. "Description of the molecular profiles of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in different crops and locations in Brazil." **Journal of Entomology and Nematology**, vol. 9, pp. 36-45, 2017.
- Ramos-Sobrinho, R., et al. "Contrasting genetic structure between two begomoviruses infecting the same leguminous hosts." **Journal of General Virology**, vol. 95, pp. 2540–2552, 2014.
- Ribeiro, L. P., et al. Comparative bioactivity of selected seed extracts from Brazilian *Annona* species and an acetogenin-based commercial bioinsecticide against *Trichoplusia ni* and *Myzus persicae* **Crop Protection**, v.62, p.100-106. 2014b.
- Ribeiro, L. P., et al. Comparative toxicity of an acetogenin-based extract and commercial pesticides against citrus red mite. **Experimental and Applied Acarology**, v.64, p.87-98. 2014a.
- Ribeiro, L. P.; Vendramim, J. D. Effects of organic plant extracts on behavior of *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae) adults. **Brazilian Journal of Agriculture**, v.92,p.186-197, 2017.
- Ribeiro, Leandro do Prado et al. Toxicity of an acetogenin-based bioinsecticide Against *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) and its parasitoid *Tamarixia radiata* (Hymenoptera: Eulophidae). **Florida Entomologist**. Florida, p. 835-842. set. 2015.
- Rocha, J.J.L.; Trindade, R.C.P.; Menezes, K.O.; Silva, A.B.; Sabino, A.R.; Lima, M.S.; Araújo, A.M.N.; Santos, K.P.O. Atividade do extrato etanólico de sementes de *Annona squamosa* L. (Annonaceae) sobre *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae). **Revista Craibeiras de Agroecologia**, v. 3, n. 1, p. 6659, 2018.
- Roumagnac, P., Lett, J.M., Fiallo-Olive, E., Navas-Castillo, J., Zerbini, F.M., Martin, D.P., Varsani, A. "Establishment of five new genera in the family Geminiviridae: Citlodavirus, Maldovirus, Mulcrilevirus, Opunvirus, and Topilevirus." **Archives of Virology**, vol. 167, no. 2, pp. 695–710, Feb. 2022.
- Sanderfoot, A.A., & Lazarowitz, S.G. "Cooperation in viral movement: the geminivirus BL1 movement protein interacts with BR1 and redirects it from the nucleus to the cell periphery." **Plant Cell**, vol. 7, pp.

- 1185-1194, 1995.
- Sanderfoot, A.A., & Lazarowitz, S.G. "Getting it together in plant virus movement: cooperative interactions between bipartite geminivirus movement proteins." *Trends in Cell Biology*, vol.6, pp. 353-358, 1996.
- Shepherd, D.N., et al. "Maize streak virus: an old and complex 'emerging' pathogen." **Molecular Plant Pathology**, vol. 11, no. 1, pp. 1-12, 2010.
- Silva, A.G., et al. "Dinâmica populacional de mosca-branca *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro." **Entomo brasiliis**, vol. 7, no. 1, pp. 5-11, 2014.
- Silva, A.G., et al. "Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle." **Entomo Brasiliis**, vol.10, pp. 1-8, 2017.
- Silva, G. et al. Bioactivity of a water extract of boldus (*Peumus boldus* Molina) against *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) and *Helicoverpa zea* Boddie (Lepidoptera: Noctuidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 73, n. 2, p. 135-141, 2013.
- Silva, L. E., Reis, R. A., Moura, E. A., Amaral, W., Sousa Jr, P. T. Plantas do gênero *Xylopia*: composição química e potencial farmacológico. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.17, n.4, p.814-826, 2015.
- Skaljac, M., et al. "Diversity and phylogenetic analyses of bacterial symbionts in three whitefly species from Southeast Europe." **Insects**, vol. 8, no. 4, p. 113, 2017.
- Souza A., C., Silva, J. C., Gonçalves, R., De Lima-Saraiva, S. R. G., Junior, L. J. Q., Nunes, X.P., Da Silva Almeida, J. R. G. Phytochemical screening and central nervous system effects of ethanolic extract of *Annona vepretorum* (Annonaceae) in mice. **Journal of Medicinal Plants Research**, v.7, n.37, p.2729-2735, 2013.
- Souza, C. M., et al. Antifeedant and growth inhibitory effects of *Annonaceae* derivatives on *Helicoverpa armigera* (Hübner). **Crop Protection** . v.121, p.45-50, 2019.
- Souza, D.B.D.S., & Santos, L.B.D. "Resistência de Cultivares de Soja a Mosca-Branca *Bemisia tabaci* (Genn., 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), em Condições de Campo, no Polo Paragominas de Grãos." 2017.
- Stansly, P.A., & Naranjo, S.E. "*Bemisia*: Bionomics and Management of a Global Pest." P.A. Stansly and S.E. Naranjo (Eds.), Amsterdam: Dordrecht-Springer, vol. 183, 350p, 2010.
- Tavares, S.S., et al. "Further molecular characterization of weed-associated begomoviruses in Brazil with an emphasis on *Sida* spp." *Planta Daninha*, Rio de Janeiro, vol. 30, no. 2, pp. 305-315, 2012.
- Thao, M., & Baumann, P. "Evidence for multiple acquisition of *Arsenophonus* by whitefly species (Sternorrhyncha: Aleyrodidae)." **Current Microbiology**, vol. 48, no. 2, pp. 140-144, 2004.
- 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**, vol. 3, no. 4, pp. 1-6, 2016.
- Trindade, R.C.P.; Gomes; I.B.; Lemos, E.E.P.; Sant'ana, A.E.G. Toxicity of soursop extracts to diamondback moth. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 1, p. 104-111, 2018.
- Turchen, Leonardo Morais et al. Selectivity of *Annona* (Annonaceae) extract on egg parasitoid *Trissolcus urichi* (Hymenoptera: Platygasteridae). *Revista Colombiana de Entomología*, Bogotá, v. 40, n. 2, p. 176-180, dez. 2014.
- Varsani, A. et al. Capulavirus and Grablovirus: two new genera in the family Geminiviridae. **Archives of Virology**, p. 1-13, 2017.
- Villas Bôas, G.L., & Castelo Branco, M. "Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistema de produção integrada de tomate indústria (PITI)." Brasília: Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E), 16p, 2009.
- Vite-Vallejo, O.; Barajas-Fernández, M.G.; Saavedra-Aguilar, M.; Cardoso-Taketa, A. Insecticidal effects of ethanolic extracts of *Chenopodium ambrosioides*, *Piper nigrum*, *Thymus vulgaris*, and *Origanum vulgare* against *Bemisia tabaci*. **Southwest. Entomol.**, 43, 383–393, 2018.
- Vyskočilová S, Tay WT, van Brunschot S, Seal S, Colvin J. An integrative approach to discovering cryptic species within the *Bemisia tabaci* whitefly species complex. **Sci Rep.** 8:10886, 2018.

- Walker, G.P., Perring, T.M., Freeman, T.P. "Life history, functional anatomy, feeding, and mating behavior." In: Stansly, P.A.; Naranjo, S.E. (Eds.) *Bemisia*: Bionomics and Management of a Global Pest. Springer, pp. 109–160, 2010.
- Walsh, Derek, and Ian Mohr. "Assembly of an active translation initiation factor complex by aviral protein." *Genes & development* vol. 20,4: 461-72, 2006.
- Walz, D.M., et al. "Identificação de Hospedeiros Alternativos da Família Fabaceae ao Mosaico Dourado do Feijoeiro." In: V Simpósio de Bioquímica e Biotecnologia, 2015, Londrina (PR),Resumo.
- Wang, F., et al. "Resistance of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q-biotype) to pymetrozine: resistance risk assessment, cross-resistance to six other insecticides and detoxification enzyme assay." **Pest Management Science**, vol. 77, no. 4, pp. 2114-2121, 2021.
- Weeks, A.R., Velten, R., Stouthamer, R. "Incidence of a new sex-ratio-distorting endosymbiotic bacterium among arthropods." *Proceedings of the Royal Society of London Series B: Biological Sciences*, 2003.
- Whitfield, A.E., Falk, B.W., and Rotenberg, D. "Insect vector-mediated transmission of plant viruses." **Virology**, vol. 479-480, pp. 278–289, 2015
- Zaidi, S.S.E.A., Briddon, R.W., Mansoor, S. "Engineering dual begomovirus *Bemisia tabaci* resistance in plants." **Trends in Plant Science**, vol. 22, pp. 6-8, 2017.
- Zchori-Fein, E., & Brown, J.K. "Diversity of Prokaryotes Associated with *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)." **Annals of the Entomological Society of America**,vol. 95, pp. 711–718, 2002.
- Zhang, J., et al. "V2 protein encoded by Tomato yellow leaf curl China virus is an RNA silencing suppressor." **Virus Research**, vol. 163, no. 1, pp. 51-58, 2012.
- Zhou, X."Advances in understanding begomovirus satellites." **Annual Review of Phytopathology**, vol. 51, pp. 357-381, 2013.

3 CAPITULO 1: Ação inseticida dos extratos etanólicos de *Annona muricata* L. e *A. squamosa* L. sobre adultos de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae)

RESUMO

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* Middle East Asia Minnor 1 – MEAM1, é uma praga agrícola de grande importância global. A resistência a vários grupos químicos de inseticidas tem representado um desafio significativo para seu controle. Os inseticidas derivados de plantas surgem como alternativas sustentáveis para o controle de insetos-pragas, resultando em uma redução no uso inadequado de inseticidas sintéticos nas culturas. Neste estudo, foram avaliada a bioatividade de extratos etanólicos preparados a partir de sementes de graviola (*Annona muricata*) e pinha (*A. squamosa*) em adultos de mosca-branca. As concentrações de 2, 4, 6, 8 e 10 g/L foram utilizadas nos bioensaios. Foi analisado o efeito letal por contato, o tempo letal e o efeito sistêmico em plantas de *Sida* sp. De forma geral, o extrato de *A. squamosa* mostrou-se mais tóxico em comparação ao de *A. muricata*. Após 72 horas, a mortalidade foi de 72% nos insetos adultos tratados com extrato de *A. muricata* e 99% nos tratados com extrato de *A. squamosa*. O extrato de *A. squamosa* apresentou uma ação mais rápida, com 50% de mortalidade em 4,67 horas, enquanto o extrato de *A. muricata* levou 5,24 horas. Na avaliação sistêmica, o extrato de *A. squamosa* mostrou uma eficácia consideravelmente superior em concentrações mais baixas em comparação com o extrato de *A. muricata*. No entanto, após 72 horas, não houve diferença significativa na mortalidade observada, sendo de 81% para graviola e 84% para pinha em adultos de mosca-branca. Os resultados deste estudo demonstram que extrato de *A. squamosa* apresentou uma ação mais rápida e eficaz, resultando em uma mortalidade mais alta e mais rápida nos adultos de mosca-branca.

Palavras – Chaves: *Bemisia tabaci*, Inseticidas botânicos, *Annonaceae*, Controle alternativo.

ABSTRACT

The whitefly, *Bemisia tabaci* Middle East Asia Minor 1 – MEAN1, is an agriculturally important pest globally. Resistance to various groups of chemical insecticides has posed a significant challenge for its control. Plant-derived insecticides emerge as sustainable alternatives for controlling insect pests, resulting in a reduction in the improper use of synthetic insecticides in crops. In this study, the bioactivity of ethanolic extracts prepared from seeds of soursop (*Annona muricata*) and sugar apple (*A. squamosa*) on adult whiteflies was evaluated. Concentrations of 2, 4, 6, 8, and 10 g/L were used in bioassays, with distilled water as a control. Lethal effect by contact, lethal time, and systemic effect on *Sida* sp. plants were analyzed. Overall, the *A. squamosa* extract was more toxic compared to *A. muricata*. After 72 hours, mortality was 72% in adult insects treated with *A. muricata* extract and 99% in those treated with *A. squamosa* extract. *A. squamosa* extract exhibited a faster action, with 50% mortality in 4.67 hours, while *A. muricata* extract took 5.24 hours. In the systemic evaluation, *A. squamosa* extract showed considerably higher efficacy at lower concentrations compared to *A. muricata* extract. However, after 72 hours, there was no significant difference in observed mortality, being 81% for soursop and 84% for sugar apple in adult whiteflies. The results of this study demonstrate that *A. squamosa* extract had a faster and more effective action, resulting in higher and quicker mortality in adult whiteflies.

Keywords: *Bemisia tabaci*, Botanical insecticides, *Annonaceae*. Alternative Control.

3.1 INTRODUÇÃO

A diversidade global de mosca-branca compreende cerca de 1.556 espécies distribuídas em 161 gêneros (Martin & Mound, 2007). Dentre essas espécies, destaca-se a *Bemisia tabaci* (Gennadius: 1889), que assume uma importância significativa no contexto agrícola. Estima-se que *B. tabaci* possua mais de 900 espécies de plantas hospedeiras (Mckenzie et al., 2014). Essa espécie, é reconhecida como o inseto vetor mais versátil e importante na transmissão de vírus vegetais (De Barro et al., 2011; Fiallo-Olivé et al., 2020).

No Brasil, estão documentadas três espécies de *B. tabaci* denominadas New World (NW), *B. tabaci* MEAM1 e *B. tabaci* Mediterranean (MED) (Barbosa et al., 2014). A *B. tabaci* tem representado desafios significativos em escala global nas últimas duas décadas, especialmente devido à sua resistência a inseticidas. Essa resistência tem contribuído para a rápida invasão e prevalência dessa espécie em novos nichos ecológicos, bem como em diversos países (Horowitz & Ishaaya, 2014; Dângelo et al., 2018; Horowitz et al., 2020).

