UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ
CAMPUS PROFESSORA CINOBELINA ELVAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DOUTORADO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS

MARIA CAROLINA FARIAS E SILVA

MECANISMOS DE RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA À HERBIVORIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) E EFEITOS SOBRE O COMPORTAMENTO DE *Encarsia* SP. (HYMENOPTERA: APHELINIDAE)

Bom Jesus – PI
2025

MARIA CAROLINA FARIAS E SILVA

MECANISMOS DE RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA À HERBIVORIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) E EFEITOS SOBRE O COMPORTAMENTO DE *Encarsia* SP. (HYMENOPTERA: APHELINIDAE)

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias - PPGCA, *Campus* Professora Cinobelina Elvas - CPCE, da Universidade Federal do Piauí - UFPI, na área de concentração Produção Vegetal, como requisito para obtenção do título de Doutora em Ciências Agrárias.

Orientadora: Profª. Drª. Luciana Barboza Silva

Bom Jesus – PI

2025

FICHA CATALOGRÁFICA
Universidade Federal do Piauí
Biblioteca Setorial Campus Professora Cinobelina Elvas
Setor de Processamento Técnico

S586m Silva, Maria Carolina Farias e.
Mecanismos de resistência de cultivares de soja à herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae) e efeitos sobre o comportamento de *Encarcia* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) / Maria Carolina Farias e Silva. -- 2025.
122 f.

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Piauí. Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias, Bom Jesus, Piauí, 2025.
"Orientadora: Profa. Dra. Luciana Barboza Silva".

1. Ciências agrárias. 2. Pragas. 3. Cultura da soja. I. Silva, Luciana Barboza. II. Título.

CDD 630

Bibliotecária: Nayra Fontinele Feijão – CRB3/1249

MARIA CAROLINA FARIAS E SILVA

MECANISMOS DE RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA À HERBIVORIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) E EFEITOS SOBRE O COMPORTAMENTO DE *Encarsia* SP. (HYMENOPTERA: APHELINIDAE)

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias - PPGCA, do Campus Professora Cinobelina Elvas - CPCE, da Universidade Federal do Piauí - UFPI, como requisito à obtenção do título de Doutora em Ciências Agrárias.
Área de concentração: Produção Vegetal.
Linha de Pesquisa: Proteção de Plantas.
Orientadora: Profª. Drª. Luciana Barboza Silva

Aprovada em: 31 de outubro de 2025.

BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente
gov.br LUCIANA BARBOZA SILVA
Data: 10/02/2026 11:42:29-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Profª. Drª. Luciana Barboza Silva (UFPI)
Orientadora

Documento assinado digitalmente
gov.br FRANCISCA DIANA DA SILVA ARAUJO
Data: 10/02/2026 17:34:49-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Profª. Drª. Francisca Diana da Silva Araujo (UFPI)
Examinadora Interna ao Programa

Documento assinado digitalmente
gov.br RAFAEL DE SOUZA MIRANDA
Data: 10/02/2026 13:31:20-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Prof. Dr. Rafael de Souza Miranda (UFPI)
Examinador Interno ao Programa

Documento assinado digitalmente
gov.br RODOLFO MOLINARIO DE SOUZA
Data: 11/02/2026 09:35:50-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Prof. Dr. Rodolfo Molinario de Souza (UFPI)
Examinador Externo ao Programa

Documento assinado digitalmente
gov.br JENILTON GOMES DA CUNHA
Data: 10/02/2026 12:54:11-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Prof. Dr. Jenilton Gomes da Cunha (UFPI)
Examinador Externo ao Programa

Documento assinado digitalmente
gov.br JOSE BRUNO MALAQUIAS
Data: 10/02/2026 13:12:51-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Prof. Dr. José Bruno Malaquias (UFPB)
Examinador Externa ao Programa

À Deus, Virgem Maria e aos
meus pais, Amparo e Felipe,
Dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço em primeiro lugar, à Deus, por permitir esta conquista, por guiar os meus passos em todos os momentos da minha vida; e à Virgem Maria por me proteger e interceder minhas preces junto à Deus.

Aos meus amados pais, Maria do Amparo e Luiz Felipe, que são minha base e que não mediram esforços para a realização desta conquista.

Aos meus irmãos, André Felipe e João Pedro, que me apoiaram em cada fase deste processo, desde o sonho até o presente momento, e que sempre foram minhas melhores companhias mesmo distantes fisicamente.

Aos meus familiares tanto maternos quanto paternos, que de tantas formas me ajudaram.

Ao meu namorado, Matheus Monteiro, pela sua ajuda e suporte durante toda a trajetória e pela compreensão nos momentos de estresse. Obrigada por sempre me apoiar de diversas maneiras.

À minha orientadora, Profª Luciana Barboza, pelo incentivo, por sempre acreditar que era possível, pelos conhecimentos transmitidos, pela paciência na orientação que tornaram possível a conclusão desta etapa na minha vida. Sete anos de convivência não são sete meses. Sou eternamente grata por tudo que fez por mim.

Aos amigos de pesquisa Amanda Soares, Alana Cavalcante, Luan Santos, Jenilton Gomes, Gilnair Monteiro e Renato Oliveira, pela troca de conhecimentos, pelo companheirismo e apoio nesta jornada, com vocês a trajetória até aqui foi muito mais divertida.

À minha amiga Fátima Pires, por ter divido essa jornada comigo. Jornada científica e pessoal. Ter você como companheira de casa e de pós-graduação fez todo sofrimento parecer pequeno diante das nossas risadas e fofocas diárias.

À equipe do Laboratório de Proteção de Plantas (EPMIP), em especial ao grupo: Welder Ribeiro, Raylson Lopes, Matheus Monteiro, Daniel Marques, Rayllane Marques, Mateus, Vinicius, Maria Júlia, Thayline Rodrigues, Sara, Ana Clara, João Vítor, Gilvana e todos os demais pela ajuda nos experimentos, pelo apoio e pelos momentos de descontração durante as cansativas horas que passamos juntos.

Ao técnico Fernando Borges e a todos os técnicos, funcionários e professores do CPCE pela infindável colaboração para que a pesquisa fosse realizada com sucesso. À Stelamaris pela ajuda e paciência na transmissão de conhecimento.

À Fazenda Celeiro Sementes, ao Programa de Melhoramento Genético da Cana de Açúcar (RIDESA/UFPI), ao Laboratório de Metabolômica (UFC) e ao Laboratório de Geoquímica Orgânica (UFPI). Foi através dessas parcerias que todo o trabalho foi realizado.

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

Aos amigos ufpianos não listados e a todos que contribuíram de forma indireta para a conclusão deste sonho.

De maneira geral, a mais profunda e sincera gratidão!

Em algum lugar, alguma coisa incrível

está esperando para ser descoberta!

- Carl Sagan

RESUMO

Bemisia tabaci MEA1 ou biótipo B é uma das principais pragas na cultura da soja, ocasionando perdas produtivas severas e demandando estratégias sustentáveis de manejo que reduzam a dependência de inseticidas. Diante deste cenário, esta tese teve como objetivo compreender os mecanismos fisiológicos, bioquímicos e ecológicos associados à resistência de cultivares de soja à infestação por *B. tabaci* MEAM1, integrando abordagens fisiológicas, metabolômicas e comportamentais tritróficas. No segundo capítulo, foram conduzidos testes de não preferência e antibiose com quatro cultivares: Brasmax Olimpo Ipro ®, Latitude Adapta Ltt 8402 Ipro ®, M 8808 Ipro ® e Brasmax Bônus Ipro ®, para caracterizar mecanismos de resistência e avaliar o impacto da herbivoria nas trocas gasosas e na atividade de enzimas antioxidantes. O delineamento do experimento de não preferência e antibiose foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e seis repetições, e análise fisiológicas e bioquímicas foram realizadas em plantas infestadas e não infestadas. No terceiro capítulo, amostras foliares foram submetidas à análise metabolômica via cromatografia gasosa acoplada à espectometria de massa (CG-EM), com análise estatística multivariada (PCA, OPLS-DA, e Tukey), buscando identificar metabólitos discriminantes e vias metabólicas envolvidas na resposta diferencial à infestação. No quarto capítulo, o comportamento de busca e forrageamento do parasitoide *Encarsia* sp., um inimigo natural da mosca-branca, frente aos voláteis emitidos por cultivares infestadas foi avaliado por meio de olfatômetro em Y e bioensaios em discos foliares, correlacionando os compostos orgânicos voláteis (COVs) identificados às respostas comportamentais do inimigo natural. Os resultados revelaram que as cultivares apresentaram níveis distintos de resistência. A cultivar M 8808 destacou-se pela combinação de mecanismos de antibiose e não-preferência, com maior acúmulo de peróxido de hidrogênio e redirecionamento metabólico associado à defesa, enquanto Bônus e Latitude foram mais suscetíveis à mosca-branca, com redução da eficiência fotossintética e resposta bioquímica compensatória. A análise metabolômica confirmou reprogramações genótipo-específicas, com acúmulo de metabólitos como aspartato, ácido fumárico, mio-inositol, GABA, manitol e ácido salicílico, que atuam em vias de energia, sinalização hormonal e resposta de defesa. O estudo tritrófico evidenciou que *Encarsia* sp. respondeu de forma diferenciada aos voláteis de cada cultivar, apresentando maior atividade exploratória em relação à cultivar Bônus, enquanto M 8808 emitiu compostos que possivelmente repelem o parasitoide. Em conjunto, os achados demonstram que a resistência da soja à *B. tabaci* MEAM1 resulta da interação entre mecanismos fisiológicos, bioquímicos e ecológicos, em que compostos metabólitos primários

e secundários modulam tanto a tolerância da planta quanto a eficácia de inimigos naturais. Esses resultados fornecem subsídios relevantes para o melhoramento genético visando resistência multifatorial, bem como para estratégias integradas de manejo da *B. tabaci* mais eficientes e ambientalmente seguras.

Palavras-chave: Compostos orgânicos voláteis, Defesa antioxidante, Modulação metabólica, Parasitoide.

ABSTRACT

Bemisia tabaci MEAM1, also known as biotype B, is one of the major pests of soybean, causing severe yield losses and requiring sustainable management strategies that reduce dependence on insecticides. In this context, this thesis aimed to elucidate the physiological, biochemical, and ecological mechanisms associated with resistance of soybean cultivars to *B. tabaci* MEAM1 infestation, integrating physiological, metabolomic, and tritrophic behavioral approaches. In Chapter 2, non-preference and antibiosis assays were conducted with four cultivars, Brasmax Olimpo IPRO®, Latitude Adapta LTT 8402 IPRO®, M 8808 IPRO®, and Brasmax Bônus IPRO®, to characterize resistance mechanisms and to evaluate the impact of herbivory on gas exchange and antioxidant enzyme activity. The experimental design for the non-preference and antibiosis assays was completely randomized, with four treatments and six replicates, and physiological and biochemical analyses were performed on infested and non-infested plants. In Chapter 3, leaf samples were subjected to metabolomic analysis by gas chromatography coupled to mass spectrometry (GC–MS), followed by multivariate statistical analyses (PCA, OPLS-DA, and Tukey's test), aiming to identify discriminant metabolites and metabolic pathways involved in differential responses to infestation. In Chapter 4, the host-searching and foraging behavior of the parasitoid Encarsia sp., a natural enemy of the whitefly, in response to volatiles emitted by infested cultivars was evaluated using a Y-tube olfactometer and leaf-disc bioassays, correlating the identified volatile organic compounds (VOCs) with the behavioral responses of the natural enemy. The results revealed that the cultivars exhibited distinct levels of resistance. Cultivar M 8808 stood out due to the combination of antibiosis and non-preference mechanisms, showing higher accumulation of hydrogen peroxide and defense-associated metabolic reprogramming, whereas Bônus and Latitude were more susceptible to whitefly infestation, exhibiting reduced photosynthetic efficiency and compensatory biochemical responses. Metabolomic analysis confirmed genotype-specific reprogramming, with accumulation of metabolites such as aspartate, fumaric acid, myo-inositol, γ-aminobutyric acid (GABA), mannitol, and salicylic acid, which are involved in energy metabolism, hormonal signaling, and defense responses. The tritrophic study demonstrated that *Encarsia* sp. responded differentially to volatiles emitted by each cultivar, showing greater exploratory activity toward cultivar Bônus, whereas M 8808 emitted compounds that potentially repel the parasitoid. Overall, the findings demonstrate that soybean resistance to *B. tabaci* MEAM1 results from the interaction of physiological, biochemical, and ecological mechanisms, in which

primary and secondary metabolites modulate both plant tolerance and the effectiveness of natural enemies. These results provide valuable insights for breeding programs aimed at multifactorial resistance, as well as for the development of more efficient and environmentally safe integrated management strategies for *B. tabaci*.

Keywords: Antioxidant defense, Metabolic modulation, Parasitoid, Volatile organic compounds.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto de *Bemisia tabaci*..... 26

Figura 2 - Ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto de *Encarsia formosa*..... 35

Figura 3 - Número de ovos de *Bemisia tabaci* MEAM1 em diferentes cultivares de soja..... 56

Figura 4 - Total de ninfas, e total de ovos inviáveis (TUE) e ninfas inviáveis (TUN) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em quatro cultivares de soja..... 57

Figura 5 - Período médio de desenvolvimento de ovo a ninfa (período E-N) e de ovo a adulto (período E-A), e número total de adultos emergidos de *Bemisia tabaci* MEAM1 em quatro cultivares de soja..... 57

Figura 6 - Taxa fotossintética, concentração interna de CO_2, condutância estomática e transpiração foliar em cultivares de soja submetidas a 20 dias de infestação por *Bemisia taabci* MEAM1 e em plantas não infestadas..... 58

Figura 7 - Eficiência instantânea de carboxilação da Rubisco, eficiência instantânea do uso da água e eficiência intrínseca no uso da água em cultivares de soja submetidas a 20 dias de infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1 e em plantas não infestadas..... 60

Figura 8 - Teor de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em cultivares de soja com o ou sem infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 61

Figura 9 - Atividade das enzimas antioxidantes superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), ascorbato peroxidase (APX) e guaiacol peroxidase (GPOD) em cultivares de soja com ou sem infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 61

Figura 10 - Análise de Componentes Principais baseada nos parâmetros fotossintéticos das cultivares de soja em diferentes períodos após a infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1 e em plantas não infestadas..... 62

Figura 11 - Análise de Componentes Principais baseada nos parâmetros bioquímicos avaliados em cultivares de soja infestadas ou não infestadas por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 63

Figura 12 - Metabólitos presentes em cultivares de soja infestadas ou não por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 77

Figura 13 - Diferenças metabólicas entre cultivares de soja infestadas ou não por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 83

Figura 14 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max*, destacando metabólitos em folhas de cultivar Bônus infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 84
Figura 15 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max*, destacando metabólitos em folhas de cultivar Latitude infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 85
Figura 16 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max*, destacando metabólitos em folhas de cultivar Olimpo infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 86
Figura 17 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max*, destacando metabólitos em folhas de cultivar M 8808 infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 87
Figura 18 - Esquema do sistema olfatômetro utilizado no bioensaio..... 101
Figura 19 - Sistema de coleta de compostos voláteis..... 102
Figura 20 - Ilustração da arena contendo um disco foliar de soja infestado com ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 104
Figura 21 - Duração cumulativa (%) da permanência de *Encarsia* sp. em diferentes zonas do olfatômetro em Y conectado a câmaras contendo cultivares de soja infestadas por *Bemisia tabaci* MEAM1..... 106
Figura 22 - Duração cumulativa (%) do tempo de residência de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis emitidos por diferentes cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1, avaliada em olfatômetro..... 107
Figura 23 - *Heatmap* da permanência de *Encarsia* sp. em olfatômetro em Y em três comparações: M 8808 infestada com *Bemisia tabaci* vs. Vazio; cultivar Bônus infestada com *Bemisia tabaci* vs. Vazio; M 8808 vs. Bônus..... 108
Figura 24 - Parâmetros de deslocamento de *Encarsia* sp. em olfatômetro contendo diferentes tratamentos: M 8808 vs. Vazio, Bônus vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus..... 109
Figura 25 - Dendrograma de agrupamento hierárquico dos perfis de compostos voláteis emitidos por cultivares de soja sob diferentes condições de interação biótica com *Bemisia tabaci* MEAM1 e *Encarsia* sp..... 110

Figura 26 - Gráfico biplot para as componentes 1 e 2 da Análise de Componentes Principais dos compostos voláteis emitidos por cultivares de soja sob diferentes condições de interação biótica com *Bemisia tabaci* MEAM1 e *Encarsia* sp..... 111
Figura 27 - Etogramas representando as transições comportamentais de *Encarsia* sp. ao forragear discos foliares de cultivares de soja infestadas com ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 113
Figura 28 Modelo conceitual do efeito da resistência de cultivares de soja à *Bemisia tabaci* MEAM1 sobre a resposta comportamental de Encarsia sp. em diferentes escalas espaciais..... 114

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Lista de metabólitos identificados em folhas de cultivares soja..... 75

Tabela 2 - Abundância relativa dos metabólitos em folhas de cultivares soja sob infestação ou não de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 78

Tabela 3 - Cultivares de soja utilizados e suas respectivas empresas responsáveis e históricos de resistência à *Bemisia tabaci* MEAM1..... 98

Tabela 4 - Tratamentos utilizados na coleta de compostos voláteis orgânicos..... 102

Tabela 5 - Tabela de comportamentos de *Encarsia* sp. analisados durante forrageamento em diferentes cultivares de soja sob infestação de *Bemisia tabaci*..... 104

Tabela 6 - Compostos voláteis emitidos por cultivares de soja intactos, infestados com *Bemisia tabaci* MEAM1 e expostas a interação *B. tabaci* e *Encarsia* sp..... 110

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL..... 19
2 ESTRATÉGIA EXPERIMENTAL..... 21
3 CAPÍTULO 1: REFERÊNCIAL TEÓRICO..... 23
3.1 Soja (*Glycine max* (L) Merrill) e seus aspectos econômicos..... 23
3.2 Insetos-praga da soja 23
3.3 Mosca-branca (*Bemisia tabaci*) biótipo B 24
3.3.1 Ciclo de desenvolvimento de *Bemisia tabaci*..... 25
3.4 Danos de *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura da soja..... 26
3.5 Mecanismos de defesa das plantas frente a herbivoria de inseto..... 28
3.5.1 Categorias de resistência de plantas a insetos..... 29
3.5.2 Enzimas antioxidantes e sua importância no mecanismo de defesa da planta..... 30
3.5.3 Metabólitos secundários envolvidos na defesa de plantas contra a herbivoria de insetos..... 31
3.5.4 Voláteis de planta induzidos pela herbivoria de insetos..... 33
3.6 Controle biológico de *Bemisia tabaci*..... 34
3.6.1 *Encarsia* sp..... 35
REFERÊNCIAS..... 36
4 CAPÍTULO 2: INDICADORES FISIOLÓGICOS E BIOQUÍMICOS DE RESISTÊNCIA A HERBIVORIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 EM CULTIVARES DE SOJA ADAPTADAS A REGIÕES TROPICAIS 50
RESUMO..... 50
4.1 Introdução..... 51
4.2 Material e métodos..... 52
4.2.1 Condições experimentais..... 52
4.2.2 Estabelecimento e manutenção da população de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 53
4.2.3 Cultivares de soja..... 53
4.2.4 Bioensaio antixenose sem-chance de escolha e antibiose..... 53
4.2.5 Parâmetros fisiológicos de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 54
4.2.6 Atividade de enzimas antioxidantes de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 54
4.2.7 Análise Estatística..... 55

4.3 Resultados..... 55
4.3.1 Bioensaio antixenose sem-chance de escolha e antibiose..... 55
4.3.2 Parâmetros fisiológicos de soja sob a herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 57
4.3.3 Atividade de enzimas antioxidantes de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 59
4.3.4 Análise de Componentes Principais (PCA) dos parâmetros fisiológicos e bioquímicos..... 62
4.4 Discussão..... 64
4.5 Conclusão..... 65
REFERÊNCIAS..... 66
5 CAPÍTULO 3: PERFIL METABÓLICO DE CULTIVARES DE SOJA EM RESPOSTA À INFESTAÇÃO POR *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)..... 70
RESUMO..... 70
5.1 Introdução..... 71
5.2 Material e métodos..... 72
5.2.1 Condições experimentais..... 72
5.2.2 Estabelecimento e manutenção da população de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 72
5.2.3 Cultivares de soja..... 73
5.2.4 Bioensaio e coleta foliar para análise metabolômica..... 73
5.2.5 Preparo dos extratos vegetais e análise por cromatografia gasosa acoplada à espectometria de massas (CG-EM)..... 73
5.2.6 Processamento dos dados e análise estatística..... 74
5.3 Resultados..... 75
5.4 Discussão..... 88
5.5 Conclusão..... 90
REFERÊNCIAS..... 90
6 CAPÍTULO 4: INFLUÊNCIA DA RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA NO COMPORTAMENTO DE FORRAGEAMENTO DE *Encarsia* SP. CONTRA *Bemisia tabaci* MEAM1 95
RESUMO..... 95
6.1 Introdução..... 96
6.2 Material e métodos..... 98

6.2.1 Local do experimento..... 98
6.2.2 Cultivares..... 98
6.2.3 Criação da população de *Bemisia tabaci*..... 98
6.2.4 Criação da população de *Encarsia* sp..... 99
6.2.5 Comportamento de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* usando olfatômetro em formato Y..... 99
6.2.6 Coleta dos compostos voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*..... 101
6.2.7 Bioensaio do comportamento de forrageamento de *Encarsia* sp. em cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1..... 103
6.2.8 Análise Estatística..... 105
6.3 Resultados..... 105
6.3.1 Comportamento de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* usando sistema de olfatômetro..... 105
6.3.2 Compostos voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*..... 109
6.3.3 Comportamento de forrageamento de *Encarsia* sp. em cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*..... 112
6.4 Discussão..... 114
6.5 Conclusão..... 117
REFERÊNCIAS..... 117
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS..... 122

1 INTRODUÇÃO GERAL

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B ou MEAM1, é considerada uma das pragas agrícolas mais invasivas e destrutivas do mundo, causando prejuízos significativos em diversas culturas, incluindo a soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Byrne; Bellows, 1991; Silva *et al*., 2024). No Brasil, a expansão da monocultura de soja em regiões tropicais e semiáridas, como o Cerrado e a área do MATOPIBA, cria condições favoráveis para surtos recorrentes dessa praga, tornando o controle químico cada vez menos eficaz devido à resistência desenvolvida por populações de *B. tabaci* e aos impactos ambientais decorrentes do uso intensivo de inseticidas (Dângelo *et al*., 2018; Arnemann *et al*., 2019; Pozebon *et al*., 2020; Almeida *et al*., 2021). Os danos causados por *B. tabaci* são tanto diretos, pela sucção da seiva e pela secreção de *honeydew*, quanto indiretos, pela transmissão de mais de 100 vírus fitopatogênicos e pelo estímulo ao crescimento de fungos saprofíticos nas folhas, comprometendo o desenvolvimento vegetativo, a fotossíntese e a produtividade da planta (Costa, 1955; Fernandes *et al*., 2009; Marubayashi *et al*., 2010).

Diante desse cenário, o desenvolvimento de cultivares de soja resistentes emerge como uma estratégia promissora e sustentável para mitigar os impactos da mosca-branca. A resistência das plantas pode ser mediada por antixenose, antibiose e tolerância, frequentemente sustentada por respostas fisiológicas e bioquímicas, como alterações na morfologia foliar, ativação de enzimas antioxidantes (SOD, CAT, APX e GPOD) e estresse oxidativo, que interferem no desenvolvimento e na sobrevivência do inseto (Painter, 1951; Kangasjärvi *et al*., 2012; Koch *et al*., 2016; Hasanuzzaman *et al*., 2021; Willadino, 2024). O estudo dessas respostas permite compreender como a planta regula seus mecanismos de defesa e mantém a eficiência fotossintética diante da herbivoria.

Paralelamente, a análise metabolômica tem se mostrado uma ferramenta poderosa para revelar alterações nos perfis de metabólitos primários e secundários que sustentam a resistência ou susceptibilidade das plantas a herbívoros. Estudos recentes em soja e outras espécies indicam que mudanças em aminoácidos, ácidos orgânicos e compostos fenólicos estão diretamente associadas à mobilização de recursos para defesa e à sinalização celular diante do ataque de insetos (Van Den Oever-van Den Elsen *et al*., 2016; Kumaraswamy *et al*., 2025). Essa abordagem permite mapear vias metabólicas críticas e identificar biomarcadores de resistência, oferecendo uma visão integrada da complexa reprogramação metabólica que ocorre durante a interação planta-herbívoro.

Além das respostas diretas da planta, a interação tritrófica com inimigos naturais, especialmente parasitoides do gênero *Encarsia*, constitui um componente essencial do Manejo Integrado de Pragas (MIP). Compostos orgânicos voláteis emitidos por plantas infestadas atuam como sinalizadores para atrair parasitoides e potencializar a supressão das populações de *B. tabaci*, evidenciando a importância de explorar tanto os mecanismos bioquímicos da planta quanto os comportamentos de inimigos naturais no desenvolvimento de estratégias sustentáveis (Stansly; Naranjo, 2010; Turlings; Erb, 2018; Ayelo *et al*., 2021; Ali *et al*., 2023). Essa interação tritrófica integra o conhecimento sobre a resistência da planta e a reprogramação metabólica, permitindo a criação de sistemas de cultivo mais resilientes e menos dependentes de inseticidas químicos.

Com essas evidências, este trabalho parte da hipótese de que cultivares de soja resistentes apresentam respostas fisiológicas e bioquímicas cultivar-dependentes distintas daquelas observadas em cultivares suscetíveis, incluindo alterações nas taxas fotossintéticas, na atividade de enzimas antioxidantes e na produção de compostos de defesa associados principalmente a mecanismos de antibiose e não-preferência, capazes de influenciar negativamente a infestação de *B. tabaci*. Além disso, propõe-se que a infestação por *B. tabaci* induz mudanças específicas no metabolismo primário e secundário, resultando em perfis metabolômicos característicos de resistência, associados à reprogramação de vias energéticas, antioxidantes e de sinalização hormonal. Também é esperado que cultivares suscetíveis emitam voláteis induzidos pela herbivoria de *B. tabaci* que sejam mais atrativos aos parasitoides do gênero *Encarsia*, em função de maior previsibilidade do hospedeiro e menor interferência de defesas químicas diretas da planta, favorecendo a atuação desses inimigos naturais. De forma integrada, assume-se que esses mecanismos atuam de maneira sinérgica e hierarquizada para explicar os diferentes níveis de resistência entre cultivares de soja.

Diante dessas hipóteses, o presente trabalho investiga de forma integrada os mecanismos de resistência da soja a *B. tabaci* MEAM1, a partir de três frentes complementares: (i) a avaliação das respostas fisiológicas e bioquímicas associadas aos mecanismos de não-preferência e antibiose em cultivares de soja; (ii) a caracterização do metabolismo primário e secundário por meio de análises metabolômicas, visando identificar alterações associadas à resistência ou suscetibilidade; e (iii) o estudo da interação tritrófica com parasitoides do gênero *Encarsia*, considerando a atração mediada por voláteis vegetais induzidos pela herbivoria. O objetivo geral da tese é integrar essas abordagens para fornecer subsídios que contribuam para o desenvolvimento de estratégias de manejo integrado de pragas mais sustentáveis e eficazes na cultura da soja.

2 ESTRATÉGIA EXPERIMENTAL

A presente tese foi estruturada em diferentes eixos de investigação, com o propósito de integrar análises fisiológicas, bioquímicas, metabolômicas e comportamentais para elucidar os mecanismos de resistência e suscetibilidade de cultivares de soja à herbivoria de *B. tabaci* MEAM1, bem como avaliar os efeitos dessas interações sobre o desempenho do parasitoide *Encarsia* sp. Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação e em laboratório, no *Campus* Professora Cinobelina Elvas da Universidade Federal do Piauí.

Foram utilizadas quatro cultivares de soja adaptadas a regiões tropicais: M 8808 IPRO®, reconhecida por apresentar mecanismos de antixenose e antibiose; BRASMAX BÔNUS IPRO®, descrita como suscetível; e as cultivares Latitude Adapta LT8402 IPRO® e Brasmax Olimpo IPRO®, amplamente cultivadas em áreas produtoras de grãos. As populações de *B. tabaci* MEAM1 foram originalmente coletadas em couve (*Brassica oleracea* var. acephala) e mantidas em colônia sob condições controladas. A identidade do biótipo foi confirmada por meio de análise molecular (PCR-RAPD), o que garante o uso do grupo MEAM1 (biótipo B). Paralelamente, a criação de *Encarsia* sp. foi estabelecida a partir de ninfas parasitadas de *B. tabaci*, mantidas em plantas hospedeiras adequadas, para garantir a oferta constante de indivíduos para os bioensaios.

Os experimentos do capítulo dois foram organizados em delineamento inteiramente casualizado, com esquemas fatoriais que variaram conforme cada objetivo específico. Para os bioensaios de antibiose e não preferência não houve esquematização em fatores, sendo as cultivares resistente e susceptível utilizadas para fins de comparação. Para os ensaios de fisiologia vegetal, considerou-se um fatorial triplo (cultivares × infestação × tempos de avaliação), com mensurações de parâmetros de trocas gasosas em intervalos pré-definidos. Para a avaliação bioquímica, adotou-se o delineamento fatorial duplo (cultivares × infestação), contemplando a quantificação das atividades enzimáticas antioxidantes (SOD, CAT, APX e GPOD) e a determinação de espécies reativas de oxigênio (H_2O_2).

Para o capítulo três, no âmbito metabolômico, foram conduzidas análises por CG-EM para caracterizar perfis não voláteis de folhas, e de coletas de compostos voláteis induzidos por herbivoria em câmaras de headspace, possibilitando a associação entre metabólitos diferenciais e a resistência das cultivares.

Por fim, no capítulo quatro, para investigar os efeitos dessas diferenças sobre o inimigo natural, foram realizados bioensaios comportamentais com *Encarsia* sp., incluindo testes em olfatômetro em Y para avaliar a atratividade dos voláteis de M 8808 IPRO® (resistente) e

BRASMAX BÔNUS IPRO® (suscetível), além de arenas para medir o forrageamento e o parasitismo em discos foliares infestados. Esses ensaios permitiram verificar como os genótipos de soja modulam o comportamento de busca e a eficiência do parasitoide.

As análises estatísticas incluíram modelos lineares gerais e mistos para dados fisiológicos e bioquímicos, testes de comparação múltipla (Tukey, $\alpha = 0,05$), GLMs para proporções e contagens, além de abordagens multivariadas (PCA, OPLS-DA) para dados metabolômicos. Essa combinação metodológica assegurou uma avaliação robusta dos mecanismos de resistência e da compatibilidade entre cultivares de soja e a avaliação do comportamento de *Encarsia* sp.

3 CAPÍTULO 1

REFERÊNCIAL TEÓRICO

3.1 Soja (*Glycine max* (L) Merrill) e seus aspectos econômicos

Glycine max é uma Fabacea da subfamília Faboideae provavelmente originada de *Glycine soja*, uma espécie silvestre (Miyasaka; Medina, 1981). É uma planta anual, herbácea, de porte ereto, caule ramoso, recoberto de tricomas e apresenta altura variável entre 80 a 150 cm. A depender do cultivar, seu ciclo pode variar de 75 a 210 dias (Willians, 1950; Joly; Leitão Filho, 1979; Sediyama *et al*., 2005).

A cultura da soja é uma das mais importantes na economia mundial. Seus grãos são utilizados principalmente pela agroindústria da produção de óleo vegetal, ração para alimentação animal, indústria química, de alimentos e na produção de biocombustível. Segundo estimativas da Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB, 2025), o Brasil é atualmente o maior produtor de soja do mundo com uma produção de 168,3 milhões de toneladas, atingindo uma produtividade de 3.499 kg ha^{-1}. Segundo a Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil, no ano de 2024, o principal produto agrícola é a soja, que rendeu para o país 334,1 bilhões de reais (CNA, 2024).

O crescimento da produtividade de grãos e da área cultivada de soja foi significativo nos últimos anos devido os avanços tecnológicos, à disponibilização de tecnologias para o setor produtivo e aos esforços dos programas de melhoramento genético que a cada ano conseguem desenvolver cultivares cada vez mais adaptáveis e estáveis, o que possibilita a alta capacidade produtiva e a expansão de novas fronteiras agrícolas (Vieira Filho, 2016). Entretanto, essa expansão de terras plantadas acaba trazendo sérios problemas com insetos, que se tornam praga na cultura devido ao desequilíbrio ambiental. Portanto, é imprescindível o investimento em programas de melhoramento que visem não só a plantas adaptativas ao ambiente, mas também resistentes ao ataque de insetos.

3.2 Insetos-praga da soja

A incidência de insetos-praga na cultura da soja ocorre em todas as etapas do cultivo, desde o estabelecimento até a colheita final. Logo após a germinação, vários insetos, como o bicudo-da-soja (*Sternechus subsignatus*), a lagarta-elasmo (*Elasmopalpus lignosellus*), os corós

e outros desfolhadores, atacam as plantas, ocorrendo em maior número durante as fases vegetativas e reprodutivas. Na fase reprodutiva, surgem os percevejos sugadores de vargens e sementes como *Nezara viridula, Piezodorus guildinii*, *Euschistus heros* (Hoffmann-Campo *et al*., 2000).

A soja pode, também, ser atacada por outros insetos considerados pragas secundárias, cujos aumentos populacionais são determinados por alterações climáticas, ou outros fatores como o sistema específico de produção de cada região (Hoffmann-Campo *et al.,* 2000). A mosca-branca (*B. tabaci*) biótipo B, apesar de ser considerada praga secundária da soja no Brasil, vem se destacando devido ao aumento de surtos populacionais associados à expansão da área cultivada (Arnemann, 2018) e às condições climáticas favoráveis (a exemplo, clima quente e seco) (Sharma *et al*., 2013), resultando em maiores danos pelo inseto e menor controle pelos inseticidas atualmente empregados no Brasil (Arnemann *et al*., 2019).

3.3 Mosca-branca (*Bemisia tabaci*) biótipo B

Bemisia tabaci (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) possui cerca de 44 espécies crípticas, ou seja, isoladas reprodutivamente entre si (Kanakala; Ghanim, 2019). O complexo *The Middle East-Asia Minor 1* (MEAM1, ou biótipo B) e *Mediterranean* (MED ou biótipo Q) são considerados as espécies mais invasivas, com uma ampla gama de hospedeiros de plantas (Silva *et al*., 2024). Como grupo, possuem em torno de 36 gêneros de plantas diferentes que servem como hospedeiros, resistência relatada a 56 inseticidas diferentes e capacidade de transmitir mais de 100 vírus (Walker *et al*., 2010; Willis, 2017).

As principais características utilizadas para realizar a distinção entre biótipos são a habilidade de gerar insetos fêmeas após cruzamento interbiótico, transmitir *Begomovirus* (*Tomato vírus mosaic vírus* – TGMV), causar o prateamento nas folhas (*silverleafing*), a presença de nervuras amareladas nas folhas (Bedford *et al*., 1994), além da expressão de resistência a produtos químicos inseticidas (Brown *et al*., 1995). No entanto, com o avanço das técnicas moleculares, as espécies podem ser diferenciadas por meio da análise do gene citocromo oxidase mitocondrial I (mtCOI). Esta região é adequada para a identificação de todas as espécies crípticas conhecidas de *B. tabaci* conhecidas (Barro *et al*., 2011; Kanakala; Ghanim, 2019).