Os extratos vegetais surgem como uma promissora alternativa aos compostos sintéticos devido à presença de substâncias com potencial inseticida, as quais são derivadas do metabolismo secundário das plantas (Leão et al., 2020). Essas substâncias são menos prejudiciais a organismos não-alvos, como inimigos naturais, polinizadores e consumidores (Oliveira et al., 2018). As plantas da família Annonaceae têm sido estudadas por sua capacidade de controlar artrópodes devido à variedade de compostos bioativos que possuem (Krinski et al., 2014). As espécies graviola (*Annona muricata* L.) e pinha (*A. squamosa* L.) se destacam nesta família, sendo as mais estudadas e utilizadas atualmente para o controle alternativo de insetos pragas (Krinski et al., 2014; Paz et al., 2018). Essa família se caracteriza por ser a única a apresentar as acetogeninas em seu conjunto fitoquímico, sendo encontradas principalmente no gênero *Annona* (Cheng-Yao et al., 2019).

As acetogeninas causam níveis significativos de toxicidade letal ao atuar na respiração celular, especificamente nas mitocôndrias, inibindo a enzima NADH - ubiquinona oxidoredutase e, consequentemente, reduzindo a produção de adenosina trifosfato (ATP), o que pode resultar na morte celular (Paes et al., 2016; Ribeiro et al., 2017). Elas estão presentes em todas as partes da planta, mas são encontradas principalmente nas sementes (Avula et al., 2018).

Apesar de haver uma variedade de estudos anteriores que abordam os efeitos de extratos de diferentes espécies de *Annonaceae*, incluindo aquelas do gênero *Annona*, no controle de insetos-praga, até o momento não foram encontrados estudos que demonstrem os efeitos letais dos extratos etanólicos das sementes de graviola e pinha no controle de insetos adultos *B. tabaci* MEAM1. Portanto, o objetivo desta pesquisa foi avaliar a atividade biológica dos extratos etanólicos de graviola e pinha, em adultos de mosca-branca.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (Bioagro) no Laboratório de Ecologia e Evolução de Virus (LEEV) da Universidade Federal de Viçosa (UFV), localizada no município de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

3.2.1 Criação dos insetos

A criação de *B. tabaci* (MEAM1) foi conduzida em uma gaiola de criação com telado de tela anti-afídeo, em uma sala climatizada onde as condições ambientais foram mantidas a uma temperatura de $26 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $60 \pm 20\%$ e fotoperíodo de 12 horas. Foram utilizadas como hospedeiras plantas de couve do cultivar Manteiga (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*), cultivadas em vasos de polipropileno de um litro. A cada semana, novas plantas foram introduzidas para substituir as plantas senescentes, e cuidados culturais, bem como a irrigação das plantas, foram realizados conforme necessário.

3.2.2 Obtenção dos Extratos

Os extratos etanólicos das sementes de graviola (*A. muricata*) e de pinha (*A. squamosa*), foram obtidos em colaboração com o Laboratório de Entomologia para Controle Alternativo de Pragas do Campus de Engenharias e Ciências Agrárias (CECA) da Universidade Federal de Alagoas (UFAL), em Rio Largo – AL, - na região dos Tabuleiros Costeiros.

3.2.3 Efeito letal por contato dos extratos orgânicos de *Annona muricata* e *Annona squamosa* em adultos de *B. tabaci*.

Para avaliar o efeito letal de insetos adultos de *B. tabaci* em relação aos extratos etanólicos das sementes de graviola e de pinha foram utilizadas plantas de *Sida* sp. pulverizadas com os extratos vegetais. Para isso, mudas de *Sida* sp. foram transplantadas para copos plásticos de poliestireno de 50 ml contendo uma mistura de terra de barranco e substrato para hortaliças (composta por casca de pinus, vermiculita, pg mix 14.16.18, nitrato de potássio, superfosfato simples e turfa) na proporção de 1:1. As plantas de *Sida* sp. nos copos plásticos foram então transplantadas para copos de poliestireno de 750 ml. A abertura superior do copo foi vedada com tela anti-afídeo e aproximadamente 20 insetos adultos não sexados de *B. tabaci* foram liberados por planta.

As concentrações utilizadas nos tratamentos foram previamente determinadas após a realização de pré-testes com extratos em diferentes concentrações. As concentrações testadas para os extratos foram: 2,0; 4,0; 6,0; 8,0 e 10 g/L. As soluções dos extratos foram solubilizadas em água destilada acrescentando-se o emulsificante Tween 80 (0,01%). O controle utilizado foi uma solução de água destilada e Tween 80 (0,01%). As plantas foram pulverizadas utilizando um borrifador manual de 300 ml com os respectivos extratos até atingirem o ponto de escorrimento (10 ml), sendo essa quantidade

utilizada em todos os testes. As avaliações foram realizadas 24, 48 e 72 horas após a pulverização, e as taxas de mortalidade dos insetos adultos foram então avaliadas. As concentrações letais (CLs) dos tratamentos após 72 horas foram estimadas através da análise de Probit, pelo programa estatístico SAS (SAS Institute, 2003).

Análise estatística dos dados de média da mortalidade dos insetos adultos foi feita usando o programa SAS sendo submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade e os gráficos gerados pelo programa SigmaPlot, versão 13.0.

3.2.4 Tempo letal dos extratos orgânicos de *A. muricata* e *A. squamosa* em adultos de *B. tabaci*.

Para avaliar o tempo letal (TL) dos extratos de graviola e pinha sobre insetos adultos demoscabranca, utilizou-se apenas a CL₉₀ de cada extrato. No grupo controle, empregou-se água destilada. A metodologia adotada foi mesma do ensaio anterior. Os insetos adultos foram liberados em recipientes plásticos contendo plântulas de *Sida* sp. Uma hora após a liberação dos insetos adultos, procedeu-se à pulverização da CL₉₀ de cada extrato, em um volume de calda de 10 ml. A mortalidade foi avaliada a cada 10, 30 e 60 minutos até completar 1,4, e 6 horas respectivamente. As demais avaliações foram realizadas a cada 2 e 4 horas até completar 24 e 32h, respectivamente, desde o início da aplicação dos tratamentos.

As análises de sobrevivência foram realizadas utilizando-se nos estimadores de Kaplan-Meier por meio do teste de Log-Rank (SigmaPlot, versão 13.0). Por meio dessa análise, foram obtidas as curvas de sobrevivência e tempos letais capazes de causar mortalidade em 50% dos indivíduos (TL₅₀), com seus respectivos intervalos de confiança a 95% (IC_{95%}). As curvas foram comparadas pelo método de comparações múltiplas de Holm-Sidak a 5% de probabilidade (SigmaPlot, versão 13.0).

3.2.5 Avaliação do efeito sistêmico via aplicação no solo

Para avaliar o efeito sistêmico do extrato de graviola e pinha, plantas de *Sida* sp. foram novamente utilizadas, sendo transplantadas para vasos de polipropileno de 500 ml contendo uma mistura de terra de barranco e substrato na proporção 1:1. O solo seco próximo ao colo das plantas foi irrigado uma única vez com um volume de 10 ml contendo as concentrações de 2,0; 4,0; 6,0; 8,0; e 10,0 g/L de cada extrato, além do tratamento controle com água destilada. Os vasos foram protegidos por copos plásticos de 750 ml com o fundo aberto, envoltos por uma tela anti-afídeo. Aproximadamente 20 insetos adultos não sexados de *B. tabaci* foi então liberado por planta. Foram conduzidas seis repetições para cada concentração testada, totalizando 100 insetos adultos por concentração em cada tratamento. A mortalidade foi avaliada em três intervalos de tempo: 24, 48 e 72 horas após a liberação dos insetos, contabilizando o número de adultos presentes na parte inferior das folhas.

Análise estatística dos dados de média da mortalidade dos insetos adultos foi feita usando o

programa SAS sendo submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade e os gráficos gerados pelo programa SigmaPlot, versão 13.0.

3.3 RESULTADOS

3.3.1 Efeito letal por contato dos extratos orgânicos de *Annona muricata* e *Annona squamosa* em adultos de *B. tabaci*.

Os extratos etanólicos de pinha e de graviola demonstraram toxicidade para o inseto adulto de *B. tabaci* após 72 horas da pulverização. As doses requeridas desses compostos para induzir 50% (CL₅₀) de mortalidade na população variaram entre 1,62 e 2,90 g/L (Tabela 1). O extrato de pinha proporcionou maior toxicidade a mosca-branca, em comparação ao extrato de graviola, visto que foi necessária uma menor quantidade do extrato para causar a mortalidade de 50% (CL₅₀) da população. Esse padrão se manteve tanto para as doses subletais (CL₃₀) quanto para a dose considerada padrão de controle (CL₉₀). Além disso, é importante destacar que a toxicidade da dose letal para 90% da população (CL₉₀) do extrato de pinha foi ainda mais acentuada, sendo 10 vezes maior do que a do extrato de graviola. (Tabela 1).

Tabela 1 Toxicidade por contato dos extratos de *A. muricata* e *A. squamosa* sobre adultos de *B. tabaci*.

Tratamentos	<i>n</i> ^a	CL ₃₀ (IC 95%) b	CL ₅₀ (I 95%) b	CL ₉₀ (IC 95%) b	Slope	χ^2	<i>P</i>
		----- g/L -----					
<i>A. muricata</i>	100	1.17 (0.30-1.9)	2.90 (1.58-3.9)	59.00 (26.43-71.42)	0.23	0.28	0.84
<i>A. squamosa</i>	100	0.97 (0.59-1.3)	1.62 (1.15-2.02)	5.61 (4.83-6.82)	1.7	0.89	0.44

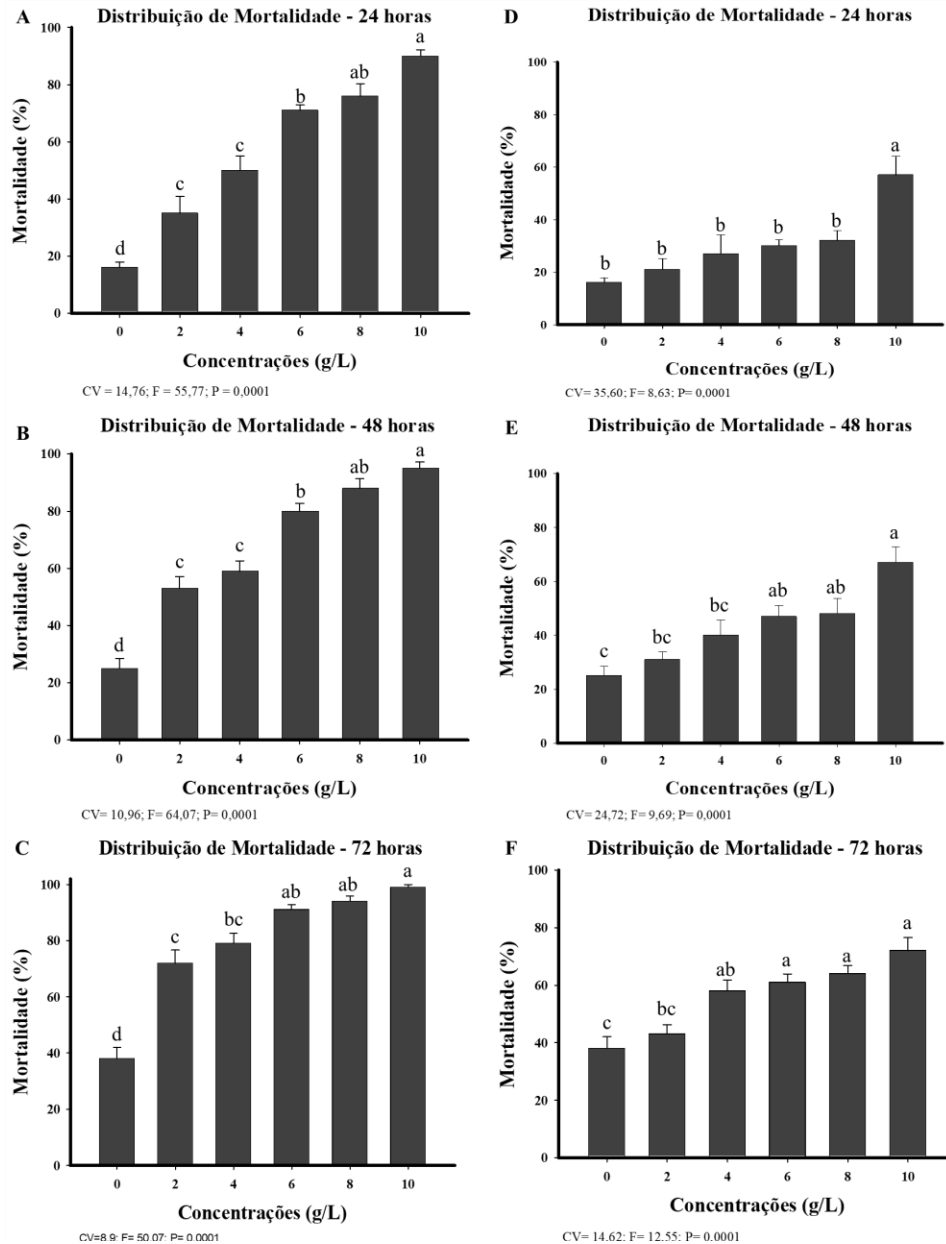
Fonte: Autor, 2024

^a número de insetos testados.

^b Concentrações letais necessárias para matar 30, 50 e 90 % das populações e seus respectivos intervalos de confiança a 95%.