No Brasil, *B. tabaci* NW (Novo Mundo ou biótipo A) foi a espécie mais frequente nas áreas agrícolas até meados do século XX, quando a espécie críptica invasora MEAM1 começou a ser relatada no Brasil (Lourenção; Nagai, 1994). Atualmente, MEAM1 está amplamente

estabelecida em todo o Brasil, em uma ampla diversidade de hospedeiros cultivados e não cultivados, tornando-se uma praga primária em hortaliças e *commodities* como soja e algodão (Fernandes *et al*., 2024).

3.3.1 Ciclo de desenvolvimento de *Bemisia tabaci*

Bemisia tabaci são insetos sugadores de seiva (fitófagos), com aparelho bucal do tipo sugador labial tetraqueta, ou seja, sua mandíbula e maxila formam um tubo duplo. Apresenta metamorfose incompleta, com desenvolvimento composto pelas fases de ovo, 4 instares de ninfa e adultos. Observa-se dimorfismo sexual na espécie, sendo machos menores, com comprimento entre 1 a 2 mm, enquanto fêmeas apresentam tamanho corporal maior. A reprodução pode ocorrer por partenogênese facultativa ou de forma sexuada. Os adultos alados possuem asas membranosas (Walker *et al*., 2010; Moscardi *et al*., 2012).

Os adultos de *B. tabaci* podem ser afetados negativamente quanto a fecundidade e fertilidade por fatores ambientais, como a temperatura, além da disponibilidade e qualidade do alimento. A taxa de oviposição da fêmea pode ser em média de 300 ovos ao longo da sua vida, iniciando a cópula entre 12 e 48 h após a emergência do adulto. A eclosão das ninfas ocorre geralmente entre o quinto e sétimo após a oviposição; esse período pode ser influenciado pelo alimento disponível e por condições ambientais. Os ovos apresentam comprimento médio de 0,2 mm, formato peiriforme e coloração amarelada, sendo depositados normalmente na face abaxial de folhas jovens, onde permanecem fixados por meio de um pedúnculo (Gallo *et al*., 2002; Moscardi *et al*., 2012).

A ninfa de primeiro instar desloca-se até o vaso de floema mais próximo e adequado, onde fixa o aparelho bucal e tem-se início a alimentação. Com o avanço do desenvolvimento, ocorre a perda das pernas e antenas, resultando na perda da capacidade de locomoção. A formação interna das asas ocorre durante o segundo e terceiro instar. Quando o inseto atinge a fase final de ninfa (quarto instar), ele interrompe a alimentação e passa por modificações morfológicas que culminam na formação do adulto. A emergência do adulto é caracterizada por uma abertura em formato “T” invertido na região dorsal do pupário. (Moscardi *et al*., 2012). O ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto de *B. tabaci* pode ser observado na figura 1.

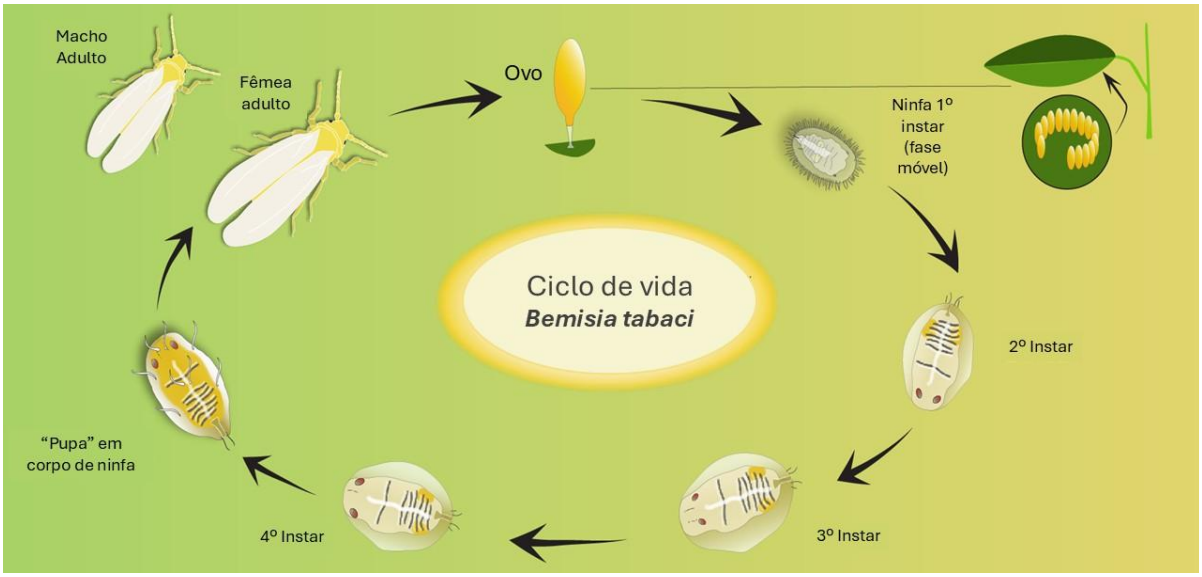


Figura 1 - Ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto de *Bemisia tabaci*. Fonte: Adaptado de BioBee.

Estudos realizados por Cruz e Baldin (2017) considerando a soja como hospedeiro, verificaram que o desenvolvimento de ovo a adulto de *B. tabaci* teve duração entre 20 e 22 dias. Nesse período, a incubação dos ovos variou de 6 a 7 dias, enquanto a fase de ninfa a adulto de 15 a 16 dias. Porém esse período pode variar a depender de diversas condições ambientais como temperatura e umidade (Berlinger *et al*., 1996; Chu *et al*., 2012). A longevidade dos adultos também é influenciada de acordo com as condições ambientais. De maneira geral, fêmeas apresentam tempo de vida de 62 dias em média, podendo oscilar entre 50 à 74 dias, enquanto os machos têm um tempo de vida mais curto, podendo variar de 9 a 17 dias (Villas Bôas; Branco, 2009).

3.4 Danos de *Bemisia tabaci* biótipo B na cultura da soja

Os danos causados por este *B. tabaci* podem ser de forma direta e indireta. Os danos diretos estão relacionados a sucção da seiva feita por adultos e ninfas, durante esse processo, pode ocorrer a injeção de toxinas, provocando modificações fisiológicas e comprometendo o desenvolvimento da planta (Villas Bôas *et al*., 2002). Entre os danos indiretos, destaca-se a ocorrência da fumagina, causada pelo fungo *Capnodium* sp. Essa doença ocorre devido a atração do fungo a excreção "*honeydew"*, uma substância açucarada que é liberada durante a alimentação dos adultos e ninfas de mosca-branca. A fumagina causa a redução da área fotossinteticamente ativa da planta, comprometendo o desempenho produtivo da cultura (Naranjo; Legg, 2010; Cameron *et al*., 2013). Outro dano indireto se deve porque a mosca-

branca atua como principal vetor de vírus em plantas cultivadas, sendo transmissora de mais de 200 fitoviroses, incluindo: *Carlavírus, Closterovírus, Luterovírus* e *Potyvírus*, além de ser o único inseto transmissor de *Geminivírus* (Moscardi *et al*., 2012; Polston *et al*., 2014). O vírus da necrose-da-haste (*Cowpea mild mottle vírus* – CpMMV), do gênero *Carlavirus*, é a fitovirose transmitida pela *B. tabaci* mais importante para a cultura da soja (Marubayashi *et al*., 2010).

Os primeiros registros de surtos populacionais de *B. tabaci* MEAM1 no Brasil ocorreram no início da década de 1990, onde foi constatado danos expressivos na cultura da soja, chegando aproximadamente a 80% de perda nos estados de São Paulo (SP) e Paraná (PR). Na safra seguinte, produtores da região norte de São Paulo enfrentaram perdas totais na colheta (Lourenção; Nagai, 1994). A partir desses eventos, a presença de *B. tabaci* em áreas cultivadas com soja passou a ser relatada com frequência. Entretanto, após a introdução da soja Bt no Brasil, em 2013, verificou-se uma redução de 37% no uso de inseticidas nas lavouras (Klümper; Qaim, 2014). Essa diminuição favoreceu o aumento e a recorrência de surtos populacionais de insetos sugadores, incluindo mosca-branca (Li *et al*., 2014).

Bemisia tabaci biótipo B está presente na maioria dos estados brasileiros, mas sua ocorrência causa grande prejuízos principalmente na região Centro-Oeste (Vieira *et al*., 2013; De Moraes *et al*., 2018), com custos de controle atingindo 75 dólares por hectare (EMBRAPA, 2017) desde o início dos surtos. Algumas características contribuem para a sobrevivência da praga em campos de soja (Arnemann *et al*., 2019), como ciclo de vida curto, alta taxa de oviposição, distribuição desigual na planta (adultos nas partes superior, ninfas nas inferiores) (Pozebon *et al*., 2019) e a ocorrência de indivíduos resistentes a inseticidas (Dângelo *et al*., 2018).

As perdas totais causadas por este inseto na agricultura brasileira desde 1995 foram estimadas em 3 bilhões de dólares (Czepak, 2010), com 12 a 30% das perdas de produtividade da soja (Vieira *et al*., 2013). Os níveis de infestação variam pouco entre as safras, sendo esta espécie importante praga da soja (Pozebon *et al*., 2020). Em estudo recente, Padilha *et al*. (2021), quantificaram a redução na produtividade da soja causada por *B. tabaci*. Este estudo, demonstrou que a densidade populacional de uma mosca-branca por trifólio reduz de 0,88 a 1,79 grãos por planta, ou 31,24 ± 4,21 kg ha^{-1} de rendimento de grãos.

Além das perdas em produtividade, este inseto também causa danos na fisiologia da planta. Silva *et al*. (2024) verificaram que a infestação por *B. tabaci* MEAM1 tem um impacto perceptível na fisiologia da soja, resultando em alterações nos parâmetros de troca gasosa e na eficiência do uso da água. Este estudo também demostrou que houve variações entre diferentes cultivares de soja, o que ressalta a importância da escolha de cultivares resistentes a praga.

Levando em consideração os danos causados na soja pela mosca-branca e o fato de seu controle envolver principalmente a pulverização massiva de inseticidas sintéticos, é importante a busca de novas ferramentas que possam ser utilizadas de forma integrada no manejo dessa praga (Smith, 2005).

3.5 Mecanismos de defesa das plantas frente a herbivoria de insetos

Sendo os principais consumidores da produção primária terrestre, os insetos constituem cerca de 80% da vida animal e, aproximadamente, um terço de todas as espécies conhecidas (Weisser; Siemann, 2007). Estes desempenham um importante papel ecológico, atuando como predadores, parasitas, polinizadores, fitófagos, entre outros (Edwards; Wratten, 1981). São indicadores de impacto ambiental e influenciam os efeitos da fragmentação da vegetação, por responderem rapidamente às alterações da qualidade e quantidade dos recursos disponíveis (Ehrlich *et al*., 1980).

As interações plantas-inseto têm grandes consequências para os processos evolutivos (Melo; Silva-Filho, 2002). Estudos feitos ao longo dos anos demostram a influência, de modo significativo, na sucessão ecológica, que provoca numerosos efeitos negativos no crescimento e capacidade reprodutiva das plantas, reduzindo sua habilidade competitiva (Lowman, 1985; Sargers; Coley, 1995; Coley; Barone, 1996; Erktan *et al*., 2018; Chang; Turner, 2019).

Segundo Strong *et al*. (1984), a coevolução conceitua-se como uma mudança evolutiva recíproca entre espécies que interagem. Uma determinada espécie responde à pressão exercida pelo inimigo natural, e em contrapartida, este responde buscando alternativas de escape às mudanças impostas.

Durante mais de 400 milhões de anos de coevolução com insetos herbívoros as plantas devolveram defesas contra insetos (Price *et al*., 2011). Assim, enquanto diversas características e adaptações são desenvolvidas em insetos como estratégia para aumentar a probabilidade de sobrevivência destes, as plantas, em resposta, apresentam mecanismos que se comportam como defesa à herbivoria desses insetos (Turlings; Erb, 2018). Estes mecanismos se expressam como defesa constitutiva e induzida, que podem atuar diretamente ou indiretamente sobre o inseto (Westoby *et al*., 2002). O mecanismo constitutivo é formado por estruturas morfológicas e compostos químicos que dificultam o acesso do inseto, podendo também influenciar no seu ciclo biológico. Enquanto a defesa induzida está relacionada com mudanças na morfologia ou fisiologia da planta em resposta a ação do inseto, tendo como consequência a não-preferência

deste pela planta no caso de um novo ataque (Agrawal, 1998; Lucas *et al*., 2000; Fadini *et al*., 2004).

Segundo Ferry *et al*. (2004) estratégias alternativas para a proteção de plantas cultivadas ao ataque de insetos com potencial de dano tentam explorar mecanismos endógenos de resistência exibidos pelas plantas contra a maioria dos fitófagos por meio de estudos visando uma maior compreensão das defesas induzidas em plantas. Estudar essa complexa interação possibilita entender a interação ecológica que ocorre e desenvolver mecanismos que possam retardar a adaptação de insetos de importância econômica dentro do MIP.

3.5.1 Categorias de resistência de plantas a insetos

De acordo com Painter (1951), a resistência de plantas a insetos pode ser classificada em três categorias principais: não preferência, antibiose e tolerância. Posteriormente, Kogan e Ortman (1978) propuseram a mudança do termo "não preferência" pelo termo "antixenose", argumentando que a primeira expressão é um termo relacionado ao comportamento do inseto, enquanto antixenose descreve situações em que determinada planta é menos utilizada pelo inseto para oviposição, alimentação ou abrigo em comparação a outra planta sob as mesmas condições.

A antixenose está associada à presença de características morfológicas ou químicas nas plantas que interferem comportamento do inseto, levando-o a evitar esses hospedeiros e selecionar plantas que não apresentam tais características. Já na resistência do tipo antibiose, a planta exerce efeitos negativos sobre a biologia do inseto. Esses efeitos podem incluir o prolongamento do ciclo de vida, alterações morfológicas na fase adulta que inviabilizam a sobrevivência do indivíduo e menor fertilidade da fêmea e decorrem de mecanismos de defesa físico ou químico presente nos tecidos vegetais. Por fim, a tolerância refere-se à capacidade da planta de suportar ou se recuperar dos danos causados pelos insetos sem que haja prejuízo significativo à produtividade (Morais; Baldin, 2012).

O uso de cultivares resistentes tem como vantagens a redução e manutenção de insetos fitófagos abaixo do nível de dano econômico, além de possibilitar a utilização de outras táticas de controle dentro de um programa de MIP (Boiça Júnior *et al*., 2013). Para a cultura da soja, estudos já foram desenvolvidos em busca de cultivares de soja expressando categorias de resistência a mosca-branca (Vieira *et al*., 2011; Da Silva *et al*., 2012; Cruz *et al*., 2016; Sulistyo; Inayati, 2016; Baldin *et al*., 2017; Rodrigues *et al*., 2021; Santos *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023).

Esses estudos reforçam a importância da identificação e adoção de cultivares resistentes como uma estratégia viável e sustentável no manejo da mosca-branca na cultura da soja.

3.5.2 Enzimas antioxidantes e sua importância no mecanismo de defesa da planta

As respostas de defesas induzidas das plantas quando atacadas por insetos podem ser localizadas no tecido danificado ou de forma sistêmica em tecidos não danificados. Elas podem surgir rapidamente ou com atraso após o estresse (Schaller, 2008). Quando atacadas, as plantas iniciam respostas de defesas sofisticadas, incluindo a regulação das vias de transdução de sinais de defesa e a produção de compostos defensivos (Walling, 2008; Dicke *et al*., 2009). A produção de espécies reativas de oxigênio (EROs) em plantas ocorre precocemente na resposta de defesa da planta a estímulos externos (Mittler, 2002; Neill *et al*., 2002; Overmyer *et al*., 2003). Superóxido (O^{-2}) e peróxido de hidrogênio (H_2O_2) são as EROs mais importantes e se acumulam rapidamente em resposta a estresses bióticos (Gill; Tuteja, 2010).

Os estresses bióticos modificam o metabolismo celular vegetal e, dependendo disso afetam a respiração celular e a fotossíntese, alterando a taxa de geração de EROs. Para manter os níveis baixos de EROs, as plantas utilizam enzimas antioxidantes, como a superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), guaiacol peroxidase (G-POD), ascobarto peroxidase (APX) e peroxiredoxinas (Prxs), além de mecanismos não enzimáticos (ascorbato, tocoferol, compostos fenólicos, flavonóides e carotenóides) (Navrot *et al*., 2006; Tayefi-Nastabadi *et al*., 2010).

Pesquisadores têm estudado a modificação das concentrações de enzimas antioxidantes em plantas submetidas a herbivoria (Tscharntke *et al*., 2001; Lukasik; Golawska, 2013; Pant; Huang, 2021; Ozdemir *et al*., 2023). Em um estudo feito por Timbó *et al*. (2014) avaliaram a resposta bioquímica foliar de soja susceptível e resistente à injúria por herbivoria de *Euschistus heros*. Enquanto a variedade suscetível apresentou alterações adaptativas no metabolismo redox, com o aumento da atividade da lipoxigenase 3 e da peroxidase do guaiacol, a resistente apresentou uma resposta de defesa para contornar o estressor biológico. Harish *et al*. (2023) identificaram que as atividades da superóxido dismutase, peroxidase e polifenol oxidase aumentaram com a infestação de *B. tabaci* em genótipos de soja moderadamente resistentes.

Estudos visando a respostas bioquímicas associadas ao metabolismo oxidativo são fundamentais para compreender os mecanismos de defesa da planta e podem subsidiar

programas de melhoramento voltados à seleção de genótipos no desenvolvimento de cultivares mais resistentes ao ataque de *B. tabaci*.