Quanto à mortalidade de insetos adultos de *B. tabaci*, verificou-se uma maior taxa de mortalidade com a exposição ao extrato etanólico de pinha a partir da concentração de 2 g/L em todos os três períodos de avaliação (Figura 2A-C). Dentro do intervalo de 24 horas e na concentração de 10 g/L, o extrato de pinha induziu uma mortalidade de 90% dos insetos adultos (Figura 2A), diferenciando-se estatisticamente das demais concentrações. Após o período de 72 horas de avaliação, essa taxa aumentou para 99% de mortalidade (Figura 2C).

Figura 2 Mortalidade de insetos adultos de *B. tabaci* após 24, 48 e 72 horas da aplicação dos extratos etanólicos de pinha (A-C) e graviola (D-F). Médias acompanhadas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, conforme determinado pelo teste de Tukey a um nível de significância de 5%.



Fonte: Autor, 2024.

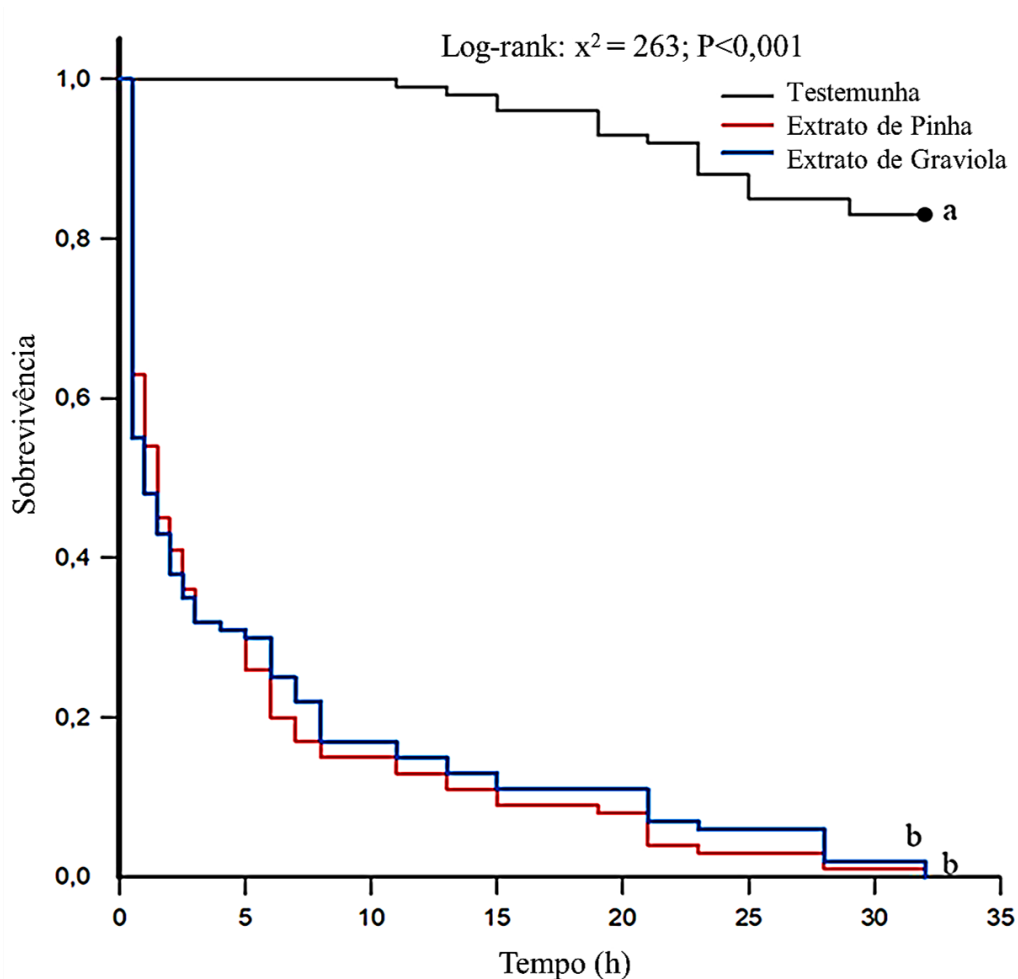
O extrato etanólico de graviola demonstrou uma atividade inseticida mais pronunciada sobre os adultos de *B. tabaci* na concentração de 10 g/L ao longo dos três períodos de avaliação, distinguindo-se estatisticamente das outras concentrações (Figuras 2D-F). Nas primeiras 24 horas de avaliação, não foi observado um efeito significativo na mortalidade dos insetos nas concentrações de 2,0; 4,0; 6,0 e 8,0 g/L, em comparação com o tratamento controle (Figura 2D). Após 48 horas de avaliação, na concentração de 10 g/L, a mortalidade observada no tratamento com extrato de graviola (57% - Figura 2E) foi 28% menor do que a observada na mesma concentração e período no tratamento com o extrato de pinha (95% - Figura 2C). Essa diferença permaneceu após 72 horas, com uma taxa de mortalidade

de 72% no tratamento com extrato de graviola (Figura 2F) e 99% no tratamento com extrato de pinha (Figura 2C).

3.3.2 Tempo letal dos extratos orgânicos de *A. muricata* e *A. squamosa* em adultos de *B. tabaci*.

A sobrevivência de adultos de *B. tabaci* expostos à CL₉₀ dos tratamentos foi significativamente reduzida com o passar do período de avaliações (Teste de log-rank: $X^2 = 263,2$; *g.l.* = 2; $p < 0,001$). As curvas de sobrevivência dos adultos expostos aos tratamentos (extratos de graviola e pinha) não diferiram (Figura 3). O inseticida botânico, extrato de pinha, matou 50% da população mais rapidamente (TL₅₀ = 4,67h), quando comparado ao extrato de graviola (TL₅₀ = 5,24h) e controle (TL₅₀ = 30,13h).

Figura 3. Curvas de sobrevivência e tempo letal (TL₅₀) (média ± IC95%) de *B. tabaci* expostos por contato a CL₉₀ dos extratos etanólico de graviola e pinha. Curvas de sobrevivência seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo método de Hom-Sidak (teste de Log-rank, $\alpha = 0,05$).



Fonte: Autor, 2024

3.3.3 Efeito sistêmico via aplicação no solo

Após 72 horas da aplicação dos compostos via solo, observou-se que os extratos de graviola e de pinha demonstraram toxicidade para adultos de *B. tabaci*, quando aplicados via solo. Especificamente, o extrato botânico de pinha destacou-se como o composto mais tóxico, exigindo uma concentração mínima para eliminar 50% da população de *B. tabaci* 1.22 g/L (IC_{95%} 0.37-1.97) em comparação com o extrato de graviola que foi de 1.85 g/L (IC_{95%} 1.03-2,51).

Tabela 2. Toxicidade sistêmica de extratos de *A. muricata* e *A. squamosa* sobre adultos de *B. tabaci*.

Tratamentos	<i>n</i> ^a	CL ₅₀	CL ₆₅	CL ₇₅	CL ₈₀	Slope (± SE)	x ²	<i>P</i>
		(IC 95%) b	(IC 95%) b	(IC 95%) b	(IC 95%) b			
.....g/L								
Graviola	500	1.85 (1.03-2,51)	3.57 (2.66-4.39)	5.85 (4.77-7.57)	10.86 (8.24-17.97)	1.34 ±0.24	1.84	0.60
Pinha	500	1.22 (0.37-1.97)	2.81 (1.59-3.74)	5.25 (3.98-7.18)	7.53 (5.74-12.30)	1.06 ±0.24	0.006	0.99

Fonte: Autor, 2024.

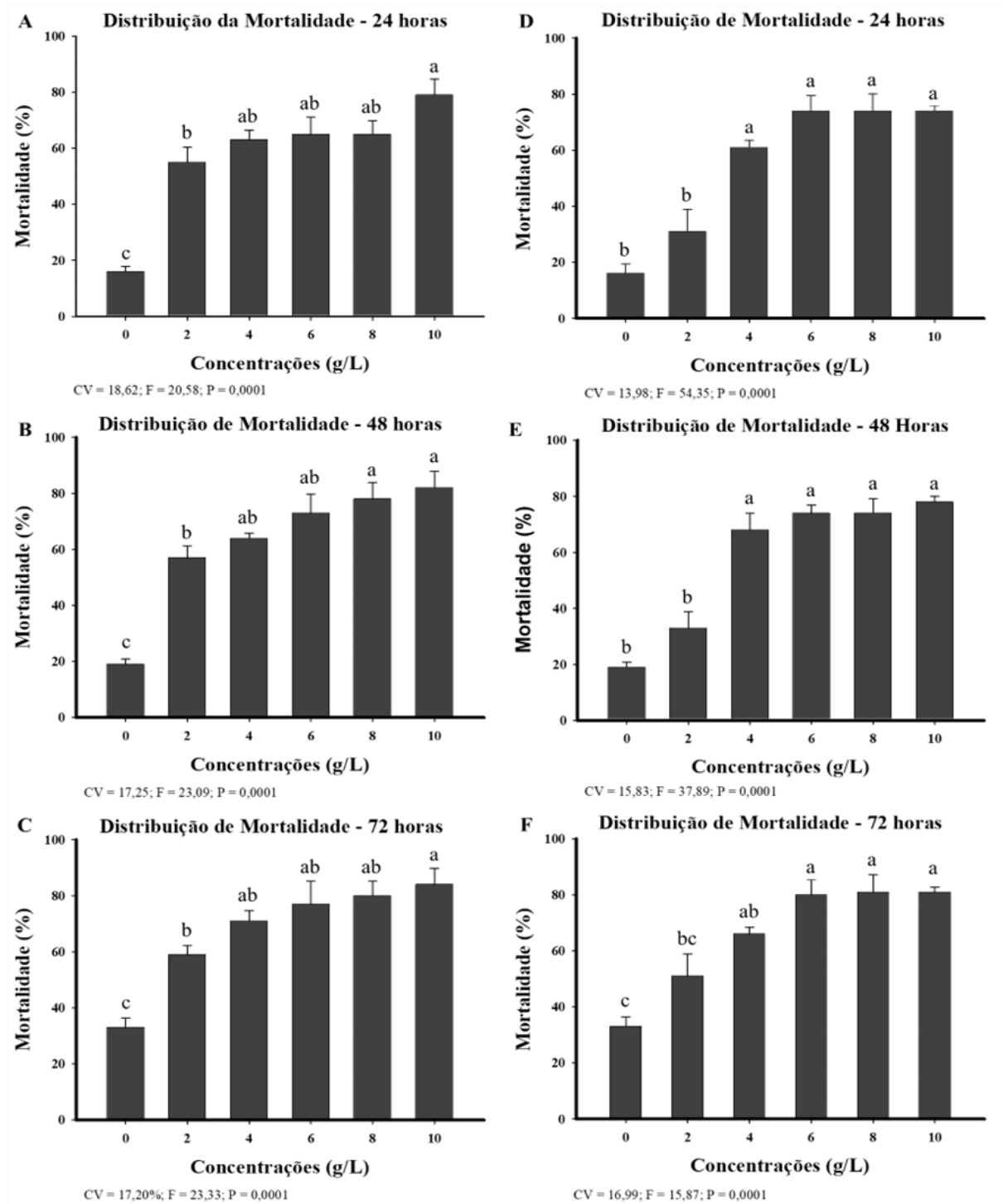
^a número de insetos testados.

^b Concentrações letais necessárias para matar 50, 65, 75 e 80 % das populações e seus respectivos intervalos de confiança a 95%.

Em todas as concentrações testadas e nos três períodos avaliativos (24, 48 e 72h), o extrato de pinha demonstrou uma eficácia superior a 50% na mortalidade dos insetos adultos, alcançando 84% de mortalidade na maior concentração (10g/L) após 72 horas (Figura 4A-C).

Para extrato de graviola, observou-se mortalidade acima de 50% dos insetos adultos, exceto na concentração de 2 g/L, durante as primeiras 48 horas (Figura D-E). Alcançando 81% de mortalidade nas concentrações de 8 e 10 g/L (Figura 4F). Na concentração mais baixa (2g/L), a mortalidade acima de 50% foi observada somente após 72 horas (Figura 4F). Os resultados sugerem que o extrato de graviola causa mortalidade expressiva no controle da mosca-branca a partir da concentração de 4 g/L.

Figura 4. Mortalidade de insetos adultos de *B. tabaci* após 24, 48 e 72 horas da aplicação dos extratos etanólicos de pinha (A-C) e graviola (D-F) aplicados no solo. Médias acompanhadas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, conforme determinado pelo teste de Tukey a um nível de significância de 5%.



Fonte: Autor, 2024.

3.4 DISCUSSÃO

Nos últimos 20 anos, houve um notável aumento no interesse acadêmico em produtos vegetais naturais que possuem propriedades inseticidas (Isman, 2020). Os inseticidas botânicos têm efeitos variados sobre diferentes insetos, os quais dependem das características fisiológicas específicas de cada espécie de inseto, assim como do tipo de planta que é utilizada como inseticida (Wafaa et al., 2017). Os extratos vegetais são uma alternativa ecologicamente sustentável para o controle de insetos (Abutaha et al. 2020; Andrade et al., 2020; Zulhussnain et al., 2020). Esses extratos podem ser obtidos de diferentes partes das plantas usando uma variedade de métodos de extração. Além disso, seus efeitos tóxicos dependem do tempo de exposição e da concentração do extrato (Mohamed et al., 2019). Os inseticidas botânicos afetam insetos de várias maneiras, dependendo dos componentes presentes e de suas propriedades (Wafaa et al., 2017). Podem ser agrupados em seis categorias: repelentes, dissuasores/antialimentares, alimentares, tóxicos, retardadores de crescimento, que msterilantes e atrativos (Rajashekar et al., 2012).