3.5.3 Metabólitos secundários envolvidos na defesa de plantas contra a herbivoria de insetos

Pesquisas envolvendo as ciências "ômicas" vêm ganhando destaque nas últimas décadas por fornecerem uma visão que abrange informações da célula, do tecido ou do organismo (Arbona *et al*., 2013; Satou *et al*., 2014; Fan *et al*., 2018). As abordagens mais utilizadas incluem a genômica, transcriptômica, proteômica e metabolômica (Razzaq *et al*., 2019). Dentre essas abordagens, a metabolômica envolve a identificação e a quantificação da composição química da amostra biológica, com as variações nos metabólitos refletindo os processos regulatórios nas células (Canuto *et al.,* 2018).

A abordagem metabolômica tem sido aplicada em diversos estudos envolvendo plantas, como a diferenciação entre fenótipo (Sun *et al*., 2020), no desenvolvimento (Teh *et al*., 2013; Zhang *et al*., 2018), caracterização das variações induzidas por fatores externos (Obata; Fernie, 2012; Griesser *et al*., 2015; Ganie *et al*., 2020) e para avaliar a qualidade genética de culturas de interesse econômico (Gambo-Becerra *et al*., 2019; Gálvez Ranilla, 2020). Dentre os métodos analíticos de estudo do perfil metabólico, a cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massa (CG-EM) é um método amplamente utilizado, principalmente para análise de compostos voláteis e semivoláteis, devido sua reprodutibilidade, alta sensibilidade, seletividade e eficiência de separação (Bowne *et al*., 2018). Com isso, os estudos envolvendo metaboloma ajudam a compreender a regulação do metabolismo induzida pelo estresse biótico.

Diversos estudos são realizados para demonstrar alterações nos metabolitos primários, como aminoácidos, carboidratos, ácidos orgânicos, em resposta ao estresse biótico (Chen *et al*., 2009; Hasanuzzaman *et al*., 2018; Li *et al*., 2022). Contudo, o metabolismo secundário também desempenha um papel nas respostas à herbivoria, especialmente nas relacionadas aos mecanismos de tolerância ao estresse (Li *et al*., 2022). Com base na via de biossíntese, os metabólitos secundários podem ser classificados como polifenóis (como ácidos fenólicos, flavonoides e ligninas), terpenoides, alcaloides ou taninos (Fiehn, 2002; Patti *et al*., 2012). Esses metabólitos associados à defesa são produtos da atividade enzimática regulada pela expressão gênica e pelo acúmulo de proteínas, integrando mecanismos pós-transcricionais e pós-traducionais. A abundância desses compostos reflete à resposta final dos organismos a

alterações genéticas ou ambientais (Fiehn, 2002; Patti *et al*., 2012). Assim, a metabolômica, ao detectar pequenas moléculas em amostras biológicas, é uma ferramenta promissora para investigar, em tempo real, as alterações metabólicas induzidas por estresses (Balmer *et al*., 2013; Da Silva *et al*., 2021; Anzano *et al*., 2022; Sandhu *et al*., 2022).

Há inúmeros estudos envolvendo mudanças no metaboloma de plantas de soja em respostas ao ataque de patógenos bacterianos e fúngicos (Osmar; Fett, 1983; John *et al*., 2013; Copley *et al*., 2017; Ranjan *et al*., 2019). Similar aos patógenos, o papel dos metabólitos na mediação das interações entre soja e insetos-pragas tem sido explorado (Shi *et al*., 2021). Por exemplo, Sato *et al*. (2013) realizaram um experimento de acompanhamento temporal para examinar o impacto do pulgão-da-batata-de-estufa [*Aulacorthum solani* Kaltenbach, (Hemiptera: Aphididae)] no metabolismo das folhas de soja. A mudança no metabolismo ocorreu 6 h após infestação, incluindo o acúmulo de precursores de fenilpropanoides, chiquimato e *trans*-cinamato, sugerindo um fluxo de recursos para a biossíntese de metabólitos primários. A composição química da soja também influencia o comportamento dos insetos. Silva *et al*. (2013) relataram uma oviposição duas vezes maior de percevejo-marrom [*Euschistus heros* F. (Hemiptera: Pentatomidae)] na cultivar de soja 'BRS 267', que apresenta mais açúcares e menos isoflavonas do que outras cultivares. Hoffmann-Campo, Harborne e Mccaffery (2001) também verificaram que rutina e quercetina 3-glicosilgalactosídeo presentes nas folhas de soja reduzem o consumo alimentar de lagarta-do-repolho [*Trichoplusia ni* Hubner (Lepidoptera: Noctuidae)].

Apesar dos avanços na aplicação da metabolômica na interação entre soja e insetos, ainda são escassas as investigações sobre a interação entre soja e *B. tabaci*. No entanto, há indícios de que há compostos envolvidos na resistência de plantas à *B. tabaci*, sobretudo metabólitos secundários que influenciam negativamente na atração, oviposição e/ou alimentação do inseto. Kumaraswamy *et al*. (2025) identificaram que os principais metabólitos relacionados à resistência de tomateiros silvestres (*Solanum cheesmaniae* e *Solanum galapagense*) a *Bemisia tabaci* Asia II 7 estavam envolvidos nas vias de biossíntese de ácidos graxos e vias associadas, tais como triacontano, ácido di-heptanoico, ácido dodecanoico, ácido undecanoico, ácido N-hexadecanoico, pentacosano, monogalactosildiacilgliceróis, esfinganina e ácido 12-hidroxijasmonico).

Portanto, estudos envolvendo a identificação de metabólitos secundários são importantes para elucidar os mecanismos bioquímicos que regulam a resistência em cultivares de soja, bem como a influência do herbivorismo de *B. tabaci* MEAM1 sobre o metaboloma

vegetal e, assim, oferecer materiais bem caracterizados, além de metabólitos candidatos para o melhoramento de variedades resistentes a insetos.

3.5.4 Voláteis de planta induzidos pela herbivoria de insetos

As plantas podem responder à herbivoria por meio da ativação de vias metabólicas associadas à indução de mecanismo de defesa. Entre essas respostas, destaca-se a defesa induzida indireta, caracterizada pela liberação de compostos orgânicos voláteis (COVs), os quais, em geral, possuem baixo peso molecular (inferior a 300 Da), característica que favorece sua rápida volatilização e emissão a partir de diferentes tecidos vegetais (Dudareva *et al*., 2008). A função dos COVs está ligada a atração de inimigos naturais dos herbívoros e contribuindo para a regulação das populações fitófagas (Aartsma *et al*., 2017). Adicionalmente, possuem a capacidade de ativar o sistema de defesa de plantas sadias, sendo uma ferramenta para as defesas das plantas (Baldwin, 2010).

Os voláteis induzidos por herbivoria (*Herbivore-induced plant volatiles*, HIPVs) incluem derivados de aminoácidos e ácidos graxos, fenilpropanóides e terpenoides (War *et al*., 2011). Quando as plantas detectam determinados eliciadores, elas se tornam capazes de ativar defesas específicas contra insetos, pois conseguem diferenciar entre dano físico e aquele causado pela alimentação de insetos. Isso permite que a planta diferencie herbívoros, induzindo a liberação de diferentes misturas de HIPVs que podem atrair inimigos naturais (Qian *et al*., 2024). Plantas de algodão quando são infestadas por *Agrotis segetum,* produzem compostos que atraem o inimigo natural *Microplitis mediator* (Li *et al*., 2022). Os HIPVs liberados por plantas de batata e pepino infestadas por pulgões e lagartas atraem formigas (Schettino *et al*., 2017), enquanto *Arabidopsis* infestada por essas pragas atraem parasitoides como o *Diadegma semiclausum* (Kroes *et al*., 2017). Além disso, diversos metabólitos secundários encontrados em nectários extraflorais das plantas também atraem formigas e as protegem contra o ataque de herbívoros (Gish *et al*., 2016).

Plantas de soja liberam HIPVs em defesa a herbivoria de *B. tabaci*. Ayala *et al*. (2020) identificaram compostos exclusivos em plantas infestadas, incluindo D-limoneno, longifoleno, cariofileno, α-farneseno e oct-1-en-3-ol. Esses voláteis, ausentes ou presentes em menor quantidade em plantas sadias, sugerem uma resposta induzida da soja ao ataque de *B. tabaci*. Além disso, o composto 2,6-bis(1,1-dimetiletil)-4-(1-oxopropril)fenol foi detectado em altas

concentrações tanto em plantas sadias quanto em plantas infestadas, embora seu papel ainda não esteja totalmente elucidado.

Apesar de diversos estudos visando identificar os compostos voláteis envolvidos na defesa de plantas sob o ataque de herbívoros, pouco se estuda as diferenças de COVs entre genótipos de uma mesma espécie vegetal de diferentes perfis de resistência a inseto. Staudt *et al*. (2010) encontraram diversas diferenças genotípicas nas emissões de COVs de pessegueiro, com perfis de resistência e de susceptibilidade ao pulgão-verde [*Myzus persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae)]. Isso demonstra a importância do estudo de diversos genótipos de soja, com diferentes categorias de resistência a mosca-branca.

3.6 Controle biológico de *Bemisia tabaci*

O controle biológico é uma estratégia que visa à supressão de populações de insetos-praga por meio da ação de seus inimigos naturais, como predadores, parasitoides ou microrganismos entomopatogênicos (Haji; Bleicher, 2004; Granados-Echegoyen *et al*., 2025). Essa abordagem representa uma alternativa sustentável ao uso intensivo de inseticidas químicos, promovendo o equilíbrio ecológico nos agroecossistemas.

De acordo com a forma de aplicação, o controle biológico pode ser classificado em três modalidades: natural, clássico e aplicado. O controle biológico natural baseia-se na conservação dos inimigos naturais já presentes no ambiente, por meio da adoção de práticas agrícolas que favoreçam sua permanência e eficiência. O controle biológico clássico consiste na introdução deliberada de inimigos naturais oriundos da região de origem da praga, visando o controle de espécies exóticas ou emergentes. Já o controle biológico aplicado refere-se à liberação massal de inimigos naturais criados em laboratório, com o objetivo de reduzir rapidamente a população do inseto-alvo em determinada área (Simonato *et al*., 2014).

Nos últimos anos, o controle biológico de *Bemisia tabaci* tem sido amplamente estudado, especialmente pela busca por inimigos naturais eficazes contra essa praga (Grijalva *et al*., 2024; Kumar; Singh, 2025). Entre os principais inimigos naturais de *B. tabaci* destacam-se espécies pertencentes às ordens Hymenoptera, Coleoptera, Hemiptera, Neuroptera, Diptera e Acari (Gerling, 1986; Arnó *et al*., 2009; Cavalcante *et al*., 2017; Kheirodin *et al*., 2020).

No Brasil, já foram identificadas cerca de 30 espécies do gênero *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) e três do gênero *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), que atuam como parasitoides de *B. tabaci* em diversas culturas agrícolas. Segundo Moro *et al*. (2021), *Encarsia formosa* e *E. mundus* têm sido registradas em cultivos de tomate nas regiões

Sul e Sudeste, enquanto *E. porteri* ocorre em lavouras de soja nessas mesmas regiões. Além disso, *E. lutea* foi identificada no Submédio do Vale do São Francisco, na Região Nordeste (Moreira *et al*., 1999).

3.6.1 *Encarsia* sp.

O gênero *Encarsia* é um dos mais relevantes no contexto do controle biológico de moscas-brancas e cochonilhas, destacando-se pela ampla diversidade de espécies parasitoides de insetos da família Aleyrodidae. Entre essas, *Encarsia formosa* Gahan, 1924, é a espécie mais amplamente estudada e utilizada, notadamente no controle de *Trialeurodes vaporariorum* e *B. tabaci*, devido à sua ampla gama de hospedeiros (Heraty *et al*., 2007).

O ciclo de vida de *E. formosa* inicia-se com a oviposição nos estágios ninfais III e IV de *B. tabaci* (figura 2). Os ovos, de formato ovalado e séssil, evoluem pelas fases de ovo, larva, pupa e adulto. A taxa de oviposição e a maturação dos ovos tendem a diminuir com o avanço da idade do parasitoide (Walter, 1983; Hunter; Woolley, 2001; Antony *et al*., 2004; Pessoa *et al*., 2015).

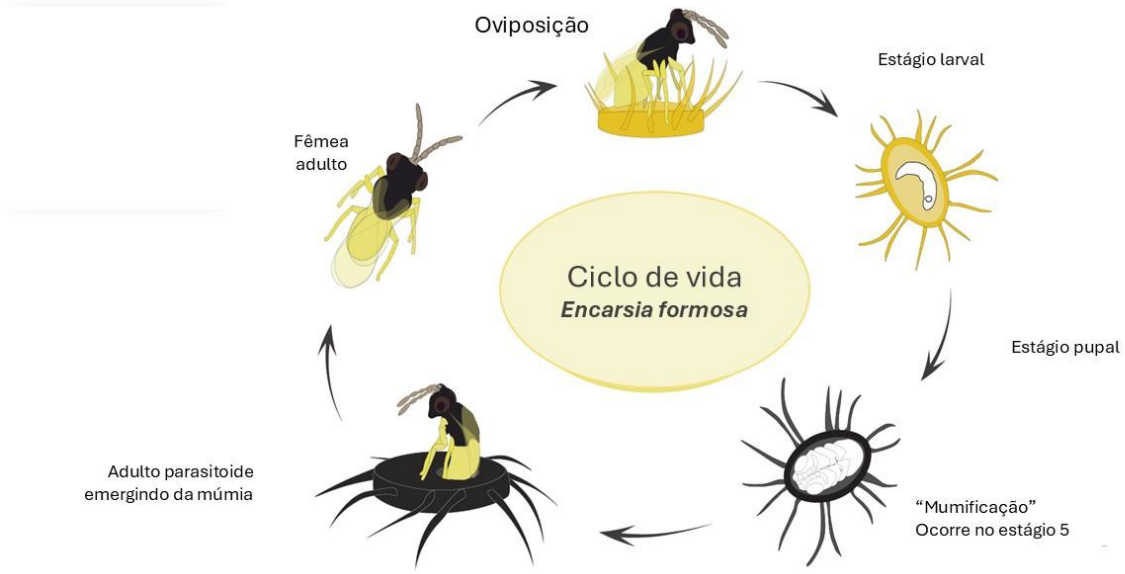


Figura 2 - Ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto de *Encarsia formosa*. Fonte: Adaptado de BioBee.

O comportamento de forrageamento de *Encarsia* é diretamente influenciado pela velocidade de deslocamento do parasitoide, bem como pela disponibilidade, localização e

tamanho do hospedeiro. Durante a busca, o parasitoide alterna entre períodos de caminhada, de repouso e voos curtos sobre a superfície foliar. Diversos fatores podem interferir nesse processo, como a morfologia da planta hospedeira, incluindo o tipo de venação foliar e a densidade de tricomas, além da presença de resíduos de excreções açucaradas (*honeydew*) deixados pelas ninfas (Sütterlin; Van Lenteren, 1997). Variáveis ambientais, como a temperatura e o horário do dia, também exercem influência significativa sobre a atividade de busca e parasitismo (Simmons *et al*., 2002).

Diante da complexidade das interações tritróficas entre planta, herbívoro e inimigo natural, o estudo do comportamento de forrageamento de *Encarsia* frente a diferentes genótipos de soja torna-se essencial para compreender os fatores que afetam sua eficiência como agente de biocontrole. Assim, a identificação de genótipos que favoreçam a atividade de *Encarsia* pode representar uma estratégia promissora para integrar o controle biológico ao manejo sustentável da mosca-branca na cultura da soja.

REFERÊNCIAS

AARTSMA, Y.; BIANCHI, F. J. J. A.; VAN DER WERF, W.; POELMAN, E. H.; DICKE, M. Herbivore-induced plant volatiles and tritrophic interactions across spatial scales. **New Phytologist**, v. 216, p. 1054-1063, 2017.

AGRAWAL, A. A. Induced responses to herbivory and increased plant performance. **Science**, v. 279, p. 1201-1202. 1998.

ALI, M. Y.; NASEEM, T.; HOLOPAINEN, J. K.; LIU, T.; ZHANG, J.; ZHANG, F. Tritrophic interactions among arthropod natural enemies, herbivores and plants considering volatile blends at different scale levels. **Cells**, v. 12, n. 2, p. 251, 2023.

ALMEIDA, M. F.; TAVARES, C. S.; ARAÚJO, E.; PICANÇO, M. C.; OLIVEIRA, E. E.; PEREIRA, E. J. G. Plant Resistance in Some Modern Soybean Varieties May Favor Population Growth and Modify the Stylet Penetration of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 2, p. 970–978, 2021.

ANTONY, B.; PALANISWAMI, M. S.; KIRK, A. A.; HENNEBERRY, T. J. Development of *Encarsia bimaculata* (Heraty and Polaszek) (Hymenoptera: Aphelinidae) in *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) nymphs. **Biological Control**, v. 30, n. 3, p. 546-555, 2004.

ANZANO, A.; BONANOMI, G.; MAZZOLENI, S.; LANZOTTI, V. Plant metabolomics in biotic and abiotic stress: a critical overview. **Phytochemistry Reviews**, v. 21, p. 503-524, 2022.

ARBONA, V.; MANZI, M.; DE OLLAS, C.; GÓMEZ-CADENAS, A. Metabolomics as a tool to investigate abiotic stress tolerance in plants. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 14, n. 3, p. 4885-4911, 2013.

ARNEMANN, J. A. **Ocorrência de mosca-branca em soja e hortícolas no Sul do Brasil aumenta na safra 2017/18.** Disponível em: <https://ioeste.com.br/brasil-agricultura-ocorrencia-de-mosca-branca-em-soja-e-horticolas-no-sul-do-brasil-aumenta-na-safra-2017-18/>. Acesso em: 26 mar. 2025.

ARNEMANN, J. A.; POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; FERREIRA, D. R.; PATIAS, L. S.; BEVILAQUA, J. G.; MORO, D.; FORGIARINI, S. E.; PADILHA, G.; CAMPOS, J. V. L.; GUEDES, J. V. C.; FELTRIN, N.; CARLI, C.; STURMER, G. R.; FERREIRA, P. E. R. Managing whitefly on soybean. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 9, p. 41-51, 2019.