As plantas da família *Annonaceae* têm sido identificadas como uma fonte promissora de compostos naturais bioativos com propriedades inseticidas (Krinski et al., 2014). Especificamente, após a descoberta das acetogeninas (ACGs), essa família ganhou destaque como uma importante fonte desses compostos (Bermejo et al., 2005; Rainer, 2007).

Os resultados indicam que tanto o extrato etanólico de pinha quanto o extrato etanólico de graviola têm atividade inseticida sobre os adultos de *B. tabaci*, porém com diferenças significativas em termos de eficácia e concentração. Os extratos etanólicos de pinha e graviola foram testados quanto à toxicidade para insetos adultos de *B. tabaci* após 72 horas de pulverização. A CL_{50} variou entre 1,62 e 2,90 g/L, com o extrato de pinha demonstrando maior toxicidade em comparação com o de graviola, requerendo doses menores para induzir 50% de mortalidade na população. Esses resultados estão em consonância com um estudo anterior realizado por Cruz-Estrada et al. (2013), que examinou o efeito do extrato aquoso das folhas de *A. squamosa* sobre ovos e ninfas de *B. tabaci*, constatando que o extrato de pinha apresentou valores inferiores de CL_{50} e CL_{90} (0,36 e 1,02 mg mL⁻¹, respectivamente), o que reforça os resultados obtidos neste estudo.

Na avaliação do efeito letal sobre os insetos, o extrato de pinha demonstrou uma taxa de mortalidade mais alta e mais rápida em todas as concentrações testadas em comparação com o extrato de graviola. Mesmo na mesma concentração de 10 g/L, o extrato de pinha alcançou uma taxa de mortalidade de 90% em 24 horas, enquanto o extrato de graviola alcançou apenas 57% de mortalidade no mesmo período. A comparação direta entre os dois extratos mostra que o extrato de pinha foi mais eficaz na indução de mortalidade nos insetos adultos de *B. tabaci* em todas as concentrações e períodos avaliados. Esses resultados sugerem que, em termos de eficácia inseticida contra insetos adultos *B.*

tabaci, a o extrato de pinha é mais promissor do que o extrato de graviola.

Diversos estudos sugerem que os extratos das plantas graviola e pinha podem ser explorados como potenciais agentes de controle de pragas agrícolas devido às suas propriedades tóxicas (Ansante et al. 2015; Bernardi et al., 2017; Rocha et al., 2018; Trindade et al., 2018; Souza et al., 2017, 2019; Maciel et al., 2019; Miotto et al., 2020; Arain et al., 2021). Soares et al. (2021) determinaram que a aplicação do extrato etanólico de sementes de graviola inibe a infestação e oviposição de *B. tabaci* MEAM 1 em folíolos de tomateiro, destacando o potencial desses extratos como fonte de inseticidas botânicos. A propriedade inseticida sobre a fase imatura da mosca-branca também foi observada por Cruz-Estrada et al. (2013), utilizando-se das folhas de pinha. No entanto, há uma falta de dados sobre a atividade inseticida do extrato etanólico de sementes de graviola e pinha sobre adultos de *B. tabaci*. Portanto, os resultados aqui obtidos são de importância para destacar o potencial dos extratos utilizados como fonte de inseticidas botânicos no controle do inseto adulto de *B. tabaci*.

O extrato de pinha demonstrou uma capacidade superior em induzir a mortalidade mais rapidamente, como indicado pela menor TL_{50} em comparação com o extrato de graviola e o controle. Apesar das curvas de sobrevivência dos adultos expostos aos tratamentos com os extratos de graviola e pinha não mostraram diferenças significativas. No entanto, foi observado que o inseticida botânico, representado pelo extrato de pinha, induziu a mortalidade de 50% da população mais rapidamente (TL_{50} = 4,67 horas) em comparação com o extrato de graviola (TL_{50} = 5,24 horas) e o controle (TL_{50} = 30,13 horas).

Na análise do efeito sistêmico, observou-se que o extrato de pinha demonstrou uma eficácia notavelmente superior em concentrações mais baixas, resultando em mortalidade significativa em todas as concentrações testadas ao longo dos três períodos de avaliação. Por outro lado, o extrato de graviola mostrou eficácia apenas em concentrações mais elevadas, com uma taxa de mortalidade acima de 50% observada em concentrações de 8 e 10 g/L após 72 horas. Não foram observados impactos significativos do extrato de graviola no desenvolvimento pós-embrionário da mosca-branca, corroborando observações anteriores sobre sua eficácia limitada em concentrações mais baixas (Soares et al., 2021). Em contraste, Souza e Verdrum (2005) constataram um impacto positivo e significativo do extrato aquoso de nim no controle de *B. tabaci*. A aplicação do extrato aquoso no solo das plantas de tomate resultou em uma mortalidade de 100% das ninfas de primeiro instar da mosca-branca.

A toxicidade dos extratos vegetais está diretamente relacionada a sua composição química, nestes, são encontrados metabólitos secundários, que conferem proteção a estresses bióticos e abióticos sofridos pelas plantas (Aharoni; Galili, 2011; Bakkali et al., 2008; Campos et al., 2019). A toxicidade de um extrato vegetal pode ser afetada por diversos elementos, incluindo a concentração dos compostos bioativos, o método de preparo do extrato, a via de administração, a sensibilidade do organismo em

questão, e outros fatores individuais (Krinski et al., 2014; Rodriguez-Montero et al., 2020). É plausível que o extrato de graviola não tenha exibido uma elevada taxa de mortalidade em insetos adultos de mosca-branca devido à potencial variação na quantidade de acetogenina e/ou outros compostos secundários. É importante realizar estudos adicionais para confirmar e aprofundar essas descobertas, explorando potenciais aplicações práticas na agricultura e investigando sua viabilidade como alternativa sustentável aos inseticidas tradicionais.

3.4 CONCLUSÃO

Tanto o extrato de pinha assim como de graviola possui propriedades inseticidas contraos adultos de *B. tabaci*, porém o extrato de pinha demonstrou maior eficácia em concentrações mais baixas. Isso sugere que o extrato de pinha poderia ser uma alternativa mais eficaz e economicamente viável para o controle da mosca-branca.

3.5 REFERENCIAS

- Abutaha, N., Al-Mekhlafi, F.A., Farooq, M. Target and nontarget toxicity of *Cassia fistula* fruit extract against *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae), lung cells (BEAS-2B) and zebrafish (*Danio rerio*) embryos. **J Med Entomol** 57:493–502. 2020.
- Aharoni, Asaph, and Gad Galili. “Metabolic engineering of the plant primary-secondary metabolism interface.” *Current opinion in biotechnology* vol. 22,2. 2011.
- Andrade, T.S.A. et al. Larvicidal activity of *Caesalpinia ferrea* Mart. and *Lippia origanoides* Cham. against *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera: Culicidae). **Rev Patol Trop** 49:45–54. 2020.
- Ansante, T.F., et al. Secondary metabolites from Neotropical Annonaceae: screening, bioguided fractionation, and toxicity to *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Industrial Crops and Products**. v.74, p.969-976. 2015.
- Araín, Q.A. et al. Comparative toxicity of transgenic cotton CEM-33, Bt-906 varieties, and *Annona squamosa* L., seed extract against biotic potential of *Spodoptera litura* (Fab.). **Int JTrop Insect Sci** 41:1053–1060. 2021.
- Avula, B. et al. Targeted and non-targeted analysis of annonaceous alkaloids and acetogenins from *Asimina* and *Annona* species using UHPLC-QToF-MS. **J. Pharm. Biomed. Anal.**, July. 2018.
- Bakkali, F et al. “Biological effects of essential oils--a review.” *Food and chemical toxicology* : an international journal published for the British Industrial Biological Research Association vol. 46,2. 2008.
- Bermejo, A., Figadere, B., Zafra-Polo, M.C., Barrachina, I., Estornell, E., Cortes, D. Acetogenins from Annonaceae: recent progress in isolation, synthesis and mechanisms of action. **Natural Product Reports**, v. 22, n. 2, p. 269-303. 2005.
- Bernardi, D., et al. Potential use of *Annona* byproducts to control *Drosophila suzukii* and toxicity to its parasitoid *Trichopria anastrephae* **Industrial Crops and Products** , v.110, p.30-35. 2017.
- Campos, E.V.R., Proença, P.L.F., Oliveira, J.L., Bakshi, M., Abhilash, P.C., & Fraceto, L.F. Use of botanical insecticides for sustainable agriculture: Future perspectives. *Ecological Indicators*, 105, 483-495., 2019.
- Cheng-Yao MA, Jia-Hui LU, Xiang LI, Xiao LIU, Jian-Wei CHEN. Eight new cytotoxic annonaceous acetogenins from the seeds of *Annona squamosa*. **Chinese Journal of Natural Medicines**, Volume 17, Issue 4, Pages 291-297. 2019.
- Cruz-Estrada, A., Gamboa-Angulo, M., Borges-Argaez, R., & Ruiz-Sanchez, E. Insecticidal effects of plant extracts on immature whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Hemiptera: Aleyroideae). **Electron. J. Biotechnol.** 2013, vol.16, n.1, pp.6-6.
- Fiallo-Olivé, E., & Navas-Castillo, J. Molecular and biological characterization of a New World mono-/bipartite begomovirus/delta satellite complex infecting *Corchorus siliquosus*. **Frontiers in Microbiology**, vol. 11, p. 2020.
- Horowitz, A.R. et al. Insecticide resistance and its management in *Bemisia tabaci* species. **Journal of Pest Science**, v. 93, p. 893–910, 2020.
- Isman, M.B. Botanical insecticides in the twenty-first century—fulfilling their promise? **Annu Rev Entomol** 65:233–249. 2020.
- Krinski, D. et al. Insecticidal potential of the *Annonaceae* family plants (Potencial inseticida de plantas da família Annonaceae). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, edição especial, p. 225-242. 2014.
- Leão, R. M. et al. Secondary metabolites of *Asclepias curassavica* (Apocynaceae) and its effects on food preference and mortality of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Emirates Journal of Food and Agriculture**, v. 32, n. 8, p. 583-590. 2020.

- Maciel, A.G.S. et al. Microencapsulação do extrato de sementes de *Annona squamosa* L. (Annonaceae) e toxicidade letal para *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae). **Industrial Crops and Products**, v. 127, p. 251-259. 2019.
- Miotto, J. et al. Toxicities of acetogenin-based bioacaricides against two-spotted spider mite and selectivity to its phytoseiid predators. **Experimental & applied acarology** vol. 81,2. 2020.
- Mohamed, E.H., Rania Ali et al. “Evidence Based Efficacy of Selected Herbal Extracts Against *Culex quinquefasciatus* (Say) Larvae.” **Pakistan journal of biological sciences : PJBS** vol.22,3 (2019): 127-132.
- Oliveira, E. R. et al. Toxicity of *Cymbopogon flexuosus* essential oil and citral for *Spodoptera frugiperda*. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 42, n. 4, p. 408-419. 2018.
- Paes, M.M. et al. Potencial Citotóxico das Acetogeninas do Gênero *Annona*. **Rev. Virtual Quim.**, v. 8, n. 3, p. 945–980. 2016.
- Paz, L.C., Soares, A.M.L., Teixeira, R.O., Silva, J.P., Ferreira, C.H.L.H., Trindade, R.C.P. Toxicity of the organic extract from *Annona muricata* L. (Annonaceae) seeds on *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae) IN cabbage cultivation (*Brassica oleracea* L.). **Ciência Agrícola**, v. 16, n. 1, p. 55-60. 2018.
- Rainer, H. Monographic studies in the genus *Annona* L. (Annonaceae): inclusion of the genus rollinia A.ST.-HIL. **Ann. Naturhist. Mus. Wie**. 191 -205, 2007.
- Rajashekar, Y., & Bakthavatsalam, N., & Shivanandappa, T.. Botanicals as Grain Protectants. **Psyche**.13. 10.1155/2012/646740, 2012
- Ribeiro, L.P., & Vendramim, J.D.. Effects of organic plant extracts on behavior of *Sitophilus zeamais* Mots. (Coleoptera: Curculionidae) adults. **Brazilian Journal of Agriculture**, v.92,p.186-197. 2017.
- Rocha, J.J.L. et al. Atividade do extrato etanólico de sementes de *Annona squamosa* L. (Annonaceae) sobre *Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae). **Revista Craibeiras de Agroecologia**, v. 3, n. 1, p. 6659. 2018.
- Rodriguez-Montero, Lucía, Berrocal-Jimenez, Alexander, Campos-Rodriguez, Rooel, Madriz-Martinez, Mairon. Determination of the biocidal activity of plant extracts against the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Tecnología en Marcha [online]**, vol.33,n.3. 2020.
- Soares, M.C.E. et al. Lethal and Sublethal Effects of *Annona* spp. Derivatives on *Bemisia tabaci* MEAM 1 (Hemiptera: Aleyrodidae) in Tomato. **Neotrop Entomol** 50:966–975. 2021.
- Souza, A.P., & Vendramim, J.D.. Efeito translaminar, sistêmico e de contato de extrato aquoso de sementes de nim sobre *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B em tomateiro. **Neotropical Entomology**, 34(1), 83–87. 2005.
- Trindade, R.C.P. et al. Toxicity of soursop extracts to diamondback moth. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 1, p. 104-111. 2018.
- Wafaa M. Hikal, Rowida S. Baeshen, Hussein A.H. Said-Al Ahl, Karol Ujházy (Reviewing Editor). Botanical insecticide as simple extractives for pest control. **Cogent Biology**, 3:1. 2017.
- Zulhussnain, M. et al. Insecticidal and Genotoxic effects of some indigenous plant extracts in *Culex quinquefasciatus* Say Mosquitoes. **Sci Rep** 10:1–13. 2020.