ARNÓ, J.; GABARRA, R.; LIU, T. X.; SIMMONS, A. M.; GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*: predators and parasitoids. In: STANSLY, P.; NARANJO, S. ***Bemisia*: bionomics and management of a global pest**. Dordrecht: Springer, 2009, p. 385-421.

AYALA, J. A. C.; OLIVAS, A. F.; SOTO, J. H. V.; PAGAZA, Y. R.; CASTILLO, F. D. H.; LÓPEZ, P. F.; TORRES, J. M.; CHÁVEZ, E. R. Preference for Oviposition by Sweetpotato Whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius), in Two Soybean Genotypes, and Volatile Release, **Southwestern Entomologist**, v. 45, n. 1, p. 99-108, 2020.

AYELO, P.M.; TORTO, B.; TAMÒ, M. Chemical ecology of host selection in *Encarsia* parasitoids: Implications for biological control of whiteflies. **Pest Management Science***,* v. 77, n. 2, p. 749-757, 2021.

BALDIN, E. L. L., CRUZ, P. L.; MORANDO, R.; SILVA, I. F.; BENTIVENHA, J. P. F.; TOZIN, L. R. S.; RODRIGUES, T. M. Characterization of antixenosis in soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 4, p. 1869-1876, 2017.

BALDWIN, I. T. Plant volatiles. **Current Biology**, v. 20, n. 9, p. 392-397, 2010.

BALMER, D.; FLORS, V.; GLAUSER, G.; MAUCH-MANI, B. Metabolomics of cereals under biotic stress: current knowledge and techniques. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p. 82, 2013.

BARRO, P. J.; LIU, S.; BOYKIN, L. M.; DINSDALE, A. B. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual Review of Entomology**, v. 56, n. 1, p. 1-19, 2011.

BEDFORD, I D; BRIDDON, R W; BROWN, J K; ROSELL, R C; MARKHAM, P G. Geminivirus transmission and biological characterisation of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotypes from different geographic regions. **Annals of Applied Biology**, v. 125, n. 2, p. 311-325, 1994.

BERLINGER, M. J.; LEHMANN-SIGURA, N.; TAYLOR, R. A. J. Survival of *Bemisia tabaci* adults under different climatic conditions. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 80, n. 3, p. 511-519, 1996.

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

BOWNE, J.; BACIC, A.; TESTER, M.; ROESSNER, U. Abiotic Stress and Metabolomics. *In*: HALL, R. (org.) **Annual Plant Reviews**, Oxford: Blackwell Publishing Ltd., v. 43, 2018, p. 61-85.

BROWN, J. K.; FROHLICH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweetpotato or sil verleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* or a Species Complex? **Annual Review of Entomology**, v. 40, n. 1, p. 511-534, 1995.

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

CAMERON, R.; LANG, E. B.; ANNAN, I. B.; PORTILLO, H. E.; ALVAREZ, J. M. Use of Fluorescence, a Novel Technique to Determine Reduction in *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) nymph feeding when exposed to benevia and other insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, n. 2, p. 597-603, 2013.

CANUTO, G. A. B.; COSTA, J. L.; CRUZ, P. L. R.; SOUZA, A. R. L.; FACCIO, A. T.; KLASSEN, A.; RODRIGUES, K. T.; TAVARES, M. F. M. Metabolômica: definições, estado-da-arte e aplicações representativas. **Química Nova**, v. 41, n. 1, p. 75-91, 2018.

CAVALCANTE, A. C.; MANDRO, M. E. A.; PAES, E. R.; MORAES, G. J. *Amblyseius tamatavensis* Blommers (Acari: Phytoseiidae) a candidate for biological control of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in Brazil. **International Journal of Acarology**, v. 43, n. 1, p. 10-15, 2017.

CHANG, C. C.; TURNER, B. L. Ecological succession in a changing world. **Journal of Ecology**, v. 107, n. 2, p. 503-509, 2019.

CHEN, Y.; NI, X.; BUNTIN, G. D. Physiological, nutritional, and biochemical bases of corn resistance to foliage-feeding fall armyworm. **Journal of chemical ecology**, v. 35, p. 297-306, 2009.

CHU, D.; TAO, Y.; ZHANG, Y.; WAN, F.; BROWN, J. K. Effects of host, temperature and relative humidity on competitive displacement of two invasive *Bemisia tabaci* biotypes [Q and B]. **Insect Science**, v. 19, n. 5, p. 595-603, 2012.

CNA. **Balanço 2024 e Perspectivas 2025**. Brasília: CNA, 2024. Disponível em: <https://cnabrasil.org.br/storage/arquivos/pdf/Balanco2024-Perspectivas2025.pdf>. Acesso em: 30 maio 2025.

COLEY, P. D.; BARONE, J. A. Herbivory and plant defenses in tropical forests. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 27, p. 305-335. 1996.

CONAB. **Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos**. 5. ed., 2025. 107 p. Disponível em: <https://www.gov.br/conab/pt-br/atuacao/informacoes-agropecuarias/safras/safra-de-

graos/boletim-da-safra-de-graos/5o-levantamento-safra-2024-25/e-book_boletimzdezsafrasz-z5zlevantamentoz2025.pdf>. Acesso em: 25 mar. 2025.

COPLEY, T. R.; ALIFERIS, K. A.; KLIEBENSTEIN, D. J.; JABAJI, S. H. An integrated RNAseq-1H NMR metabolomics approach to understand soybean primary metabolism regulation in response to Rhizoctonia foliar blight disease. **BMC Plant Biology**, v. 17, n. 1, p. 84, 2017.

COSTA, A. S. Studies on Abutilon mosaic in Brazil. **Phytopathologische Zeitschrift**, v. 24, p. 97-112, 1955.

CRUZ, P. L.; BALDIN, E. L. L.; GUIMARÃES, L. R. P.; PANNUTI, L. E. R.; LIMA, G. P. P.; HENG-MOSS, T. M.; HUNT, T. E. Tolerance of KS-4202 soybean to the attack of *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Florida Entomologist**, v. 99, n. 4, p. 600-607, 2016.

CRUZ, P. L; BALDIN, E. L. L. Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on Soybean Genotypes. **Neotropical Entomology**, v. 46, n. 2, p. 210-215, 2017.

CZEPAK, C. **Reação em Cadeia**. Disponível em: <https://issuu.com/grupocultivar/docs/hf_61>. Acesso em: 04 maio 2025.

SILVA, É. D. B.; XAVIER, A.; FARIA, M. V. Impact of genomic prediction model, selection intensity, and breeding strategy on the long-term genetic gain and genetic Erosion in soybean breeding. **Frontiers in Genetics**, v. 12, p. 1577, 2021.

SILVA, J. P. G. F.; BALDIN, E. L. L.; SOUZA, E. S.; LOURENÇÃO, A. L. Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 72, n. 4, p. 516-522, 2012.

DÂNGELO, R. A. C.; MICHEREFF-FILHO, M.; CAMPOS, M. R.; SILVA, P. S.; GUEDES, R. N. C. Insecticide resistance and control failure likelihood of the whitefly *Bemisia tabaci* (MEAM1; B biotype): a neotropical scenario. **Annals of Applied Biology**, v. 172, n. 1, p. 88-99, 2018.

MORAES, L. A.; MULLER, C.; BUENO, R. C. O. F.; SANTOS, A.; BELLO, V. H.; MARCHI, B. R.; WATANABE, L. F. M.; MARUBAYASHI, J. M.; SANTOS, B. R.; YUKI, V. A. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 14589, 2018.

DICKE, M.; VAN LOON, J. J.; SOLER, R. Chemical complexity of volatiles from plants induced by multiple attacks. **Nature Chemical Biology**, v. 5, n. 5, p.317-324, 2009.

DUDAREVA, N.; PICHERSKY, E. Metabolic engineering of plant volatiles. **Current Opinion in Biotechnology**, v. 19, n. 2, p. 181-189, 2008.

EDWARDS P. J; WRATTEN S. D. **Ecologia das interações entre insetos e plantas**. São Paulo: EPU. 1981. 71 p.

EHRLICH, P. R.; MURPHY, D. D.; SINGER, M. C.; SHERWOOD, C. B.; WHITE, R. R.; BROWN, I. L. Extinction, reduction, stability and increase: the response of checkerspot butterflies to the California drought. **Oecologia,** v. 46 p. 101-105, 1980.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Mosca-branca: infestação baixa e custo alto**. 2017. Disponível em: <https://maissoja.com.br/mosca-brancainfestacao-baixa-e-custo-de-controle-alto>. Acesso em: 15 dez. 2024.

ERKTAN, A.; ROUMET, C.; BOUCHET, D.; STOKES, A.; PAILLER, F.; MUNOZ, F. Two dimensions define the variation of fine root traits across plant communities under the joint influence of ecological succession and annual mowing. **Journal of Ecology**, v. 106, n. 5, p. 2031-2042, 2018.

FADINI, M. A. M.; LEMOS, W. P.; PALLINI, A.; VENZON, M.; MOURÃO, S. A. Does herbivory of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) induce direct defense in strawberry?. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 293-297, 2004.

FAN, W.; GE, G.; LIU, Y.; WANG, W.; LIU, L.; JIA, Y. Proteomics integrated with metabolomics: analysis of the internal causes of nutrient changes in alfalfa at different growth stages, **BMC Plant Biology**, v. 18, n. 1, p. 1-15, 2018.

FERNANDES, F. R.; CRUZ, A. R. R.; FARIA, J. C.; ZERBINI, F. M.; ARAGÃO, F. J. L. Three distinct begomoviruses associated with soybean in central Brazil. **Archives of Virology**, v. 154, n. 9, p. 1567-1570, 2009.

FERNANDES, D. S.; OKUMA, D.; PANTOJA-GOMEZ, L. M.; CUENCA, A.; CORRÊA, A. S. *Bemisia tabaci* MEAM1 still remains the dominant species in open field crops in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, e256949, 2024.

FERRY, N.; EDWARDS, M. G.; A GATEHOUSE, J.; GATEHOUSE, A. M. Plant–insect interactions: molecular approaches to insect resistance. **Current Opinion In Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 155-161, 2004.

FIEHN, O. Metabolomics — the link between genotypes and phenotypes. *In*: TOWN, C. (eds.) **Functional Genomics**. Dordrecht: Spring, 2002, pp. 155-171.

GALLO D.; NAKANO, O.; NETO, S. S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J.D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. 1. ed. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p.

GÁLVEZ RANILLA, L. The Application of Metabolomics for the Study of Cereal Corn (*Zea mays L.*). **Metabolites**, v. 10, n. 8, p. 300, 2020.

GAMBOA-BECERRA, R.; HERNÁNDEZ-HERNÁNDEZ, M. C.; GONZÁLEZ-RÍOS, Ó.; SUÁREZ-QUIROZ, M. L.; GÁLVEZ-PONCE, E.; ORDAZ-ORTIZ, J. J.; WINKLER, R. Metabolomic markers for the early selection of *Coffea canephora* plants with desirable cup quality traits. **Metabolites**, v. 9, p. 214, 2019.

GANIE, A. H.; PANDEY, R.; KUMAR, M. N.; CHINNUSAMY, V.; IQBAL, M.; AHMAD, A. Metabolite Profiling and Network Analysis Reveal Coordinated Changes in Low-N Tolerant and Low-N Sensitive Maize Genotypes under Nitrogen Deficiency and Restoration Conditions. **Plants**, v. 9, n. 11, p. 1459, 2020.

GERLING, D. Natural enemies of *Bemisia tabaci*, biological characteristics and potential as biological control agents: a review. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 17, n. 1-2, p. 99-110, 1986.

GILL, S. S; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 909-930, 2010.

GISH, M.; MESCHER, M. C.; MORAES, C. M. Mechanical defenses of plant extrafloral nectaries against herbivory. **Communicative & Integrative Biology**, v. 9, n. 3, p. e1178431, 2016.

GRANADOS-ECHEGOYEN, C.; CALDERÓN-CORTÉS, N.; VÁSQUEZ-LÓPEZ, A.; GIVES, P. M.; REYES-ESTÉBANEZ, M.; SARMIENTO-LÓPEZ, L.; VERA-REYES, I.; GÓMEZ-DOMÍNGUEZ, N. S.; LANDERO-VALENZUELA, N.; … SÁNCHEZ-HERNÁNDEZ, C. Pest control strategies using secondary metabolites of entomopathogenic fungi. *In*: DESHMUKH, S. K.; SRIDHAR, K. R. **The role of Entomopathogenic Fungi in Agriculture**. 1ed. Boca Raton: CRC Press. 2025. p. 267-297.

GRIESSER, M.; WEINGART, G.; SCHOEDL-HUMMEL, K.; NEUMANN, N.; BECKER, M.; VARMUZA, K.; LIEBNER, F.; SCHUHMACHER, R.; FORNECK, A. Severe drought stress is affecting selected primary metabolites, polyphenols, and volatile metabolites in grapevine leaves (*Vitis vinifera* cv. Pinot noir). **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 88, p. 17-26, 2015.

GRIJALVA, I.; SKIDMORE, A. R.; MILNE, M. A.; OLAYA-ARENAS, P.; KAPLAN, I.; FOSTER, R. E.; YANINEK, J. S. Integrated pest management enhances biological control in a US midwestern agroecosystem by conserving predators and non-pest prey. **Ecosystems & Environment**, v. 368, p. 109009, 2024.

HAJI, F. N.; BLEICHER, E. **Avanços no manejo da mosca-branca *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae).** Petrolina: Embrapa Semiárido. 186 p, 2004.

HARISH, G.N.; SINGH, R.; SHARMA, S. TAGGAR, G. K. Changes in defense-related antioxidative enzymes amongst the resistant and susceptible soybean genotypes under whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) stress. **Phytoparasitica**, v. 51, p. 63-75 2023.

HASANUZZAMAN, A. T. M.; ISLAM, M. N.; LIU, F.; CAO, H.; LIU, T. Leaf Chemical Compositions of Different Eggplant Varieties Affect Performance of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) Nymphs and Adults, **Journal of Economic Entomology**, v. 111, n. 1, p. 445-453, 2018.

HASANUZZAMAN, M.; RAIHAN, M. R. H.; MASUD, A. A. C.; RAHMAN, K.; NOWROZ, F.; RAHMAN, M.; NAHAR, K.; FUJITA, M. Regulation of Reactive Oxygen

Species and Antioxidant Defense in Plants under Salinity. **International Journal of Molecular Sciences,** v. 22, n. 17, p. 9326, 2021.

HERATY, J. M.; WOOLLEY, J. B.; POLASZEK, A. **Catalog of the *Encarsia* of the world.** 2007. Disponível em: < https://faculty.ucr.edu/~heraty/Encarsia.cat.pdf>. Acesso em 29 jan. 2025.

HOFFMANN-CAMPO, C. B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; OLIVEIRA, L. J.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; PANIZZI, A. R.; CORSO, I. C.; GAZZONI, D. L.; OLIVEIRA, E. D. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Londrina: Embrapa Soja. 2000. 70 p. (Circular Técnica).

HOFFMANN-CAMPO, C.; HARBORNE, J.; MCCAFFERY, A. Pre-ingestive and post-ingestive effects of soya bean extracts and rutin on *Trichoplusia ni* growth. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 98, n. 2, p. 181-194, 2001.

HUNTER, M. S.; WOOLLEY, J. B. Evolution and behavioral ecology of heteronomous aphelinid parasitoids. **Annual Review of Entomology**, v. 46, p. 251-290, 2001.

JOHN, K. M. M.; JUNG, E. S.; LEE, S.; KIM, J.; LEE, C. H. Primary and secondary metabolites variation of soybean contaminated with *Aspergillus sojae*. **Food Research International**, v. 54, p. 487-494, 2013.

JOLY, A. B.; LEITÃO FILHO, H. F. **Botânica econômica: as principais culturas brasileiras**. São Paulo: HUCITEC/EDUSP. 1979. 114 p.

KANGASJÄRVI, S.; NEUKERMANS, J.; LI, S.; ARO, E. M.; NOCTOR, G. Photosynthesis, photorespiration, and light signalling in defence responses. **Journal of Experimental Botany**, v. 63, n. 4, p. 1619-1636, 2012.

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. **Plos One**, v. 14, n. 3, e0213946, 2019.

KHEIRODIN, A.; SIMMONS, A. M.; LEGASPI, J. C.; GRABARCZYK, E. E.; TOEWS, M. D.; ROBERTS, P. M.; CHONG, J.-H.; SNYDER, W. E.; SCHMIDT, J. M. Can generalist predators control *Bemisia tabaci*?. **Insects**, v. 11, n. 11, p. 823, 2020.

KLÜMPER, W.; QAIM, M. A Meta-Analysis of the Impacts of Genetically Modified Crops. **Plos One**, v. 9, n. 11, e111629, 2014.

KOCH, K. G.; CHAPMAN, K.; LOUIS, J.; HENG-MOSS; T.; SARATH, G. Plant Tolerance: A unique approach to control hemipteran pests. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, 2016.

KOGAN, M.; ORTMAN, E. E. Antixenosis-a new term proposed to replace Painter's "Nonpreference" modality of resistance. **Bulletin of the Entomological Society of America**, v. 24, n. 2, p. 175-176, 1978.

KROES, A.; WELDEGERGIS, B. T.; CAPPAI, F.; DICKE, M.; VAN LOON, J. J. A. Terpenoid biosynthesis in Arabidopsis attacked by caterpillars and aphids: effects of aphid density on the attraction of a caterpillar parasitoid. **Oecologia**, v. 185, n. 4, p. 699-712, 2017.

KUMAR, A.; SINGH, J. Integrated pest management through biological control. *In*: DESHMUKH, S. K.; SRIDHAR, K. R. **The role of Entomopathogenic Fungi in Agriculture**. 1ed. Boca Raton: CRC Press, 2025. p. 54-76.

KUMARASWAMY, S.; YOGENDRA, K.; SOTELO-CARDONA, P.; SHIVANNA, A.; HEMALATHA, S.; MOHAN, M.; SRINIVASAN, R. Non-targeted metabolomics reveals fatty acid and associated pathways driving resistance to whitefly and tomato leafminer in wild tomato accessions. **Scientific Reports**, v. 15, p. 3754, 2025.

LI, A. M.; WANG, M.; CHEN, Z. L.; QIN, C. X.; LIAO, F.; WU, Z.; HE, W. Z.; LAKSHMANAN, P.; PAN, Y. Q.; HUANG, D. L. Integrated Transcriptome and Metabolome Analysis to Identify Sugarcane Gene Defense against Fall Armyworm (*Spodoptera frugiperda)* Herbivory. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 23, n. 22, p. 13712, 2022.

LI, M.; XIA, S.; ZHANG, T.; WILLIAMS, L.; III, XIAO, H.; LU, Y. Volatiles from cotton plants infested by *Agrotis segetum* (Lep.: Noctuidae) attract the larval parasitoid *Microplitis mediator* (Hym.: Braconidae). **Plants**, v. 11, n. 7, p. 863, 2022.

LI, Y.; ZHONG, S.; QIN, Y.; ZHANG, S.; GAO, Z.; DANG, Z.; PAN, W. Identification of plant chemicals attracting and repelling whiteflies. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 8, n. 3, p. 183-190, 2014.

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

LOWMAN, M. D. Temporal and spatial variability in insect grazing of the canopies of five Australian rainforest tree species. **Australian Journal of Ecology**, v.10 p.7-24, 1985.

LUCAS, P.; W.; TURNER, I. M.; DOMINY, N. J.; YAMASHITA, N. Mechanical defences to herbivory. **Annals of Botany**, v. 86, n. 5, p. 913-920, 2000.

ŁUKASIK, I.; GOŁAWSKA, S. Effect of host plant on levels of reactive oxygen species and antioxidants in the cereal aphids *Sitobion avenae* and *Rhopalosiphum padi*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 51, p. 232-239, 2013.

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; WUTKE, E. B. Transmissão do *Cowpea mild mottle virus* pela mosca branca *Bemisia tabaci* biótipo B para plantas de feijão e soja. **Summa Phytopathologica**, v. 36, n. 2, p. 158-160, 2010.

MELO M. O.; SILVA-FILHO, M. C. Plant-insect interaction: an evolutionary arms race between two distinct defense mechanisms. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.14 p.71-81, 2002.

MITTLER R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, v. 7, n. 9, p. 405-410, 2002.

MIYASAKA, S.; MEDINA, J. C. **A soja no Brasil.** 1 Ed. Campinas: Instituto de Tecnologia de Alimentos. 1981. 1062 p.

MORAIS, A. A.; BALDIN, J. P. Breeding for Resistance to Insect Pests. *In*: FRITSCHENETO, R.; BORÉM, A. (Eds.). **Plant breeding for biotic stress resistance**. New York: Springer, 2012. p. 103-121.

MOREIRA, A. N.; HAJI, F. N. P.; DINIZ, R. S.; SANTOS, A. P.; MATTOS, M. A. A.; BARBOSA, F. R.; ALENCAR, J. A. Parasitoides de Bemisia argentifolii em tomateiro e videira no Submédio do Vale do São Francisco. *In:* **ENCONTRO LATINO-AMERICANO E DO CARIBE SOBRE MOSCAS-BRANCAS E GEMINIVÍRUS**. Resumos expandidos. Recife: IPA, 1999. 1 CD-ROM, p. 147.

MORO, D.; WENGRAT, A. P. G. S.; COSTA, V. A.; POZEBON, H.; TAY, W. T.; BEVILAQUA, J. G.; CASTILHOS, L. B.; PADILHA, G.; UGALDE, G. A.; FILHO, A. C.; GUEDES, J. V. C.; ARNEMANN, J. A. Integrative techniques confirm the presence of *Bemisia tabaci* parasitoids: *Encarsia formosa*, *Encarsia porteri* and *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on soybean and tomatoes in South Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 50, n. 4, p. 593-604, 2021.

MOSCARDI, F.; BUENO, A. F; SOSA-GÓMEZ, D. R.; ROGGIA, S.; HOFFMANN-CAMPO C. B.; POMARI, A. F.; CORSO, C. I.; YANO, S. A. C. Artrópodes que atacam as folhas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO CB, CORRÊA-FERREIRA B. S, MOSCARDI F. **Soja: Manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga**. Brasília: Embrapa. 2012, p. 213-309.

NARANJO, S. E., LEGG, J. P. P. A. Biology and ecology of *Bemisia tabaci. In*: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. (1ªEd.). ***Bemisia:*** **bionomics and management of a global pest**. Dordrecht: Springer, 2010, p. 105-107.

NAVROT, N.; COLLIN, V.; GUALBERTO, J.; GELHAYE, E.; HIRASAWA, M.; REY, P.; KNAFF, D. B.; ISSAKIDIS, E.; JACQUO, J. P.; ROUHIER, N. Plant glutathione peroxidases are functional peroxiredoxins distributed in several subcellular compartments and regulated during biotic and abiotic stress. **Plant Physiology**, v. 142, p. 1364-1379, 2006.

NEILL, S.; DESIKAN, R.; HANCOCK, J. Hydrogen peroxide signalling. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 5, n. 5, p.388-395, 2002.

OBATA, T.; FERNIE, A. R. The use of metabolomics to dissect plant responses to abiotic stress. **Cellular and Molecular Life Sciences**, v. 69, p. 3225-3243, 2012.

OSMAN, S. F.; FETT, W. F. Isoflavone glucoside stress metabolites of soybean leaves. **Phytochemistry**, v. 22, p. 1921-1923, 1983.

OVERMYER, K.; BROSCHE, M.; KANGASJARVI, J. Reactive oxygen species and hormonal control of cell death. **Trends in Plant Science**, v. 8, n. 7, p. 335-342, 2003.

OZDEMIR, I. O.; TUNCER, C.; SOLMAZ, F.G.; OZTURK, B. The Impact of Green Shield Bug (*Palomena prasina* [Hemiptera: Pentatomidae]) Infestation on Antioxidant Enzyme Activities in Hazelnut (*Corylus avellana* L. cvs. 'Tombul,' 'Palaz' and 'Çakıldak'). **Erwerbs-Obstbau**, v. 65, p. 767-773, 2023.

PADILHA, G.; POZEBON, H.; PATIAS, L. S.; FERREIRA, D. R.; CASTILHOS, L. B.; FORGIARINI, S. E.; DONATTI, A.; BEVILAQUA, J. G.; MARQUES, R. P.; MORO, D.;

ROHRIG, A.; BONES, S. A. S.; CARGNELUTTI FILHO, A.; PES, L. Z.; ARNEMANN, J. A. Damage assessment of *Bemisia tabaci* and economic injury level on soybean. **Crop Protection**, v. 143, p. 105542, 2021.

PAINTER, R. H. **Insect resistance in crop plants**. Lawrence: The University Press of Kansas, 1951. 520 p.

PANT, S.; HUANG, Y. Elevated production of reactive oxygen species is related to host plant resistance to sugarcane aphid in sorghum. **Plant Signaling & Behavior**, v. 16, n. 2, p. 1849523, 2021.

PATTI, G. J.; YANES, O.; SIUZDAK, G. Metabolomics: the apogee of the omics trilogy. **Nature Reviews Molecular Cell Biology**, v. 134, p. 263-269, 2012.

PESSOA, R. **Taxonomia e diversidade de *Encarsia* no Brasil e a biologia de *Bemisia tabaci* biótipo B e seu parasitoide *Encarsia desantisi* em algodoeiro Bt e não Bt**. 2015. 185 f. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2015.

POLSTON, J. E.; BARRO, P.; BOYKIN, L. M. Transmission specificities of plant viruses with the newly identified species of the *Bemisia tabaci* species complex. **Pest Management Science**, v. 70, n. 10, p. 1547-1552, 2014.

POZEBON, H.; CARGNELUTTI FILHO, A.; GUEDES, J. V. C.; FERREIRA, D. R.; MARQUES, R. P.; BEVILAQUA, J. G.; PATIAS, L. S.; COLPO, T. L.; ARNEMANN, J. A. Distribution of *Bemisia tabaci* within soybean plants and on individual leaflets. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 167, n. 5, p. 396-405. 2019.

POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; PADILHA, G.; O´ NEAL, M.; VALMORBIDA, I.; BEVILAQUA, J. G.; TAY, W. T.; ARNEMANN, J. A. Arthropod Invasions Versus Soybean Production in Brazil: a review. **Journal of Economic Entomology**, v. 113, n. 4, p. 1591-1608, 2020.

PRICE, P. W.; DENNO, R. F.; EUBANKS, M. D.; FINKE, D. L.; KAPLAN, I. **Insect Ecology: Behavior, Populations and Communities**. 1. ed. New York: Cambridge University Press, 2011. 799 p.

QIAN, J.; ZHU, C.; JIAN, G.; ZENG, L.; YANG, Y. Release patterns and potential utility of herbivore-induced plant volatiles in crops: a review. **Environmental and Experimental Botany**, v. 219, p. 105659, 2024.

RANJAN, A.; WESTRICK, N. M.; JAIN, S.; PIOTROWSKI, J. S.; RANJAN, M.; KESSENS, R.; STIEGMAN, L.; GRAU, C. R.; CONLEY, S. P.; SMITH, D. L.; KABBAGE, M. Resistance against *Sclerotinia sclerotiorum* in soybean involves a reprogramming of the phenylpropanoid pathway and up-regulation of antifungal activity targeting ergosterol biosynthesis. **Plant Biotechnology Journal**, v. 17, n. 8, p. 1567-1581, 2019.

RAZZAQ, A.; SADIA, B.; RAZA, A.; HAMEED, M. K.; SALEEM, F. Metabolomics: A way forward for crop improvement. **Metabolites**, v. 9, p. 303, 2019.

RODRIGUES, R. H. F.; SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. F. O.; SILVA, S. R.; SOBRINHO, N.; MAGGIONI, K.; RODRIGUES, T. F.; PAVAN, B. E. Vertical distribution of *Bemisia tabaci* on soybean and attractiveness of cultivars. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, n. 7, p. 610-622, 2021.

SANDHU, K. S.; PATIL, S. S.; AOUN, M.; CARTER, A. H. Multi-Trait Multi-Environment genomic prediction for end-use quality traits in Winter Wheat. **Frontiers in Genetics**, v. 13, p. 41, 2022.

SANTOS, T. L. B.; BALDIN, E. L. L.; RIBEIRO, L. P. Resistance sources and antixenotic factors in Brazilian bean genotypes against *Bemisia tabaci*. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 129-144, 2021.

SARGERS, C. L; COLEY, P. D. Benefits and costs of plant defense in a neotropical shrub. **Ecology,** v.76, p.1835-1843, 1995.

SATO, D.; AKASHI, H.; SUGIMOTO, M.; TOMITA, M.; SOGA, T. Metabolomic profiling of the response of susceptible and resistant soybean strains to foxglove aphid, *Aulacorthum solani* Kaltenbach. **Journal of Chromatography B**, v. 925, p. 95-103, 2013.

SATOU, M.; ENOKI, H.; OIKAWA, A.; OHTA, D.; SAITO, K.; HACHIYA, T.; SAKAKIBARA, H.; KUSANO, M.; FUKUSHIMA, A.; SAITO, K.; KOBAYASHI, M.; NAGATA, N.; MYOUGA, F.; SHINOZAKI, K.; MOTOHASHI, R. Integrated analysis of transcriptome and metabolome of *Arabidopsis albino* or pale green mutants with disrupted nuclear-encoded chloroplast proteins. **Plant Molecular Biology**, v. 85, p. 411-428, 2014.

SCHALLER A. **Induced plant resistance to herbivory**. 1. ed. Netherlands: Springer, 2008. 462 p.

SCHETTINO, M.; GRASSO, D. A.; WELDEGERGIS, B. T.; CASTRACANI, C.; MORI, A.; DICKE, M.; VAN LENTEREN, J. C.; VAN LOON, J. J. A. Response of a predatory ant to volatiles emitted by aphid- and caterpillar-infested cucumber and potato plants. **Journal of Chemical Ecology**, v. 43, p. 1007-1022, 2017.

SEDIYAMA, T.; TEIXEIRA, R. C.; REIS, M. S. Melhoramento da soja. *In*: BORÉM, A. (Ed). **Melhoramento de espécies cultivadas**. 2. ed. Viçosa: Editora UFV, 2005. P. 553-603.

SHARMA, D.; MAQBOOL, A.; AHMAD, H.; SRIVASTAVA, K. Effect of meteorological factors on the population dynamics of insect pests of tomato. **Vegetable science**, v. 40, n. 1, p. 90-92, 2013.

SHI, X.; CHEN, Q.; LIU, S.; WANG, J.; PENG, D.; KONG, L. Combining targeted metabolite analyses and transcriptomics to reveal the specific chemical composition and associated genes in the incompatible soybean variety PI437654 infected with soybean cyst nematode HG1.2.3.5.7. **BMC Plant Biology**, v. 21, p. 217, 2021.

SILVA, F. A.; CARRÃO-PANIZZI, M. C.; BLASSIOLI-MORAES, M. C.; PANIZZI, A. R. Influence of volatile and nonvolatile secondary metabolites from soybean pods on feeding and on oviposition behavior of *Euschistus heros* (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae). **Environmental Entomology**, v. 42, n. 6, p. 1375-1382, 2013.

SILVA, F. B.; RAPOSO, R. D. S.; CAMPOS, S. F.; UZAN, J.; MARUBAYASHI, J. M.; RIBEIRO-JUNIOR, M. R.; NOGUEIRA, A. M.; MARTINES, C. D. C.; BELLO, V. H.; MÜLLER, C.; SARTORI, M. M. P.; KRAUSE-SAKATE, R. Exploring *Bemisia tabaci* Middle East–Asia Minor I and Mediterranean Cryptic Species Relationship with Cowpea Mild Mottle Virus and Their Dynamics in Soybean Fields. **Insects**, v. 15, n. 8, p. 624, 2024.

SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. C.; SILVA, M. C. F.; BRITO, R. R. D.; MIRANDA, R. D. S.; RODRIGUES, R. H. F.; SANTOS, C. M. P. D.; RIBEIRO, G. D. S.; MORAIS, J. V. S.; SILVA, A. F. T. D.; MAYARD, H.; OLIVEIRA, T. R. D.; COSTA LIMA, V. M. G. D.; SILVA FONTES, L. D.; ROCHA, N. S. D.; JESUS LACERDA, J. D.; PAVAN, B. E. Change in the physiological aspects of soybean caused by infestation by *Bemisia tabaci* MEAM1. **Agronomy**, v. 14, n. 3, p. 481, 2024.

SILVA, M. C. F.; RODRIGUES, A. S.; RODRIGUES, R. H. F.; PAVAN, B. E.; SILVA, L. B. Performance of *Bemisia tabaci* MEAM1 on soybean and resistance traits of cultivars. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 26, n. 2, p. 102100, 2023.

SIMMONS, A. M.; ABD-RABOU, S.; MCCUTCHEON, G. S. Incidence of parasitoids and parasitism of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in numerous crops. **Environmental Entomology**, v. 31, n. 6, p. 1030-1036, 2002.

SIMONATO, J.; GRIGOLLI, J. F. J.; OLIVEIRA, H. N. de. Controle biológico de insetos-praga na soja. *In*: LOURENÇÃO, A. L. F.; GRIGOLLI, J. F. J.; MELOTTO, A. M.; PITOL, C.; GITTI, D. C.; ROSCOE, R. 1ed. Tecnologia e produção: Soja 2013/ 2014. Maracaju: Fundação MS, 2014. p. 178-193.

SMITH, C. M. **Plant resistance to arthropods: Molecular and conventional approach.** 1. ed. Netherlands: Springer, 2005. 426 p.

STANSLY, P.A.; NARANJO, S.E., Eds. ***Bemisia*: Bionomics and Management of a Global Pest**. Dordrecht: Springer Science & Business Media, 2010. 540 p.

STAUDT, M.; JACKSON, B.; EL-AOUNI, H.; BUATOIS, B.; LACROZE, J.; POËSSEL, J.; SAUGE, M.; NIINEMETS, Ü. Volatile organic compound emissions induced by the aphid *Myzus persicae* differ among resistant and susceptible peach cultivars and a wild relative, **Tree Physiology**, v. 30, n. 10, p. 1320-1334, 2010.

STRONG, D. R.; LAWTON, J. H; SOUTHWOOD, S. R. **Insects on plants: community patterns and mechanisms.** Oxford: Blackwell Scientific, 1984, 313 p.

SULISTYO, A.; INAYATI, A. Mechanisms of antixenosis, antibiosis, and tolerance of fourteen soybean genotypes in response to whiteflies (*Bemisia tabaci*). **Biodiversitas Journal of Biological Diversity**, v. 17, n. 2, p. 447-453, 2016.

SUN, X.; LI, L.; PEI, J.; LIU, C.; FANG, L. Metabolome and transcriptome profiling reveals quality variation and underlying regulation of three ecotypes for *Cistanche deserticola*. **Plant Molecular Biology**, v. 102, p. 253-269, 2020.

SÜTTERLIN, S.; VAN LENTEREN, J. C. Influence of hairness of *Gerbera jamensonii* on the searching efficiency of the parasitoid *Encarsia formosa*. **Biological Control**, v. 9, n. 3, p. 157-165, 1997.

TAYEFI-NASRABADI, H.; DEHGHAN, G.; DAEIHASSANI, B.; MOVAFEGI, A.; SAMADI, A. Some biochemical properties of guaiacol peroxidases as modified by salt stress in leaves of salt-tolerant and salt-sensitive safflower (*Carthamus tinctorius* L.cv) cultivars. **African Journal of Bioechnology**, v. 10, n. 5, p. 751-763, 2010.