4 CAPITULO 2: Transmissão dos *Begomovirus* bean golden mosaic virus e macroptilium yellow spot virus a três hospedeiras leguminosas.

RESUMO

Os begomovírus (gênero *Begomovirus*, família *Geminiviridae*) destacam-se como agentes virais de extrema relevância para as plantas, acarretando prejuízos econômicos e sociais em âmbito global. Esses vírus são transmitidos de forma persistente-circulativa por insetos do complexo *Bemisia* spp. e têm a capacidade de infectar uma ampla gama de plantas dicotiledôneas. No contexto agrícola brasileiro, o bean golden mosaic virus (BGMV) figura como um dos begomovírus mais preocupantes para a cultura do feijoeiro, enquanto o macroptilium yellow spot virus (MaYSV) tem emergido como uma possível ameaça significativa para os feijoeiros na região Nordeste. O presente estudo teve como objetivo investigar se os fatores relacionados à adaptabilidade viral e à eficiência de transmissão pelo inseto vetor *B. tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) desempenham um papel na substituição do BGMV pelo MaYSV como o principal begomovírus infectando cultivos de feijão-comum (*Phaseolus vulgaris*) e feijão-fava (*Phaseolus lunatus*) no Estado de Alagoas. Para isso, foram inoculados clones infecciosos de BGMV e MaYSV em plantas de feijão-comum, feijão-fava e *Macroptilium lathyroides*, tanto em infecções simples quanto mistas. Além disso, foi conduzido um ensaio de transmissão utilizando plantas de feijão-comum infectadas com cada vírus, tanto em infecções simples quanto mistas, para plantas hospedeiras. Os resultados obtidos demonstraram que a aptidão do BGMV em causar infecção sistêmica nas três plantas hospedeiras foi superior à do MaYSV. A taxa de transmissão do BGMV para feijoeiros foi de 60%, enquanto para *M. lathyroides* foi de 70%. Em conjunto, estes resultados sugerem que o BGMV representar uma ameaça mais significativa, podendo ser mais prevalente e impactante nessas culturas agrícolas. No entanto, experimentos adicionais são necessários para a avaliação mais precisa desses resultados.

Palavras-Chave: Begomovírus, *Geminiviridae*, *Bemisia* spp., transmissão viral.

ABSTRACT

Begomoviruses (genus *Begomovirus*, family *Geminiviridae*) stand out as virais agents of extreme relevance to plants, causing economic and social losses on a global scale. These virusesare transmitted in a persistent-circulative manner by insects of the *Bemisia* spp. complex and have the ability to infect a wide range of dicotyledonous plants. In the Brazilian agricultural context, bean golden mosaic virus (BGMV) stands out as one of the most concerning begomoviruses for common bean cultivation, while Macroptilium yellow spot virus (MaYSV)has emerged as a possible significant threat to beans in the Northeast region. The present studyaimed to investigate whether factors related to viral adaptability and transmission efficiency by the vector insect *B. tabaci* (Gennadius) MEAM 1 play a role in the replacement of BGMV by MaYSV as the main begomovirus infecting common bean (*Phaseolus vulgaris*) and lima bean(*Phaseolus lunatus*) crops in the state of Alagoas. To do so, infectious clones of BGMV and MaYSV were inoculated into common bean, lima bean, and *Macroptilium lathyroides* plants, both in single and mixed infections. Additionally, a transmission assay was conducted using BGMV- and MaYSV-infected common bean plants, both in single and mixed infections, to healthy host plants. The results obtained demonstrated that BGMV's ability to cause systemic infection in the three host plants was superior to that of MaYSV. Under laboratory conditions, only BGMV was efficiently transmitted by the whitefly to healthy plants. The transmission rateto common beans was 60%, while for M. lathyroides, it was 70%. Taken together, these resultssuggest that BGMV represents a more significant threat, potentially being more prevalent and impactful in these agricultural crops. However, additional experiments are necessary for a moreprecise evaluation of these results.

Keywords: Begomovirus, *Geminiviridae*, *Bemisia* spp., viral transmission.

4.1 INTRODUÇÃO

Fitopatógenos representam uma grande ameaça à segurança alimentar. Em algumas regiões, como por exemplo na América do Sul e Central, os prejuízos chegam a 50% em cultivos de feijão, milho e batata (Ristaino *et al.*, 2021). Os vírus de plantas ainda são um dos principais fitopatógenos causadores de perdas econômicas na agricultura (Pallás *et al.*, 2018).

Os begomovírus, pertencentes a família *Geminiviridae*, são considerados alguns dos vírus de plantas mais significativos, causando prejuízos econômicos e sociais em todo o mundo (Lefeuvre *et al.*, 2019; Legg *et al.*, 2014; Mumford *et al.*, 2016; Rojaset *et al.*, 2018; Zerbini *et al.*, 2017). A família *Geminiviridae* é constituída por vírus com genoma de DNA circular de fita simples, mono- ou bissegmentado, encapsidado em uma partícula quasi-icosaédrica geminada (Fiallo-Olive *et al.*, 2021). Os begomovírus são transmitidos por um complexo de espécies de mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), de maneira persistente-circulativa (De Barro *et al.*, 2011). Neste contexto, o vírus é adquirido pelo vetor durante o período de alimentação do floema da planta infectada, circula o corpo do inseto até alcançar as glândulas salivares e é então injetado na planta saudável durante a alimentação subsequente (Rezende & Kitajima, 2018; Ghosh, Rao & Baranwal, 2019).

O bean golden mosaic virus (BGMV) é um dos begomovírus de maior importância em feijoeiros no Brasil (Inoue-Nagata *et al.*, 2016), e foi registrado no país pela primeira vez em 1961 (Costa, 1965). O BGMV, é responsável pela doença mosaico dourado do feijoeiro, considerada a virose mais nociva à cultura do feijão nas regiões tropicais e subtropicais das Américas (Costa, 1987; Lemos *et al.*, 2003; Wendland *et al.*, 2016), causando perdas de 40 a 100% na produção de grãos (Wendland *et al.*, 2016). Sintomas característicos da doença incluem mosaico/mosqueado intensos em todo limbo foliar, podendo ocorrer nanismo, clorose, bolhosidade e rugosidade (Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

Plantas não cultivadas de diferentes famílias botânicas podem abrigar uma alta diversidade de espécies de begomovirus. *Macrottilium yellow spot virus* (MaYSV), obtida originalmente de leguminosas não cultivadas, *Macrottilium lathyroides*, *Calopogonium mucunoides* e *Canavalia* sp. (Silva *et al.*, 2012) tem emergido como problema para feijoeiros no Nordeste do Brasil (Ramos-sobrinho *et al.*, 2014; Luna 2023).

Uma maior adaptação do vírus ao hospedeiro pode resultar de uma interação mais eficiente entre fatores virais e do hospedeiro. Isso pode levar a uma taxa de replicação celular mais elevada, movimento célula-a-célula e a longa distância mais rápido e eficiente. Além disso, essa adaptação pode conferir ao vírus a capacidade de invadir diferentes tecidos além do local inicial de introdução, como o floema, onde o vírus é tipicamente transmitido por insetos vetores (Tyler e Fields, 1996; Petty *et al.*, 2000).

É fundamental aprofundar a investigação sobre a infecção viral causado pelo BGMV e MaYSV

aos feijoeiros. Sendo, importante examinar se existem diferenças significativas na severidade e nos sintomas causados por ambos os vírus nos hospedeiros, bem como investigar-se há variações na transmissão pelo vetor. O objetivo deste estudo, foi avaliar a adaptabilidade de clones infecciosos de BGMV e MaYSV em feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides* em infecções simples e mistas.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1 Local de execução

Os experimentos foram conduzidos no Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária (Bioagro) no Laboratório de Ecologia e Evolução de Virus (LEEV) da Universidade Federal de Viçosa (UFV), localizada no município de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

4.2.2 Criação dos insetos

A criação de *B. tabaci* (MEAM1) foi conduzida em uma gaiola com tela anti-afídeo, em uma sala climatizada onde as condições ambientais foram mantidas a uma temperatura de $26 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $60 \pm 20\%$ e fotoperíodo de 12 horas. Como plantas hospedeiras, foram utilizadas plantas de couve do cultivar Manteiga (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*), cultivadas em vasos de polipropileno de um litro. A cada semana, novas plantas foram introduzidas para substituir as plantas senescentes, e cuidados culturais, bem como a irrigação das plantas, foram realizados conforme necessário.

4.2.3 Bombardeamento com micropartículas dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV

Clones infecciosos construídos por Ferro (2019) com base nos isolados dos begomovírus bean golden mosaic virus (BGMV) BR:Pai13:11 (números de acesso do GenBank KJ939749 [DNA-A] e MH925107 [DNA-B] Ramos-Sobrinho et al., 2014), e Macroptilium yellow spot virus (MaYSV) BR:Sti3:11 (números de acesso do GenBank KJ939861.1 [DNA-A] e MN341009.1 [DNA-B] Ramos-Sobrinho et al., 2014) foram utilizados nos experimentos.

Os experimentos de inoculação dos clones infecciosos via biobalística foram realizados de acordo com o protocolo descrito por (Ascencio-Ibañez; Settlage, 2007). Nestes, cinco microgramas de cada componente genômico de BGMV e MaYSV foram associados a nanopartículas de ouro e bombardeados contra o eixo hipocótilo-radicular das sementes de feijão-comum cv. 'Pérola' e feijão-fava branco (cv. não identificada), ambas comercialmente disponíveis; e nas regiões meristemáticas das plantas de *M. lathyroides* após 15 dias de germinação. Como controle negativo, o eixo hipocótilo-radicular ou meristemas de cada hospedeiro foi submetido a bombardeamento com partículas de ouro sem DNA. O experimento foi repetido cinco vezes, sendo que cada repetição consistiu em 30 sementes de feijão-comum e feijão-fava, além de dez plantas de *M. lathyroides*.

As suspensões de micropartículas foram preparadas através da mistura de 50 μL de partículas de ouro com 50 μL de CaCl_2 e 20 μL de espermidina. Posteriormente, as micropartículas passaram por um processo de lavagem com etanol absoluto, visando remover quaisquer impurezas que possam interferir na eficácia do bombardeamento. As plantas foram inoculadas com as seguintes combinações de componentes: a) BGMV DNA-A + DNA-B (infecção simples); b) MaYSV DNA-A + DNA-B (infecção simples); c) BGMV DNA-A + DNA-B juntamente com MaYSV DNA-A + DNA-B (infecção mista).

Após o bombardeamento, as sementes de feijão (comum e fava) e as plantas de *M. lathyroides* foram transplantadas para vasos de polietileno com 500 mL contendo uma mistura de terra de barranco e substrato para hortaliças (composta por casca de pinus, vermiculita, pg mix 14.16.18, nitrato de potássio, superfosfato simples e turfa) na proporção de 1:1. As plantas foram mantidas em casa de vegetação e a expressão dos sintomas foi avaliada até 28 dias pós-inoculação (dpi). Após 15 dpi, o DNA total de todas as plantas foi extraído de acordo com Doyle e Doyle (1987). A confirmação de plantas com infecções foi realizada por PCR usando primers BGMV-A_(For) (5'-CCTTGTGTAGACCCAGTTTGT-3') e BGMV-A_(Rev) (5'-CAAAGGTGTTTTCAAATCATGCTG-3') para a detecção de BGMV DNA-A; BGMV-B_(For) (5'-GGTTCTCCGTGCTCCTACTATA-3') e BGMV-B_(Rev) (5'-AAACAGAGCCTATATGTCATA-3') para detecção de BGMV DNA-B; MaYVS-A_(For) (5'-GGAGGTGGAGGTCCAAAAA-3') e MaYVS-A_(Rev) (5'-TCTGGGACGACATATTTAGT-3') para a detecção de MaYVS DNA-A; MaYVS-B_(For) (5'-GTTGTTTATTATTTCCAAGCATTG-3') e MaYVS-B_(Rev) (5'-TCTATAGGAGTCAGCTCAAAT-3') para a detecção de MaYVS DNA-B (Ferro et al., 2019).

As reações de PCR foram realizadas em um volume final de 13 µL contendo 1,5 µL tampão de reação GoTaq incolor (Promega), 1 µL da mistura de dNTPs, 0,5 µL de cada oligonucleotídeo e 0,1 U de GoTaq DNA Polimerase (Promega), completando-se o volume com H₂O ultrapura. As condições de termociclagem consistiram em uma desnaturação inicial de 94°C por 3 minutos e 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 45 segundos, anelamento a 54°C por 30 segundos e extensão a 72°C por 90 segundos, seguindo de uma extensão final a 72°C por 10 minutos. Os produtos amplificados foram analisados em gel de agarose a 1% sob luz UV.

4.2.4 Ensaios de agroinfiltração dos clones infecciosos de BGMV e MaYVS em feijão-comum e feijão-fava.

No preparo das culturas bacterianas de *Agrobacterium tumefaciens* para agroinfiltração, colônias isoladas da linhagem GV3101, contendo os componentes genômicos (DNA-A e DNA-B) dos clones de BGMV e MaYVS no vetor pJL89 (FERRO et al., 2019), foram cultivadas em pré-inóculos de 25 mL de meio LB (Luria Bertani) líquido suplementado com canamicina (50 µg/ml). As colônias foram então incubadas a 28°C por 48 horas sob agitação a 180 rpm, permitindo o crescimento bacteriano até atingir a densidade ótica adequada para a agroinfiltração.