TEH, H. F.; NEOH, B. K.; HONG, M. P. L.; LOW, J. Y. S.; NG, T. L. M.; ITHNIN, N.; THANG, Y. M.; MOHAMED, M.; CHEW, F. T.; YUSOF, M. H.; KULAVEERASINGAM, H.; APPLETON, D. R. Differential metabolite profiles during fruit development in high-yielding oil palm mesocarp. **PLoS One**, v. 8, p. e61344, 2013.

TIMBO, R. V.; HERMES-LIMA, M.; SILVA, L. P.; MEHTA, A.; MORAES, M. C. B.; PAULA, D. P. Biochemical aspects of the soybean response to herbivory injury by the brown stink bug *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae). **PLoS One**, v. 9, n. 10, p. e109735, 2014.

TSCHARNTKE, T.; THIESSEN, S.; DOLCH, R.; BOLAND, W. Herbivory, induced resistance, and interplant signal transfer in *Alnus Glutinosa*. **Bichemical Systematics and Ecology**, v. 29, p. 1025-1047, 2001.

TURLINGS, T. C. J.; ERB, M. Tritrophic interactions mediated by herbivore-induced plant volatiles: mechanisms, ecological relevance, and application potential. **Annual Review Of Entomology**, v. 63, n. 1, p. 433-452, 2018.

VAN DEN OEVER-VAN DEN ELSEN, F.; LUCATTI, A. F.; VAN HEUSDEN, S.; BROEKGAARDEN, C.; MUMM, R.; DICKE, M.; VOSMAN, B. Quantitative resistance against *Bemisia tabaci* in *Solanum pennellii*: Genetics and metabolomics. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 58, p. 397-412, 2016.

VIEIRA FILHO, J. E. R. A fronteira agropecuária brasileira: redistribuição produtiva, efeito poupa-terra e desafios estruturais logísticos. *In*: VIEIRA FILHO, J. E. R.; GASQUES, J. G. (org.). **Agricultura, transformação produtiva e sustentabilidade**. Brasília: Ipea, 2016. p. 89-108.

VIEIRA, S. S.; BUENO, A. F.; BOFF, M. I. C.; BUENO, R. C. O. F.; HOFFMAN-CAMPO, C. B. Resistance of soybean genotypes to *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 117-122, 2011.

VIEIRA, S. S.; BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; BOFF, M. I. C.; GOBBI, A. L. Different timing of whitefly control and soybean yield. **Ciência Rural**, v. 43, n. 2, p. 247-253, 2013.

VILLAS BÔAS, G. L.; BRANCO, M. C. **Manejo integrado da mosca-branca (*Bemisia tabaci* biótipo B) em sistemas de produção integrada de tomate indústria (PITI).** 1ed. Brasília: Embrapa Hortaliças. 2009. 16 p. (Circular Técnica).

VILLAS BÔAS, G. L.; FRANÇA, F. H.; MACEDO, N. Potencial biótico da mosca-branca *Bemisia argentifolii* a diferentes plantas hospedeiras. **Horticultura Brasileira**, v. 20, n. 1, p. 71-79, 2002.

WALKER, G. P.; PERRING, T. M.; FREEMAN, T. P. Life History, Functional Anatomy, Feeding and Mating Behavior. *In*: STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E. ***Bemisia:*** **bionomics and management of a global pest**. Dordrecht: Springer, 2010, p. 109-160.

WALLING L. L. Avoiding effective defenses: strategies employed by phloem-feeding insects. **Plant Physiology**, v. 146, n. 3, p. 859-866, 2008.

WALTER, G. H. Divergent male ontogenies in Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea): a simplified classification and a suggested evolutionary sequence. **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 19, n. 1, p. 63–82, 1983.

WAR, A. R.; SHARMA, H. C.; PAULRAJ, M. G.; WAR, M.Y.; IGNACIMUTHU, S. Herbivore induced plant volatiles: their role in plant defense for pest management. **Plant Signaling & Behavior**, v. 6, n. 12, p. 1973-1978, 2011.

WEISSER, W. W.; SIEMANN, E. **Insects and Ecosystem Function**. 1. ed. New York: Springer Nature. 2007. 413 p.

WESTOBY, M.; FALSTER, D. S.; MOLES, A. T.; VESK, P. A.; WRIGHT, I. J. Plant ecological strategies: some leading dimensions of variation between species. **Annual Review in Ecology and Systematics**, v.33, p. 125-159. 2002.

WILLADINO, L. G. **Defesa Vegetal: alternativas para superprodução de espécies reativas de oxigênio**. Ciência Rural, 2024. Disponível em: https://www.ufsm.br/siterevista/cienciarural/2024/05/10/defesa-vegetal-alternativas-para-superproducao-de-especies-reativas-de-oxigenio. Acesso em: 20 fev. 2025.

WILLIANS, L. F. Structure and genetic characteristics of the soybean. *In*: MARKLEY, K. S. (Ed.). **Soybeans and soybean products**. New York: Interscience Publishers. 1950, p. 111-134.

WILLIS, K. J. **State of the World's Plants 2017**. London: Royal Botanic Gardens, Kew. 2017.

ZHANG, L.; ZHANG, X.; JI, H.; WANG, W.; LIU, J.; WANG, F.; XIE, F.; YU, Y.; QIN, Y.; WANG, X. Metabolic profiling of tobacco leaves at different growth stages or different stalk positions by gas chromatography–mass spectrometry. **Industrial Crops and Products**, v. 116, p. 46-55, 2018.

4 CAPÍTULO 2

INDICADORES FISIOLÓGICOS E BIOQUÍMICOS DE RESISTÊNCIA A HERBIVORIA DE *Bemisia tabaci* MEAM1 EM CULTIVARES DE SOJA ADAPTADAS A REGIÕES TROPICAIS

RESUMO

Bemisia tabaci biótipo B é uma praga agrícola globalmente devastadora que afeta severamente a cultura da soja. O controle químico tem-se mostrado ineficaz e prejudicial, tornando essencial a busca por cultivares resistentes. Este estudo teve como objetivo categorizar os mecanismos de resistência de cultivares de soja aos danos causados por *B. tabaci* biótipo B por meio de testes de antibiose e antixenose, além de avaliar alterações nas taxas fotossintéticas e na atividade de enzimas antioxidantes em plantas infestadas e não infestadas. Os cultivares utilizados foram Olimpo, Latitude, M8808 (resistentes) e Bônus (susceptível). Foi realizado um teste de antibiose, com análises diárias, até a emergência de todos os insetos. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e seis repetições. Foram avaliados o desenvolvimento de ovo a ninfa e de ovo a adulto. Para o teste de não preferência sem chance de escolha, foram avaliados o número de ovos, ninfas e adultos por folíolo, além de ovos e ninfas inviáveis. Quatro plantas de cada cultivar foram analisadas quanto às variáveis fisiológicas sob estresse de *B. tabaci* biótipo B e comparadas com plantas não infestadas. As medições de trocas gasosas incluíram taxa fotossintética, transpiração foliar, condutância estomática e concentração interna de CO_2, com cálculos de eficiência no uso da água e eficiência de carboxilação. As plantas infestadas por 25 dias foram avaliadas quanto à atividade de enzimas antioxidantes e ao teor de peróxido de hidrogênio. Os resultados mostraram que Olimpo e Latitude apresentaram alterações fotossintéticas sob infestação, os cultivares Bônus e Latitude são suscetíveis à infestação, mas respondem com mecanismos bioquímicos de defesa. O cultivar M8808 exibiu maiores concentrações de peróxido de hidrogênio, indicando que sua resistência está associada tanto a mecanismos constitutivos de defesa quanto à função sinalizadora do peróxido de hidrogênio.

Palavras-chave: Antibiose, Defesa antioxidante, Eficiência fotossintética, Explosão oxidativa, *Glycine* max, Interação planta-herbívoro, Mosca-branca,.

4.1 Introdução

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) (Gennadius, 1889) (biótipo B ou MEAM1) é reconhecida como uma das pragas mais invasivas e destrutivas, causando danos significativos à produção agrícola em escala global (Byrne; Bellows, 1991; Henneberry; Castle, 2001; Li *et al*., 2021; Silva *et al*., 2024). No Brasil, *B. tabaci* MEAM1 afeta diretamente a produção da soja (*Glycine max* (L.) Merrill), uma cultura que representa aproximadamente 50% das exportações de commodities agrícolas do país. A presença de uma única mosca-branca por folíolo pode reduzir a produtividade da soja em até 31,24 kg por hectare (Padilha *et al*., 2021). Na última década, o controle desse inseto tem-se tornado cada vez mais desafiador, com surtos recorrentes nas regiões produtoras de soja do Brasil (Dângelo *et al*., 2018; Arnemann *et al*., 2019; Pozebon *et al*., 2020; Almeida *et al*., 2021).

Regiões tropicais sazonais, como o Cerrado brasileiro, oferecem condições ambientais favoráveis à infestação e disseminação de insetos, tornando essencial a adoção de estratégias de Manejo Integrado de Pragas (MIP) para mitigar seu impacto. Em áreas de expansão da fronteira agrícola, a intensificação da monocultura da soja tem contribuído para surtos mais frequentes de *B. tabaci* aumentando a dependência de inseticidas químicos e ressaltando a necessidade de alternativas sustentáveis, como o uso de cultivares resistentes (Desneux; Decourtye; Delpuech, 2007; Bale; Van Lenteren; Bigler, 2008; Silva *et al*., 2024).

Uma das principais razões para a importância agrícola de *B. tabaci* MEAM1 é sua capacidade e causar danos às plantas de forma direta ou indireta. O dano direto é caracterizado pela alimentação, em que adultos e ninfas sugam a seiva do floema e injetam toxinas, causando alterações no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta (Silva *et al*., 2024). Por outro lado, o dano indireto decorre da excreção de "*honeydew*", que favorece o desenvolvimento de fungos (*Capnodium* sp.) capazes de danificar tecidos vegetais e reduzir a capacidade fotossintética. Além disso, a mosca-branca atua como vetor de vírus fitopatógenos. Na soja, *B. tabaci* MEAM1 transmite o vírus da necrose-da-haste-da-soja (*Cowpea mild mottle virus*, CPMMV), *Euphorbia mosaic vírus* (EuMV), *Sida mottle vírus* (SiMV), *Bean golden mosaic vírus* (BGMV), *Okra mottle vírus* (OMoV) (Costa, 1955; Costa *et al*., 1978; Fernandes *et al*., 2009; Marubayashi *et al*., 2010).

A resistência das plantas a herbívoros pode ser classificada em três categorias principais: antixenose, antibiose e tolerância. A antixenose reduz a atratividade da planta para os insetos, desencorajando a colonização, a oviposição e a alimentação (Painter, 1951; Koch *et al*., 2016). A resistência do tipo antibiose interfere diretamente no desenvolvimento e na reprodução do herbívoro, tornando ovos e ninfas inviáveis (Painter, 1951; Stout, 2023). A tolerância permite que a planta suporte os ataques de pragas sem perdas significativas de produtividade (Koch *et al*., 2016; Stout, 2023).

Além das interações mecânicas e químicas, plantas resistentes frequentemente utilizam mecanismos bioquímicos, como o estresse oxidativo, caracterizado pelo aumento na produção de espécies reativas de oxigênio (ROS), que atuam como sinalizadores de defesa e podem interferir no metabolismo dos herbívoros (Kangasjärvi *et al*., 2012; Hasanuzzaman *et al*., 2021; Willadino, 2024). Esse processo influencia não apenas as respostas da planta ao ataque, mas também a eficiência fotossintética e a sinalização hormonal relacionada à defesa (Walling 2000).

A evolução da resistência em *B. tabaci* reduziu a eficácia dos inseticidas químicos, tornando essa abordagem cada vez mais ineficiente e ambientalmente prejudicial (Sani *et al*., 2020; Lykogianni *et al*., 2021; BASF, 2025). Nesse contexto, o desenvolvimento de cultivares resistentes surge como uma estratégia promissora e sustentável.

Este estudo foi conduzido para testar as seguintes hipóteses: (i) cultivares de soja adaptadas a regiões tropicais apresentam resistência diferencial por meio de antibiose e antixenose contra *B. tabaci*, (ii) o estresse oxidativo causado pelo H_2O_2 interfere de forma negativa no desenvolvimento de ovos e ninfas, e (iii) a ativação de enzimas antioxidantes (SOD, CAT, APX e GPOD) são essenciais para tornar ovos e ninfas inviáveis e manter a eficiência fotossintética das plantas. Assim, este estudo tem como objetivo investigar os mecanismos de resistência por antixenose e antibiose em cultivares de soja, além de avaliar o impacto da infestação nos parâmetros fotossintéticos e na atividade enzimática, contribuindo para a seleção de cultivares mais adequadas ao manejo sustentável de *B. tabaci*.

4.2 Material e métodos

4.2.1 Condições experimentais

Os bioensaios foram conduzidos em casa de vegetação sob condições controladas de temperatura (30 ± 2,0 ºC) e umidade relativa (50-60%) na Universidade Federal do Piauí,

Campus Professora Cinobelina Elvas (9°05'04.4" S, 44°19'37.5" W, 270 m de altitude). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com diferentes esquemas fatoriais conforme cada ensaio: Bioensaios de Antixenose e Antibiose: Delineamento Inteiramente Casualizado (DIC), considerando as cultivares como fator fixo; Parâmetros Fisiológicos: DIC com fatorial triplo (4 cultivares × 2 condições de infestação × 3 tempos de avaliação); Avaliação Bioquímica: DIC com fatorial duplo (4 cultivares × 2 condições de infestação).

4.2.2 Estabelecimento e manutenção da população de *Bemisia tabaci* MEAM1

A população de *B. tabaci* MEAM1 foi originalmente obtida de uma plantação de couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*) sem de aplicações de inseticidas. A população foi mantida na Universidade Federal do Piauí, *Campus* Professor Cinobelina Elvas, em uma casa de vegetação coberta com tela anti-pulgão (50 *mesh*). Plantas de couve cultivadas em vasos de cinco litros foram utilizadas como hospedeiras. O biótipo foi identificado por meio de análise molecular, po PCR-RAPD do DNA genômico, realizada no Laboratório de Entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, confirmando que o biótipo utilizado no estudo foi o *Middle East-Asia Minor 1* (MEAM1).

4.2.3 Cultivares de soja

As cultivares de soja Brasmax Olimpo IPRO® e Latitude Adapta LT8402 IPRO® foram selecionadas por sua adaptação às condições das regiões tropicais e são amplamente cultivadas em áreas produtoras de grãos. No entanto, não há registros que documentem a resistência dessas variedades à infestação por *B. tabaci* MEAM1. Para fins comparativos, foram incluídas duas cultivares com características contrastantes: uma com baixa atratividade e outra altamente atrativa para adultos de *B. tabaci* MEAM1. A cultivar M8808 IPRO® foi identificada como resistente, apresentando mecanismos de antixenose e antibiose, enquanto a cultivar Brasmax Bônus IPRO® foi descrita como suscetível (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023).

4.2.4 Bioensaio antixenose sem-chance de escolha e antibiose

Seis plantas de cada cultivar de soja no estádio vegetativo V3-V4, foram utilizadas para avaliar o ciclo de vida de *B. tabaci* MEAM1. Cem indivíduos não sexados foram coletados da criação em tubos de ensaio, priorizando pares de moscas-brancas, uma vez que os casais tendem

a permanecer juntos (Byrne; Bellows, 1991). Os insetos foram liberados em gaiolas de "*voil*" (13 × 13 cm), presas com fita de cetim. Para evitar a fuga dos insetos, as gaiolas foram rapidamente fixadas ao pecíolo de uma folha do trifólio, com duas gaiolas por planta. Após 24 h, os insetos adultos foram removidos.

Com o auxílio de um estereomicroscópio (ampliação de 40x), os ovos na face abaxial das folhas foram contados. O excesso de ovos foi cuidadosamente removido com um alfinete entomológico, mantendo-se 50 ovos por folha. As gaiolas permaneceram nas folhas até a conclusão das avaliações. Foram avaliados os seguintes parâmetros: número de ovos e ninfas por folha; número total de adultos emergidos; número total de ovos não eclodidos (inviabilidade de ovos - TUE); número total de ninfas não emergidas (inviabilidade de ninfas - TUN); tempo de desenvolvimento de ovo a ninfa (média de dias da oviposição até a emergência da ninfa - E-N); e tempo de desenvolvimento de ovo a adulto (média de dias da oviposição até a emergência do adulto E-A). As análises foram realizadas diariamente até a emergência de todos os insetos.

4.2.5 Parâmetros fisiológicos de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

Quatro plantas de cada cultivar foram selecionadas a partir do teste de antibiose para a avaliação de parâmetros fisiológicos sob estresse induzido por *B. tabaci* MEAM1. Plantas de cada cultivar que permaneceram não infestadas foram utilizadas como controle. As avaliações foram realizadas em três momentos após a infestação: 1, 15 e 20 dias. As medições foram feitas em folhas trifoliadas superiores totalmente expandidas, em dias ensolarados, entre 08:00 e 10:00 h, utilizando um analisador de gases infravermelho (IRGA, *Portable Gas Exchange Fluorescence System*® GFS 3000, Walz, Effeltrich, Alemanha), equipado com fonte de luz artificial composta por LEDs azul e vermelho, com intensidade de 1200 µmol m^{-2} s^{-1}. As medições foram realizadas sob concentração constante de CO_2 e densidade de fluxo de fótons fotossintéticos (~400 µmol CO_2 mol^{-1} e 1.000 µmol fótons m^{-2} s^{-1}, respectivamente)

Foram mensurados os seguintes parâmetros: taxa fotossintética (A, µmol m^{-2} s^{-1}); transpiração foliar (E, mmol m^{-2} s^{-1}); condutância estomática (gs, mol m^{-2} s^{-1}); concentração interna de CO_2 (Ci, µmol mol^{-1}). Com base nesses dados, foram calculados os seguintes índices: eficiência instantânea no uso da água (EUA, A/E, µmol CO_2/$mmol^{-1}$ H_2O); eficiência intrínseca no uso da água (EUIA, A/Gs, µmol CO_2/$mmol^{-1}$ H_2O); e eficiência instantânea de carboxilação da Rubisco (A/Ci, µmol m^{-2} s^{-1}/µmol mol^{-1}).