Após o período de incubação inicial, o pré-inóculo foi transferido para 50 mL de meio LB líquido, complementado com canamicina (50 µg/ml), e novamente incubado a 28°C por 48 horas sob agitação a 180 rpm. Após este período, a cultura resultante foi centrifugada a 5000g por 15 minutos, e o sobrenadante foi removido. O pellet bacteriano obtido foi ressuspensionado em tampão de agroinfiltração, composto por MES 10 mM (pH 5,6) e MgCl₂ 10 mM, adicionando-se acetoseringona

(150 μ M) até atingir uma densidade óptica (OD600) de 0,5. As suspensões bacterianas foram então mantidas no escuro por 2 horas, aguardando o momento da agroinoculação.

Nesta etapa, somente plantas de feijão-comum e feijão-fava foram submetidas à agroinoculação direta na face abaxial da folha e no pecíolo, utilizando seringas descartáveis. Cada clone infeccioso (BGMV e MaYSV) foi inoculado isoladamente, não havendo experimentos com infecções mistas neste método de transformação. No tratamento controle, as plantas receberam agroinoculação com culturas de GV3101 portando o vetor pJL89 vazio.

Inicialmente, foram inoculadas dez plantas de cada espécie hospedeira (feijão-comum e feijão-fava) para cada isolado viral (tratamento). Este procedimento foi repetido quatro vezes, mantendo o mesmo número de plantas para cada tratamento em cada repetição. Posteriormente, foi realizado um segundo experimento no qual 60 plantas de feijão-comum foram inoculadas com os clones infecciosos de BGMV, com o objetivo específico de avaliar a eficiência de infecção desse vírus nessa espécie por este método de transformação. Em suma, ao longo do estudo, foram utilizadas 100 plantas de feijão-comum e 40 plantas de feijão-fava, considerando as diferentes etapas e repetições.

Após a inoculação, as plantas, foram mantidas em estufa com temperatura controlada de $25^{\circ}\text{C} \pm 3$. Após um intervalo de 18 a 21 dias pós-inoculação (DPI), as plantas foram submetidas a uma análise visual para identificar a presença de sintomas decorrentes da infecção viral. A confirmação da infecção viral foi conduzida através da técnica de PCR, seguindo o mesmo protocolo empregado nos ensaios com bombardeamento, e utilizando os mesmos primers espécie-específicos, tanto para o DNA-A quanto para o DNA-B de BGMV e MaYSV.

4.2.5 Ensaio de transmissão por *Bemisia tabaci* Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1).

Plantas de feijão-comum inoculadas via biobalística, sintomáticas, e com infecção sistêmica confirmada via PCR aos 21 dias dpi, foram utilizadas como fontes para aquisição de vírus por *B. tabaci* MEAM1. Vinte adultos de mosca-branca não sexados, não-virulíferos (mantidos em plantas de couve foram liberados em gaiolas à prova de insetos contendo plantas de feijão-comum com infecção simples e mista com BGMV e MaYSV por um período de aquisição (PAA) de 48 h. Posteriormente, 20 adultos de mosca-branca por planta, foram transferidas para feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides* sadios (plantas-alvo) com o primeiro par de folhas verdadeiras totalmente expandido para um período de acesso de inoculação (PAI) de 48 h. Nas plantas de feijão-comum e feijão-fava, os insetos foram mantidos em gaiolas (*clip cages*) e nas plantas de *M. lathyroides* em copos de poliestireno de 750 ml com a abertura superior do copo vedada com tela anti-afídeo. Foram utilizadas 10 plantas em cada tratamento (hospedeiros x infecção simples e hospedeiros x infecção mista), foram mantidas cinco plantas sadias como tratamento controle. As plantas foram mantidas em casa de vegetação e a expressão dos sintomas foi avaliada até 28 dias pós-inoculação (dpi).

4.3 RESULTADOS

4.3.1 Bombardeamento com micropartículas dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV

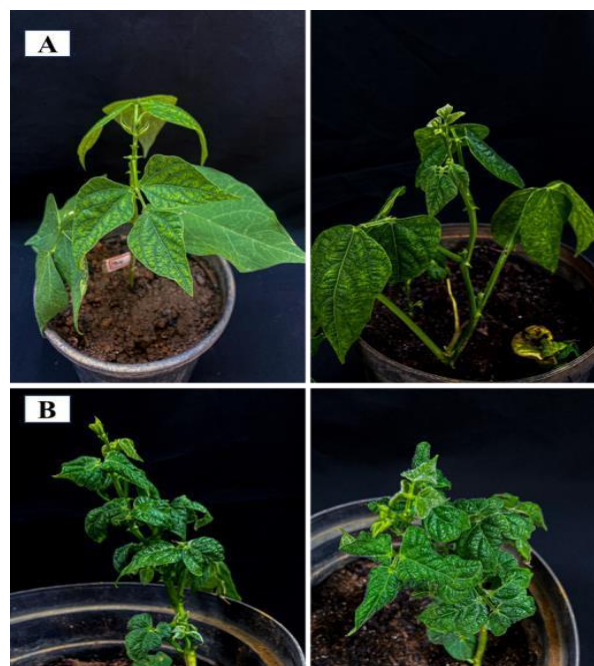
Os sintomas nas plantas de *M. lathyroides* infectadas pelo BGMV começaram a surgir sete dias após a inoculação (dpi), caracterizados por um mosaico amarelo acentuado (Figura 5). Por outro lado, em plantas de feijão-comum, os sintomas de infecção simples por BGMV e MaYSV, bem como de infecção mista, apareceram 21 dpi. As plantas infectadas apenas com BGMV exibiram sintomas leves de mosaico e epinastia (Figura 6A), enquanto aquelas infectadas apenas com MaYSV apresentaram sintomas de distorção foliar, nanismo e um mosaico leve (Figura 6B).

Figura 5. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em planta de plantas de *M. Lathyroides* inoculadas via biobalístia



Fonte: Autor, 2024

Figura 6. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV (A) e MaYSV (B) em plantas de feijão-comum inoculadas via biobalístia.



Fonte: Autor, 2024.

Nas plantas de feijão-fava infectadas pelo (BGMV), os sintomas de mosaico amarelo acentuado só se manifestaram 21 dias após a inoculação (dpi) (Figura 7). Já as plantas no tratamento de infecção mista, apenas plantas de feijão-comum exibiram sintomas combinados dos dois vírus (Figura 8). Não foram observadas infecções simples ou mistas por MaYSV nos hospedeiros *M. lathyroides* e feijão-fava.

Figura 7. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em plantas de feijão-fava inoculadas via biobalístia.



Fonte: Autor, 2024.

Figura 8. Sintomas característico de infecção sistêmica mista (BGMV+MaYSV) em plantas de feijão-comum inoculadas via biobalístia.



Fonte: Autor, 2024.

Os resultados do ensaio de infectiosidade estão resumidos na Tabela 2. Foram inoculadas 30 plantas de feijão-comum e 20 plantas de *M. lathyroides*. Observou-se uma taxa global de infectividade baixa, com todos os tratamentos apresentando uma infectividade abaixo de 50%. Nos ensaios realizados

com o hospedeiro feijão-comum, a porcentagem média de plantas inoculadas com BGMV ou MaYSV foi de 33% e 16%, respectivamente. Infecções mistas foram observadas apenas neste tratamento, com uma taxa de infecção de 10%.

A incidência de infecção pelo MaYSV DNA-A e DNA-B foi observada em apenas plantas de feijão-comum (16%) (Tabela 2). Uma infecção assintomática pelo DNA-A foi identificada em 80% das plantas de feijão-comum foram bombardeadas com os componentes MaYSV DNA-A e DNA-B. Além disso, testes de PCR revelaram infecções isoladas por DNA-A assintomático em todas as plantas de *M. lathyroides* (90%) e feijão-fava (79%) bombardeadas com ambos os componentes de MaYSV.

Tabela 3. Infectividade dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV inoculados via biobalística em plantas de feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides*.

Tratamento	Hospedeiro	Componente Genômico	Plantas infectadas (%)	Sintomas
BGMV	<i>P. vulgaris</i>	DNA-A + DNA-B	33	E, M
	<i>P. lunatus</i>	DNA-A + DNA-B	13	M
	<i>M. lathyroides</i>	DNA-A + DNA-B	15	M
MaYSV	<i>P. vulgaris</i>	DNA-A + DNA-B	16	C, DF e N
	<i>P. lunatus</i>	DNA-A + DNA-B	0	-
	<i>M. lathyroides</i>	DNA-A + DNA-B	0	-
BGMV + MaYSV	<i>P. vulgaris</i>	BA+BB+MA+MB	10	DF, E, M, N
	<i>P. lunatus</i>	BA+BB+MA+MB	0	-
	<i>M. lathyroides</i>	BA+BB+MA+MB	0	-

.C, clorose; DF, deformação folia; E, epinastia; M, mosaico/mancha amarela; N, nanismo. Fonte: Autor, 2024.

4.3.2 Ensaios de agroinfiltração dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV em Feijão-comum e feijão-fava

Nos ensaios de agroinoculação em feijão-comum e feijão-fava com os clones infecciosos dos componentes DNA-A e DNA-B de BGMV e MaYSV em infecção simples, não foram observados sintomas característicos de infecção viral no intervalo de 15 a 21 DPI. Após a análise de todas as repetições realizadas nos experimentos, apenas uma única planta de feijão-comum, aos 29 dias DPI, apresentou sintomas evidentes de infecção sistêmica por BGMV (Figura 9). Análises de PCR utilizando pares de primers espécie-específico revelaram a presença de ambos os componentes do BGMV nas folhas sintomáticas de feijão-comum, confirmando a infecção por este isolado. Entretanto, plantas de feijão-comum inoculadas com MaYSV não apresentaram sintomas visuais e obtiveram resultados negativos nos testes de PCR. O mesmo padrão foi observado em plantas de feijão-fava inoculadas com BGMV e MaYSV em infecções simples, assim como nas plantas inoculadas com o vetor vazio (tratamento controle).

Figura 9. Sintomas característico de infecção sistêmica por BGMV em plantas de feijão-comum inoculadas via agroinoculação.



Fonte: Autor, 2024.

4.3.3 Ensaio de transmissão por *Bemisia tabaci* MEAM1

Nos ensaios de transmissão, observou-se que o begomovirus BGMV foi transmitido do feijão-comum para as três espécies de plantas hospedeiras, em percentual variando de 60% para feijão-comum e feijão-fava, e 70% para *M. lathyroides* (Tabela 3). Após sete dias após a transmissão, as plantas de *M. lathyroides* apresentaram sintomas bem definidos da virose (Figura 10A). Plantas de feijão-comum (Figura 10B) e fava (Figura 10C) apresentaram sintomas após 21 dias após a transmissão. Nos ensaios de transmissão do MaYSV, as plantas hospedeiras não apresentaram sintomas visíveis de infecção por este isolado. Não foi observado sintomas em nenhuma das plantas hospedeiras do tratamento com infecção mistas (Tabela 3).

Tabela 4. Infectividade do ensaio de transmissão por *B. tabaci* MEAM1 dos clones infecciosos de BGMV e MaYSV em plantas de feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides*.

Tratamento	Hospedeiro	Plantas infectadas (%)	Sintomas
BGMV	<i>P. vulgaris</i>	60	E, M
	<i>P. lunatus</i>	60	M
	<i>M. lathyroides</i>	70	M
MaYSV	<i>P. vulgaris</i>	0	-
	<i>P. lunatus</i>	0	-
	<i>M. lathyroides</i>	0	-
BGMV + MaYSV	<i>P. vulgaris</i>	0	-
	<i>P. lunatus</i>	0	-
	<i>M. lathyroides</i>	0	-

C, clorose; DF, deformação folia; E, epinastia; M, mosaico/mancha amarela; N, nanismo. Fonte: Autor, 2024.

Figura 10. Sintomas característico de infecção sistêmica em plantas de *M. lathyroides* (A); feijão-comum (B) e feijão-fava (C) por BGMV via transmissão por *B. Tabaci*.



Fonte: Autor, 2024.

4.4 DISCUSSÃO

Algumas plantas possuem mecanismos naturais de defesa que dificultam a infecção ou colonização por microrganismos estranhos. O feijoeiro, juntamente com outras espécies de leguminosas, enfrenta desafios consideráveis na transformação genética devido à sua natureza intrinsecamente resistente à modificação (THUDI et al., 2021). Em particular, certas variedades de feijão mostram resistência à agroinoculação. Um estudo comparativo sobre métodos de inoculação do vírus bean golden yellow mosaic virus (BGYMV) revelou que o bombardeio de partículas resultou em níveis mais altos de infecção e sintomas mais severos em comparação com a agroinoculação (Garrido-Ramirez et al., 2000). Estes resultados estão em consonância com as conclusões apresentadas neste estudo, que indicam que a infectividade dos clones dos vírus BGMV e MaYSV é mais eficiente quando realizada através do bombardeio de micropartículas, em comparação com a agroinoculação.

Uma descoberta interessante nos experimentos foi a capacidade específica dos componentes DNA-A do MaYSV em induzir uma infecção sistêmica assintomática em plantas de feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides*. Esse fenômeno também foi observado em componentes do DNA-A de begomovírus bipartidos NW (Novo Mundo) e OW (Velho Mundo) em estudos anteriores (Hou et al., 1998; Garrido-Ramirez et al., 2000; Ferro et al., 2019; Minor et al., 2022).

Os vírus de plantas dependem de fatores do hospedeiro para se replicar, mover célula a célula e viajar sistemicamente (Agudelo-Romero et al., 2008; Gong et al., 2020). A adaptação viral ocorre através da integração de processos de replicação viral dentro da fisiologia do hospedeiro e circuitos de interações genéticas e metabólicas (Agudelo-Romero et al., 2008). A dinâmica, entre o patógeno e a planta muda à medida que o vírus se adapta ao seu hospedeiro. Neste trabalho, foi observada diferenças na aptidão dos isolados virais entre os hospedeiros. A aptidão de BGMV em feijão-comum, feijão-fava e a plantas de *M. lathyroides* foi maior do que MaYSV. Em *M. lathyroides*, os sintomas de infecção

por BGMV apareceram sete dpi e foram consideravelmente mais acentuados dos aqueles induzidos em feijoeiros, que surgiu após 21 dpi, demonstrando um período de latência menor a esse hospedeiro.

Não foram observadas infecções sistêmicas do isolado MaYSV em feijão-fava e em *M. lathyroides* nos ensaios de transmissão via biobalística e por *B. tabaci*. Também foi observada uma menor porcentagem de infecção de MaYSV em feijão-comum quando comparado com BGMV. Resultados similares foram encontrados Ferro et al. (2019), ao agroinocular a mesma construção do clone infeccioso do MaYSV BR:Sti3:11 (KJ939861.1 e MN341009.1 para DNA- A e DNA-B, respectivamente).; observaram infecção sistêmica apenas em feijão-comum.

Sabe-se que o MaYSV ocorre naturalmente infectando *Macroptilium* spp., *Calopogonium mucunoides*, *Canavalia* sp. e *Desmodium glabrum* no Nordeste brasileiro (Silva et al., 2012; Ramos Sobrinho et al., 2014; Fontenele et al., 2016), bem como feijão-comum e feijão-fava nos estados de Alagoas, Paraíba, Pernambuco e Sergipe (Silva et al., 2012; Lima et al., 2013; Ramos Sobrinho et al., 2014). Em 2005, BGMV foi o único begomovírus causando mosaico dourado em feijão-fava em Alagoas e Pernambuco. Em 2011 os níveis de infecção de MaYSV em feijão-fava em Alagoas foi de 26,25% (Lima et al., 2013; Ramos-Sobrinho et al., 2014;). Em pesquisas realizadas em 2023 (Luna, 2023), MaYSV foi encontrado com menor frequência em relação a BGMV em amostras de feijão-fava coletadas em dez municípios do estado de Alagoas.

A presença de plantas naturalmente infectadas por múltiplos vírus é uma ocorrência frequente tanto em ambientes naturais quanto em contextos agrícolas, como documentado por diversos estudos (Legg; Fauquet 2004; Roossinck et al., 2010; Zinga et al., 2013; Juarez et al., 2013; Peñaflor et al., 2016; Tugume et al., 2016). O resultado de uma infecção mista varia de acordo com o tipo de interação entre os vírus envolvidos, do sinergismo ao neutro e antagonismo (Syller, 2012; Mascia; Gallitelli 2016; Moreno; López-Moya, 2020). Quando não há mudanças significativas no acúmulo viral ou na dinâmica da infecção, é uma interação neutra; já quando pelo menos um vírus se beneficia da presença do outro, resultando em um aumento da severidade, é denominada de sinérgica. Em contraste, durante uma interação antagônica, a presença de mais de um vírus é prejudicial a pelo menos um deles, e isso geralmente se reflete em uma diminuição do acúmulo viral (Mascia; Gallitelli 2016; Chávez- Calvillo et al. 2016; Moreno; López-Moya, 2020). A ordem de infecção também influencia o desfecho em virulência e acúmulo viral (Saldaña et al., 2003; Chávez-Calvillo et al. 2016).

A detecção de plantas infectadas simultaneamente por múltiplos vírus tem sido uma característica comum em muitos patossistemas hospedeiro-begomovírus. Neste estudo, a infecção mista de BGMV e MaYSV foi observada em apenas 15% das plantas de feijão- comum, 21 dias após a inoculação. Não foi observado um aumento na severidade dos sintomas foliares, incluindo clorose, deformação foliar, epinastia, mosaico/mancha amarela e nanismo, em relação à associação dos vírus.

Isso sugere uma interação neutra na infecção mista com esses isolados virais. No entanto, o acúmulo viral na planta hospedeira ainda não foi avaliado, sendo necessário verificar novamente esse aspecto no mesmo hospedeiro em experimentos futuros.

Quando analisamos as taxas de transmissão do BGMV e do MaYSV para plantas sadias em condições de laboratório, constatamos que apenas o isolado BGMV foi transmitido de forma eficiente pela mosca-branca. A taxa de transmissão para feijoeiros foi de 60%, enquanto para *M. lathyroides* foi de 70%. Os sintomas observados nas plantas ocorreram aos sete e 21 dias pós-inoculação (dpi), respectivamente. Esses sintomas foram consistentes com os descritos no ensaio de inoculação por bombardeamento. Esses resultados sugerem que, inicialmente, a mosca-branca MEAM1 tem uma maior aptidão de transmitir o BGMV em comparação com o MaYSV. Além disso, no hospedeiro *M. lathyroides*, o isolado BGMV apresentou um período de latência menor em comparação com os outros hospedeiros.

Não foram observadas infecções sistêmicas do isolado MaYSV nos três hospedeiros. Embora a mosca-branca MEAM1 seja a espécie críptica mais disseminada no país e já tenha sido identificada como vetor do BGMV (Costa, 1965; Moraes et al., 2018), ainda não se conhece a espécie que transmite o MaYSV em feijoeiros e outras plantas cultivadas na região do Nordeste (Beserra Jr; Barguil, 2021). O último levantamento das espécies de mosca-branca em Alagoas foi realizado em 2011, abrangendo *Brassica oleracea*, *Cucurbita* sp., *Euphorbia heterophylla*, *Gossypium hirsutum*, *Ipomoea* sp., *Lactuca sativa*, *Solanum lycopersicum*, *Sonchus oleraceus* e *Vigna unguiculata*, com predominância da espécie MEAM1 (Barbosa, 2014). No entanto, é importante ressaltar a ausência de feijão-comum, feijão-fava e *M. lathyroides* neste levantamento.

No Brasil, estão documentadas três espécies de *B. tabaci* denominadas New World (NW), MEAM1 e MED (Barbosa et al., 2014). Conforme Barbosa et al. (2014) relatam, as populações nativas de *B. tabaci* das Américas não foram totalmente deslocadas pela espécie altamente invasora MEAM1. Em cultivos de tomate no estado de Alagoas, seguindo um regime de agricultura sustentável, foram coletados indivíduos de *B. tabaci* correspondentes à espécie NW (Barbosa et al., 2014). Por outro lado, em campos de tomate estritamente intensivos e comerciais, onde o uso maciço de pesticidas é comum, observou-se que a espécie invasora MEAM1 deslocou quase completamente as espécies nativas no Brasil (Grille et al.; 2011 Marubayashi et al., 2012). Em consonância, a espécie MEAM1 possui uma maior resistência a diversos inseticidas em comparação com as espécies indígenas (Silva et al., 2017).

A espécie *B. tabaci* MED foi identificada nas regiões mais ao sul do Brasil em 2014 (Barbosa et al., 2014), e desde então, várias detecções dessa espécie foram registradas nas regiões sul, sudeste e centro-oeste do país, principalmente associadas a plantas ornamentais e hortaliças (Bello et al., 2020; Moraes et al., 2017, 2018; Krause-Sakate et al., 2020).

É plausível que diferentes begomovírus interajam com determinantes de transmissão distintos nas mosca-branca, e tais fatores podem variar entre as espécies crípticas (Gautam et al., 2022). No entanto, a compreensão desses fatores ainda é limitada e requer investigações mais aprofundadas. Os begomovírus são disseminados de maneira persistente circulativa por mosca-branca (Navas-Castillo et al., 2011; Rosen et al., 2015). Durante o processo de aquisição, esses vírus devem superar as defesas naturais do intestino médio e das glândulas salivares primárias do inseto para garantir uma transmissão eficaz (Czosnek et al., 2017; Fiallo-Olivé et al., 2020). Estudos indicam que a proteína do capsídeo, codificada pelos begomovírus, desempenha um papel crucial nessa interação com as mosca-branca (Harrison et al., 2002). A eficácia da transmissão viral pode variar de acordo com as interações entre essa proteína, os endossimbiontes e/ou outros fatores associados ao vetor, resultando em diferentes níveis de transmissão entre as várias espécies crípticas de *B. tabaci* (Gottlieb et al., 2010; Wei et al., 2014). Por exemplo, o *Cucurbit leaf crumple virus* (CuLCrV) e o *Sida golden mosaic virus* são transmitidos de forma mais eficiente por *B. tabaci* MEAM1 do que por *B. tabaci* MED (Gautam et al., 2022); enquanto o *Tobacco curly shoot virus* (TbCSV) e o *Cotton leaf curl multan virus* (CLCuMuV) são mais eficientemente transmitidos por *B. tabaci* Asia II 1 em comparação com *B. tabaci* MEAM1 (Wei et al., 2014). Além disso, a espécie *B. tabaci* NW demonstrou ser um vetor mais eficaz para o vírus *Chino del tomate virus* (CdTV) do que *B. tabaci* MEAM1 (Idris et al., 2001).

Com base nos resultados apresentados, a hipótese de que o MaYSV está substituindo o BGMV como o principal vírus infectando o feijoeiro no estado de Alagoas não se sustenta. Além disso, ao comparar os levantamentos realizados por Ramos-Sobrinho et al. (2011) e Luna (2023), não foi observado um aumento significativo no número de plantas de feijão-fava infectadas por MaYSV na região. Os resultados obtidos neste estudo sugerem uma possível ineficiência na transmissão do MaYSV por parte da *B. tabaci* MEAM1. No entanto, essa hipótese não está totalmente esclarecida e requer uma investigação mais aprofundada. Seria extremamente benéfico realizar pesquisas mais abrangentes sobre a dinâmica populacional das espécies de mosca-branca, incluindo uma análise de seus endossimbiontes, na região, a fim de esclarecer essa questão e fornecer uma compreensão mais completa dos padrões de transmissão de vírus na agricultura local.

4.5 CONCLUSÃO

O clone infeccioso do BGMV evidenciou uma maior capacidade de adaptação na indução de infecção sistêmica em feijão-comum, feijão-fava e plantas de *M. lathyroides* em comparação com o MaYSV, tanto nos testes de inoculação via bombardeamento quanto na transmissão pelo inseto vetor *B. tabaci*.

Infecções simultâneas por ambos os isolados só foram observadas apenas em plantas de feijão-comum inoculadas via bombardeamento.

A técnica mais eficiente para a infectividade dos clones dos vírus BGMV e MaYSV é o bombardeio de micropartículas, demonstrando superioridade em relação à agroinoculação.

5 CONCLUSÃO GERAL

O extrato de pinha demonstrou ação inseticida mais eficaz no controle de insetos adultos de *B. tabaci* MEAM1 do que o extrato de graviola.

O BGMV exibiu uma maior adaptabilidade em infectar diferentes hospedeiros via biobalística e transmissão por *B. tabaci* MEAM1.

O isolado MaYSV não foi transmitido por *B. tabaci* MEAM1 e tão pouco foi capaz de infectar plantas de feijão-fava e *M. lathyroides* via biobalística.

REFERENCIAS

- Agudelo-Romero P., de la Iglesia F., Elena S.F. The pleiotropic cost of host-specialization in Tobacco etch potyvirus. **Infect. Genet. Evol.** 8:806–814, 2008.
- Ascencio-Ibáñez, J.T., Settlage, S.B. DNA abrasion onto plants is an effective method for geminivirus infection and virus-induced gene silencing. **J Virol Methods**, 142:198–203, 2007.
- Barbosa, L.d.F., Marubayashi, J.M., De Marchi, B.R., Yuki, V.A., Pavan, M.A., Moriones, E., Navas-Castillo, J. and Krause-Sakate, R. Indigenous American species of the *Bemisia tabaci* complex are still widespread in the Americas. **Pest. Manag. Sci.**, 70: 1440-1445, 2014.
- Barbosa, Leonardo da Fonseca. Diversidade de bemisia tabaci na américa latina e detecção de seus endossimbiontes. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu, 2014. xi, 86 f. 2014.
- Bello, V. H. et al. Outbreaks of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in vegetable crops in São Paulo. **Bulletin of Entomological Research**, v. 110, n. 4, p. 487-496, 2020.
- Beserra Jr, José & Barguil, Beatriz. Feijão-fava: doenças virais e fúngicas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**. 27. 138-153, 2021.
- Chávez-Calvillo, G., Contreras-Paredes, C. A., Mora-Macias, J., Noa-Carrazana, J. C., Serrano-Rubio, A. A., Dinkova, T. D., Carrillo-Tripp, M., and Silva-Rosales, L. Antagonism or synergism between papaya ringspot virus and papaya mosaic virus in Carica papaya is determined by their order of infection. **Virology** 489:179-191, 2016.
- Costa AS Three whitefly-transmitted virus diseases of beans in São Paulo, Brazil. **Plant Protection Bulletin** 13: 121–130, 1965.
- Costa, A. S. Beans phytoviruses in Brazil. In: E. A. Bulisani (Ed.), Beans: **Production and Quality Factors**, pp. 173-256 (In Portuguese). Campinas: Fundação Cargil, 1987.
- Costa, A. S. Three whitefly-transmitted virus diseases of beans in São Paulo, Brazil. **FAO Plant Protection Bulletin**, 13:121-130, 1965.
- Czosnek, H.; Hariton-Shalev, A.; Sobol, I.; Gorovits, R.; Ghanim, M. The Incredible Journey of Begomoviruses in Their Whitefly Vector. **Viruses**, 9, 273, 2017.
- De Barro, P.J. et al. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annu Rev Entomol**, v. 56, p. 1–19, 2011.
- Ferro, Mayra Machado de Medeiros. Construção e caracterização de clones infecciosos dos begomovírus Bean golden mosaic virus e Macrottilium yellow spot virus. 2023. 71f. Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) – Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2019.
- Fiallo-Olivé, E., Lett, J.M., Martin, D.P., Roumagnac, P., Varsani, A., Zerbini, F.M., Navas-Castillo, J. "ICTV Virus Taxonomy Profile: Geminiviridae 2021." **Journal of General Virology**, vol. 102, p. 001696, 2021.
- Fiallo-Olivé, E.; Pan, L.-L.; Liu, S.-S.; Navas-Castillo, J. Transmission of Begomoviruses and Other Whitefly-Borne Viruses: Dependence on the Vector Species. **Phytopathology**, 110, 10–17, 2020.
- Fontenele Rs, Poppiel R, Matos Vorl, Costa F, Faria Jc, Ribeiro Sg. First report of *Macrottilium yellow spot virus* in *Desmodium glabrum* in Brazil. **Plant Disease**, 2016.
- Garrido-Ramirez, E.R. et al. Bean golden yellow mosaic virus from Chiapas, Mexico: Characterization, pseudorecombination with other bean-infecting geminiviruses and germ plasm screening **Phytopathology**, 90pp. 1224-1232, 2000.
- Gautam, S.; Mugerwa, H.; Buck, J.W.; Dutta, B.; Coolong, T.; Adkins, S.; Srinivasan, R. Differential Transmission of Old and New World Begomoviruses by Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1) and Mediterranean (MED) Cryptic Species of *Bemisia tabaci*. **Viruses**, 14, 1104, 2022.
- Ghosh, A., Rao, G. P. & Baranwal, V. K. Manual on transmission of plant viruses and phytoplasmas by insect vectors. New Delhi: **Indian Agricultural Research Institute**, 2019.
- Gong Y.N., Tang R.Q., Zhang Y., Peng J., Xian O., Zhang Z.H., Zhang S.B., Zhang D.Y., Liu H., Luo X.W., et al. The NIa-Protease Protein Encoded by the Pepper Mottle Virus Is a Pathogenicity

- Determinant and Releases DNA Methylation of *Nicotiana benthamiana*. **Front. Microbiol.** 11:102, 2020.
- Gottlieb, Y.; Zchori-Fein, E.; Mozes-Daube, N.; Kontsedalov, S.; Skaljic, M.; Brumin, M.; Sobol, I.; Czosnek, H.; Vavre, F.; Fleury, F.; et al. The Transmission Efficiency of Tomato Yellow Leaf Curl Virus by the Whitefly *Bemisia tabaci* Is Correlated with the Presence of a Specific Symbiotic Bacterium Species. **J. Virol.** 84, 9310–9317, 2010.
- Grille, G. et al. First report of the Q biotype of *Bemisia tabaci* in Argentina and Uruguay. **Phytoparasitica**, v. 39, n. 3, p. 235-238, 2011.
- Harrison, B.D.; Swanson, M.M.; Fargette, D. Begomovirus coat protein: Serology, variation and functions. **Physiol. Mol. Plant Pathol.** 60, 257–271, 2002.
- Hou, Y. M., Paplomatas, E. J., and Gilbertson, R. L. Host adaptation and replication properties of two bipartite geminiviruses and their pseudorecombinants. **Mol. Plant-Microbe Interact.** 11:208-217, 1998.
- Idris, A.M.; Smith, S.E.; Brown, J.K. Ingestion, transmission, and persistence of Chino del tomate virus (CdTV), a New World begomovirus, by Old and New World biotypes of the whitefly vector *Bemisia tabaci*. **Ann. Appl. Biol.** 139, 145–154, 2001.
- Inoue-Nagata, A. et al. Vírus transmitidos por moscas-brancas no Brasil: vetores, principais doenças e manejo. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 24, p. 1-23, 2016.
- Juarez, M., Legua, P., Mengual, C. M., Kassem, M. A., Sempere, R. N., Gómez, P., Truniger, V., and Aranda, M. A. Relative incidence, spatial distribution and genetic diversity of cucurbit viruses in eastern Spain. **Ann. Appl. Biol.** 162:362-370, 2013.
- Krause-Sakate, R. et al. Population dynamics of whiteflies and associated viruses in South America: research progress and perspectives. **Insects**, v. 11, p. 847, 2020.
- Lefeuvre, P.; Martin, D.P.; Elena, S.F.; Shepherd, D.N.; Roumagnac, P.; Varsani, A. Evolution and ecology of plant viruses. **Nature Reviews Microbiology**, v. 17, p. 632-644, 2019.
- Legg, J. P., and Fauquet, C. M. *Cassava mosaic geminiviruses in Africa*. **Plant Mol. Biol.** 2004.
- Legg, J.; Somado, E.A.; Barker, I.; Beach, L.; Ceballos, H.; Cuellar, W.; Elkhoury, W.; Gerling, D.; Helsen, J.; Hershey, C. A global alliance declaring war on cassava viruses in Africa. **Food Security**, v. 6, p. 231-248, 2014.
- Lemos, L. B., Fornasieri Filho, D., Silva, T. R. B. & Soratto, R. P. Common bean genotypes behavior to gold mosaic virus. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 38, 575-581, 2003
- Lima, A.T.M., et al. "Synonymous site variation due to recombination explains higher genetic variability in begomovirus populations infecting non-cultivated hosts." **Journal of General Virology**, vol. 94, pp. 418-431, 2013.
- Luna, Iara Maria Dos Santos Costa. Diversidade Genética De Begomovírus Associados A Fava Cultivadas Em Sistema De Produção Familiar Em Alagoas. 2023. 42F. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Campus de Engenharias e Ciências Agrárias, Programa de Pós-graduação em Proteção de Plantas, Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2023.
- Marubayashi JM, Yuki VA, Rocha KCG, Mituti T, Pelegrinotti FM, Ferreira FZ et al. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. **J Appl Entomol** 137: 113–121, 2012.
- Mascia, T., and Gallitelli, D. Synergies and antagonisms in virus interactions. **Plant Sci.** 252:176-192, 2016.
- Minor R. M. et al. The invasion biology of tomato begomoviruses in Costa Rica reveals neutral synergism that may lead to increased disease pressure and economic loss, **Virus Research**, Volume 317, 2022.
- Moraes La, Muller C, Bueno Rcof, Santos A, Bello Vh, De Marchi Br, Watanabe Lfm, Marubayashi Jm, Santos Br, Yuki Va, Takada Hm, De Barros Dr, Neves Cg, Da Silva Fn, Gonçalves Mj, Ghanim M, Boykin L, Pavan Ma, Krause-Sakate R Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific Reports** 8: 14589, 2018.

- Moraes, L. A. et al. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbionts relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 14589. (2018)
- Moraes, L. A. et al. New invasion of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in Brazil associated to ornamental plants. **Phytoparasitica**, v. 45, n. 4, p. 517-525, 2017.
- Moreno, A. B.; López-Moya, J. J. When Viruses Play Team Sports: Mixed Infections in Plants. **Phytopathology**®, 110, n. 1, p. 29-48, 2020.
- Mumford, R.; Macarthur, R.; Boonham, N. The role and challenges of new diagnostic technology in plant biosecurity. **Food Security**, v. 8, p. 103-109, 2016.
- Navas-Castillo, J.; Fiallo-Olivé, E.; Sánchez-Campos, S. Emerging Virus Diseases Transmitted by Whiteflies. **Annu. Rev. Phytopathol.** 49, 219–248, 2011.
- Pallás, V.; Sánchez-Navarro, J. A.; James, D. Recent advances on the multiplex molecular detection of plant viruses and viroids. **Frontiers in Microbiology**, v. 9, article 2087, 2018.
- Peñaflor, M. F. G. V., Mauck, K. E., Alves, K. J., De Moraes, C. M., and Mescher, M. C. Effects of single and mixed infections of Bean pod mottle virus and *Soybean mosaic virus* on host-plant chemistry and host–vector interactions. **Funct. Ecol.** 30:1648-1659, 2016.
- Petty, I.T., Carter, S.C., Morra, M.R., Jeffrey, J.L. e Olivey, H.E. Bipartite geminivirus host adaptation determined cooperatively by coding and noncoding sequences of the genome. **Virology**, v.277, p.429-438. 2000.
- Rezende, J. A. M.&Kitajima, E. W. Vírus e Viróides. In: L. Amorim, J. A. M. Rezende&A. Bergamin Filho (Eds.). *Manual de Fitopatologia: Princípios e Conceitos*, pp. 161-190. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2018.
- Ristaino, J.B.; Anderson, P.K.; Bebber, D.P.; Brauman, K.A.; Cunniffe, N.J.; Fedoroff, N.V.; Finegold, C.; Garrett, K.A.; Gilligan, C.A.; Jones, C.M. The persistent threat of emerging plant disease pandemics to global food security. **Proceedings of the National Academy of Sciences, USA**, v. 118, p. e2022239118, 2021.
- Rojas, M.R.; Macedo, M.A.; Maliano, M.R.; Soto-Aguilar, M.; Souza, J.O.; Briddon, R.W.; Kenyon, L.A.; Rivera-Bustamante, R.F.; Zerbini, F.M.; Adkins, S.; Legg, J.P.; Kvarnheden, A.; Wintermantel, W.M.; Sudarshana, M.R.; Peterschmitt, M.; Lapidot, M.; Martin, D.P.; Moriones, E.; Inoue-Nagata, A.K.; Gilbertson, R.L. World management of geminiviruses. **Annual Review of Phytopathology**, v. 56, p. 637-677, 2018.
- Roossinck, M. J., Saha, P., Wiley, G. B., Quan, J., White, J. D., Lai, H., Chavarria, F., Shen, G., and Roe, B. A. Ecogenomics: Using massively parallel pyrosequencing to understand virus ecology. **Mol. Ecol.** 19:81-88. 2010.
- Rosen, R.; Kanakala, S.; Klot, A.; Cathrin Pakkianathan, B.; Farich, B.A.; Santana-Magal, N.; Elimelech, M.; Kontsedalov, S.; Lebedev, G.; Cilia, M.; et al. Persistent, circulative transmission of begomoviruses by whitefly vectors. **Curr. Opin. Virol.** 15, 1–8, 2015.
- Saldaña, J., Elena, S. F., and Solé, R. V. Coinfection and superinfection in RNA virus populations: A selection-mutation model. **Math. Biosci.** 183:135-160.
- Silva S.J.C., Castillho-Urquiza Gp, Hora-Júnior Bt, Assunção Ip, Lima Gsa, Pio-Ribeiro G, Mizubuti Esg, Zerbini Fm. Species diversity, phylogeny and genetic variability of begomovirus populations infecting leguminous weeds in northeastern Brazil. **Plant Pathology**, 2012.
- Silva, A. G. et al. Mosca-Branca, *Bemisia tabaci* (Genn.)(Hemiptera: Aleyrodidae) em feijoeiro: Características gerais, bioecologia e métodos de controle. **Entomo Brasilis**, v. 10, p. 1-8, 2017.
- Silva, S.J.C. et al. Species diversity, phylogeny and genetic variability of begomovirus populations infecting leguminous weeds in northeastern Brazil. **Plant Pathology**, v. 61, p. 457-467, 2012.
- Syller, J. Facilitative and antagonistic interactions between plant viruses in mixed infections. **Mol. Plant Pathol**, 2012.
- Thudi M, Palakurthi R, Schnable JC et al. Genomic resources in plant breeding for sustainable agriculture. **J Plant Physiol.** 2021.
- Tugume, A. K., Mukasa, S. B., and Valkonen, J. P. T. Mixed infections of four viruses, the incidence and

- phylogenetic relationships of Sweet potato chlorotic fleck virus (Betaflexiviridae) isolates in wild species and sweetpotatoes in Uganda and evidence of distinct isolates in East Africa. **PLoS One** 11:e0167769, 2016.
- Tyler, K.L. e Fields, B.N. Pathogenesis of viral infections. In: Fields, B.N., Knipe, D.M. e Howley, P.M. (Ed.). **Fields Virology**. Philadelphia: Lippincott-Raven Publishers, p.173-218, 1996.
- Wei, J.; Zhao, J.-J.; Zhang, T.; Li, F.-F.; Ghanim, M.; Zhou, X.-P.; Ye, G.-Y.; Liu, S.-S.; Wang, X.-W. Specific Cells in the Primary Salivary Glands of the Whitefly *Bemisia tabaci* Control Retention and Transmission of Begomoviruses. **J. Virol.** 88, 13460–13468, 2014.
- Wendland, A., Moreira, A. S., Bianchini, A., Giampan, J. S.& Lobo Jr, M. Doenças do Feijoeiro. In: L. Amorim, J. A. M. Rezende, A. Bergamin Filho& L. E. A. Camargo (Eds.). Manual de Fitopatologia, volume 2, Doenças das Plantas Cultivadas, pp. 383-396. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016.
- Zerbini, F.M.; Briddon, R.W.; Idris, A.; Martin, D.P.; Moriones, E.; Navas-Castillo, J.; Rivera-Bustamante, R.; Varsani, A.; ICTV CONSORTIUM. ICTV Virus Taxonomy Profile: *Geminiviridae*. **Journal of General Virology**, v. 98, p. 131-133, 2017.
- Zinga, I., Chiroleu, F., Legg, J., Lefeuvre, P., Kosh, E., Semballa, S., Yandia, S. P., Mandakombo, N. B., Reynaud, B., and Lett, J. Epidemiological assessment of *cassava mosaic* disease in Central African Republic reveals the importance of mixed viral infection and poor health of plant cuttings. **Crop Prot.** 44:6-12. 2013.