4.2.6 Atividade de enzimas antioxidantes de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

Plantas infestadas com *B. tabaci* MEAM1 por 25 dias (conforme descrito no tópico 4.2.4) foram utilizadas para as avaliações bioquímicas. Um grupo de plantas não infestadas das mesmas cultivares foi utilizado como padrão de comparação. Folhas jovens trifoliadas, totalmente expandidas, foram coletadas e extratos brutos foram preparados em tampão fosfato de potássio de extração 100 mM (pH 7,0), sendo posteriormente armazenados a -80 ºC até a análise.

Os níveis de peróxido d hidrogênio (H_2O_2) foram determinados conforme o método descrito por Cheeseman (2006). As atividades das enzimas antioxidantes foram avaliadas utilizando os seguintes métodos: superóxido dismutase (SOD), de acordo com Giannopolitis e Ries (1977); catalase (CAT), conforme Beers e Sizer (1952); ascorbato peroxidase (APX), segundo Nakano e Asada (1981); e peroxidase do guaiacol (GPOD), conforme Urbanek *et al*. (1991).

4.2.7 Análise Estatística

A normalidade das variâncias residuais foi avaliada pelo teste de Shapiro-Wilk. Quando os dados não atenderam aos pressupostos de normalidade, foi aplicada uma transformação ($\sqrt{(x + 0,5)}$) para ajuste estatístico.

As comparações entre tratamentos foram realizadas por meio da análise de variância (ANOVA). Quando foram identificadas diferenças significativas, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

A Análise de Componentes Principais (PCA) foi empregada para avaliar a contribuição relativa das variáveis bioquímicas e fisiológicas entre cultivares e condições de infestação. Os componentes principais foram extraídos da matriz de correlação das variáveis analisadas, e as maiores cargas fatoriais foram utilizadas para determinar as principais fontes de variação entre os tratamentos. Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o SAS University Edition (2015), e a PCA foi conduzida no RStudio versão 2023.12.1 (Rstudio Team, 2024).

4.3 Resultados

4.3.1 Bioensaio antixenose sem-chance de escolha e antibiose

Os resultados do bioensaio indicam diferenças significativas na oviposição de *B. tabaci* MEAM1 entre as cultivares avaliadas. A cultivar M8808 proporcionou menor oviposição, com 54% menos ovos por folha em comparação a cultivar Bônus e 56% menos ovos em relação a cultivar Olimpo (Figura 3). A cultivar Latitude proporcionou resposta intermediária, sem diferenças estatisticamente significativas em relação às cultivares Bônus e M8808. A cultivar M8808 demonstrou menor atratividade para oviposição, confirmando resistência por antixenose, enquanto as cultivares Bônus e Olimpo apresentaram características susceptíveis, favorecendo a colonização e oviposição do inseto.

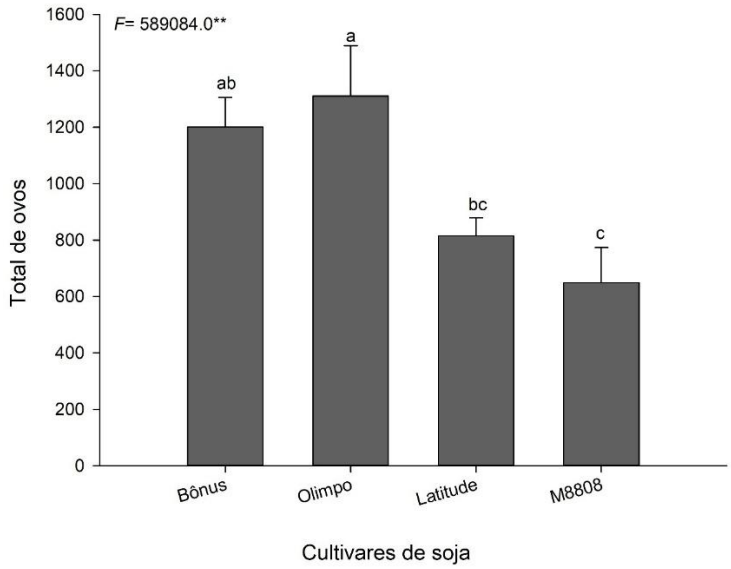


Figura 3 - Número de ovos de *Bemisia tabaci* MEAM1 em diferentes cultivares de soja. As barras representam a média ± erro padrão. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre as cultivares, conforme teste de Tukey ($p < 0,05$).

O número total de ninfas variou significativamente entre as cultivares, sendo que a cultivar M8808 proporcionou o menor número de ninfas por folha em comparação às demais cultivares (Figura 4a). As cultivares Bônus, Olimpo e Latitude não diferiram estatisticamente entre si, mantendo um alto número de ninfas. Além disso, a M8808 apresentou os maiores valores de ovos inviáveis (TUE) e ninfas inviáveis (TUN) em comparação às outras cultivares (Figura 4b). A inviabilidade de ovos e ninfas foi significativamente menor nas cultivares Bônus, Latitude e Olimpo, sugerindo que essas cultivares favorecem o desenvolvimento do inseto.

O período médio de desenvolvimento de ovo a ninfa (E-N) e de ovo a adulto (E-A) variou entre as cultivares avaliadas. A cultivar Latitude proporcionou um ciclo de vida mais longo para *B. tabaci* MEAM1 em comparação às demais cultivares (Figura 5a). No entanto, esse prolongamento do período de desenvolvimento não reduziu a emergência de adultos,

resultando em uma média de 42,2 adultos emergidos por folha (Figura 5b). Em contraste, na cultivar M8808, *B. tabaci* MEAM1 não conseguiu completar seu ciclo de vida, levando à ausência total de adultos emergidos (Figura 5b). Esses achados confirmam que a M8808 interfere diretamente no desenvolvimento do inseto, impedindo sua progressão até a fase adulta, o que caracteriza resistência por antibiose.

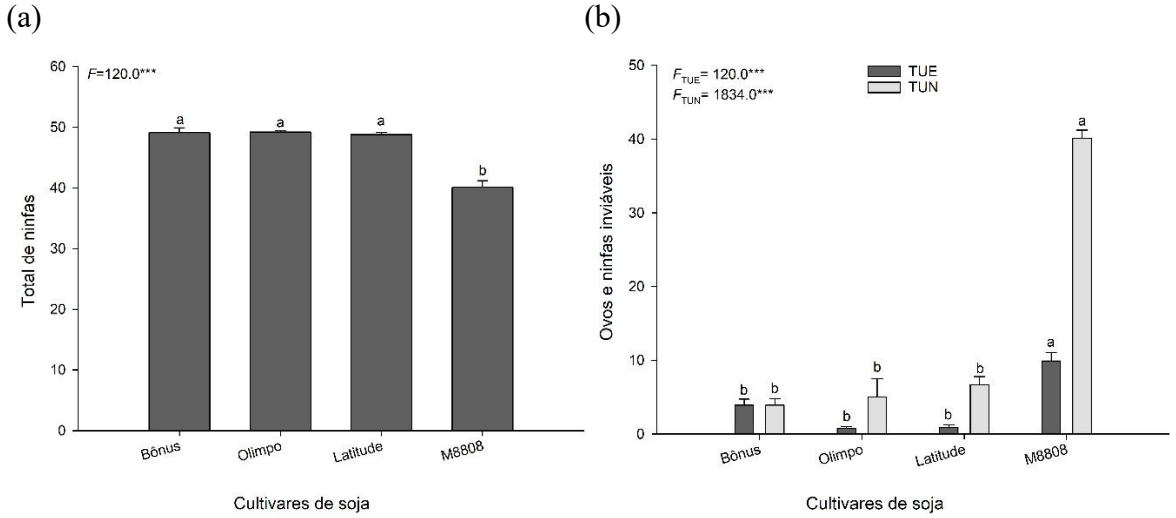


Figura 4 - Total de ninfas (a), e total de ovos inviáveis (TUE) e ninfas inviáveis (TUN) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em quatro cultivares de soja. As barras representam a média ± erro padrão. Letras diferentes indicam diferenças significativas entre as cultivares, conforme teste de Tukey ($p < 0,05$).

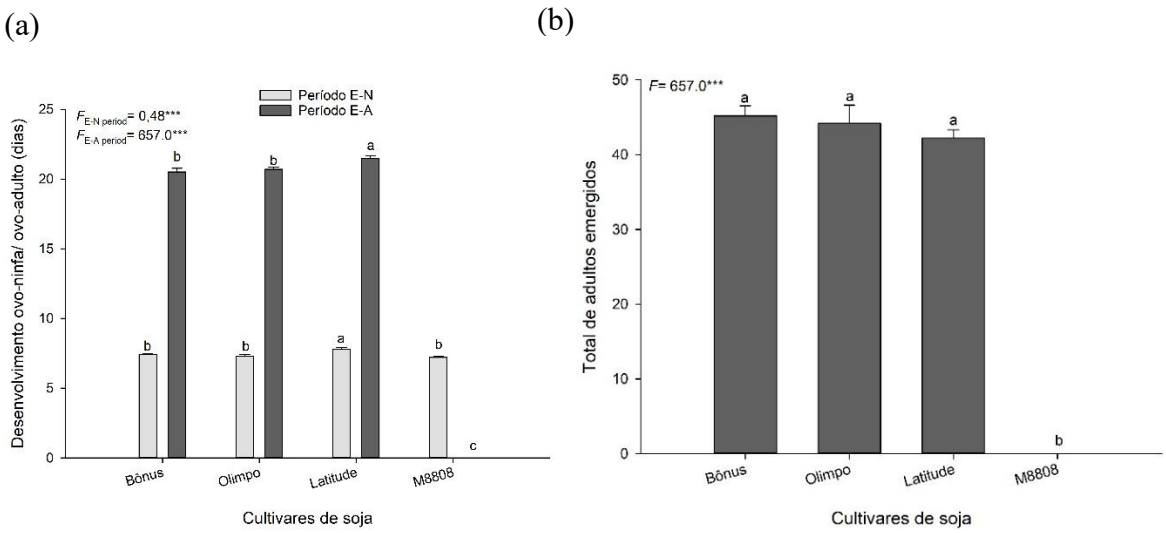


Figura 5 - Período médio de desenvolvimento de ovo a ninfa (período E-N) e de ovo a adulto (período E-A) (a), e número total de adultos emergidos (b) de *Bemisia tabaci* MEAM1 em quatro cultivares de soja. As barras representam a média ± erro padrão. Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, conforme teste de Tukey ($p < 0,05$).

4.3.2 Parâmetros fisiológicos de soja sob a herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

A taxa fotossintética (A) das cultivares avaliadas foi afetada pela infestação de *B. tabaci* MEAM1, com reduções ao longo dos períodos de avaliação. Aos 20 dias após a infestação (DAI), as cultivares Olimpo e Bônus apresentaram valores mais altos de assimilação de carbono em comparação às cultivares Latitude e M8808 (Figura 6a). A concentração interna de CO_2 (Ci) variou entre os tratamentos, com menores taxas nas plantas infestadas das cultivares Olimpo e Latitude após 20 DAI, indicando menor eficiência na fixação de carbono (Figura 6b).

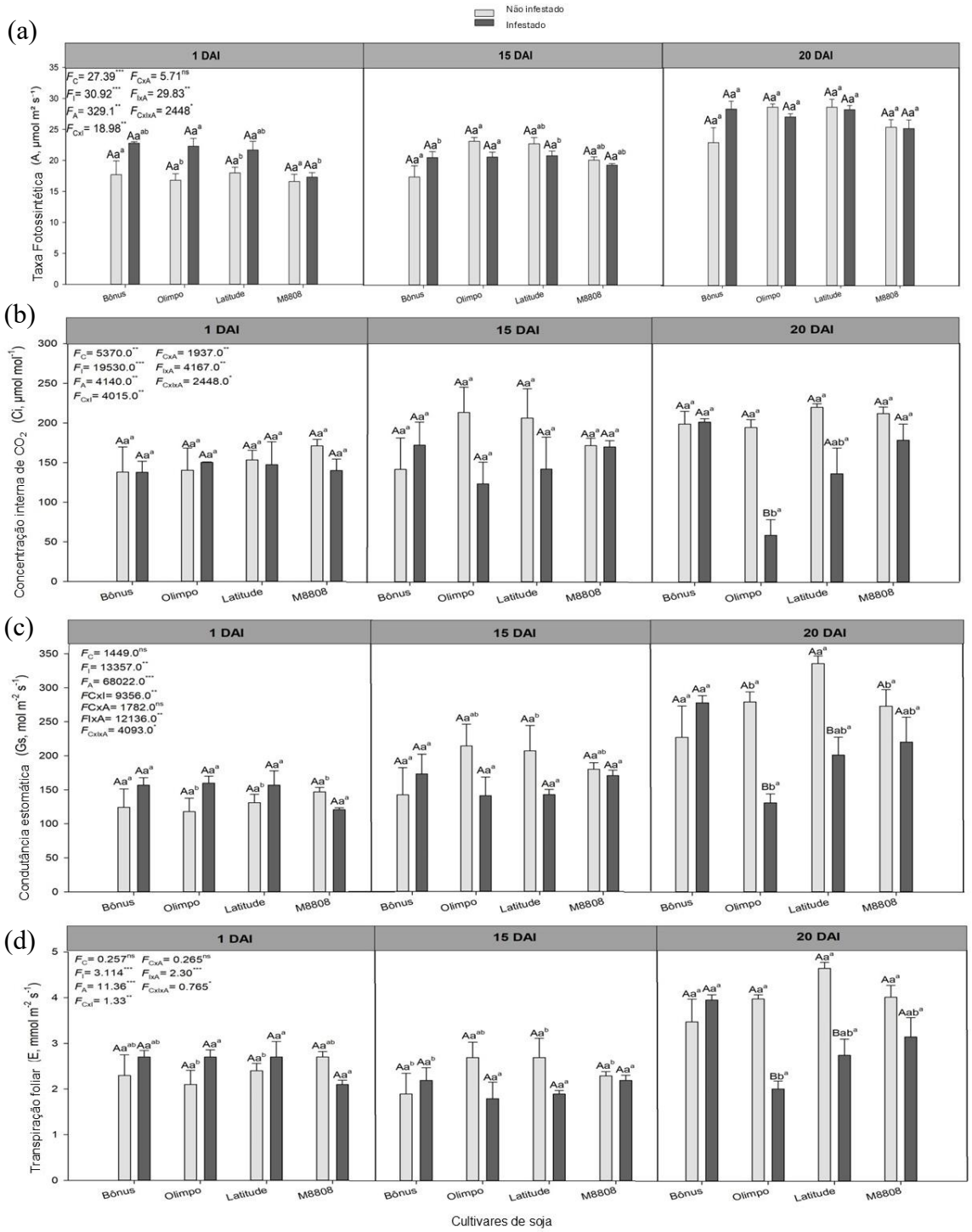


Figura 6 - Taxa fotossintética (a), Concentração interna de CO_2 (b), Condutância estomática (c) e transpiração foliar (d) em cultivares de soja submetidas a 20 dias de infestação

por *Bemisia taabci* MEAM1 e em plantas não infestadas. As barras representam a média ± erro padrão. Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam diferenças entre plantas infestadas e não infestadas, letras minúsculas indicam diferenças entre cultivares letras sobrescritas representam variações ao longo dos dias após a infestação. DAI = Dias Após Infestação.

A condutância estomática (gs) também apresentou redução nas cultivares Olimpo e Latitude em resposta à infestação, enquanto a cultivar Bônus manteve valores relativamente estáveis (Figura 6c). A transpiração foliar (E) foi reduzida nas cultivares Olimpo e Latitude após 20 DAI, em comparação às plantas não infestadas. As cultivares M8808 e Bônus apresentaram menores variações ao longo dos dias (Figura 6d). Não foram observadas diferenças estatisticamente significativas nas demais interações avaliadas.

Na cultivar Olimpo, a eficiência instantânea de carboxilação da Rubisco (A/Ci) foi maior em plantas infestadas do que em não infestadas após 20 DAI (Figura 7a). A eficiência instantânea do uso da água (EUA - A/E) também apresentou aumento em plantas Olimpo infestadas em relação às não infestadas (Figura 7b). De forma semelhante, a eficiência intrínseca no uso da água (EIUA - A/gs) foi superior nas plantas infestadas da cultivar Olimpo em comparação às não infestadas (Figura 7c). Esses efeitos foram mais evidentes na cultivar Olimpo do que nas demais cultivares avaliadas. Em contraste, não foram observadas diferenças estatísticas nas cultivares Latitude, Bônus e M8808 para essas variáveis e interações.

4.3.3 Atividade de enzimas antioxidantes de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

A cultivar M8808 apresentou o maior estresse oxidativo, evidenciado pela elevada produção de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em comparação as demias cultivares (Figura 8). Além disso, essa cultivar mostrou menor atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) nas plantas infestadas em relação ao grupo controle (Figura 9a).

Plantas infestadas da cultivar Bônus apresentaram aumento significativo na atividade das enzimas ascorbato peroxidase (APX) e catalase (CAT) em comparação às plantas não infestadas (Figura 9b, 9c). A cultivar Latitude exibiu aumento na atividade de todas as enzimas antioxidantes avaliadas, sendo mais pronunciadas as atividades da GPOD e APX em comparação às plantas controle (Figura 9d). Para a cultivar Olimpo, não foram encontradas diferenças estatísticas entre plantas infestadas e não infestadas para nenhuma das enzimas analisadas.

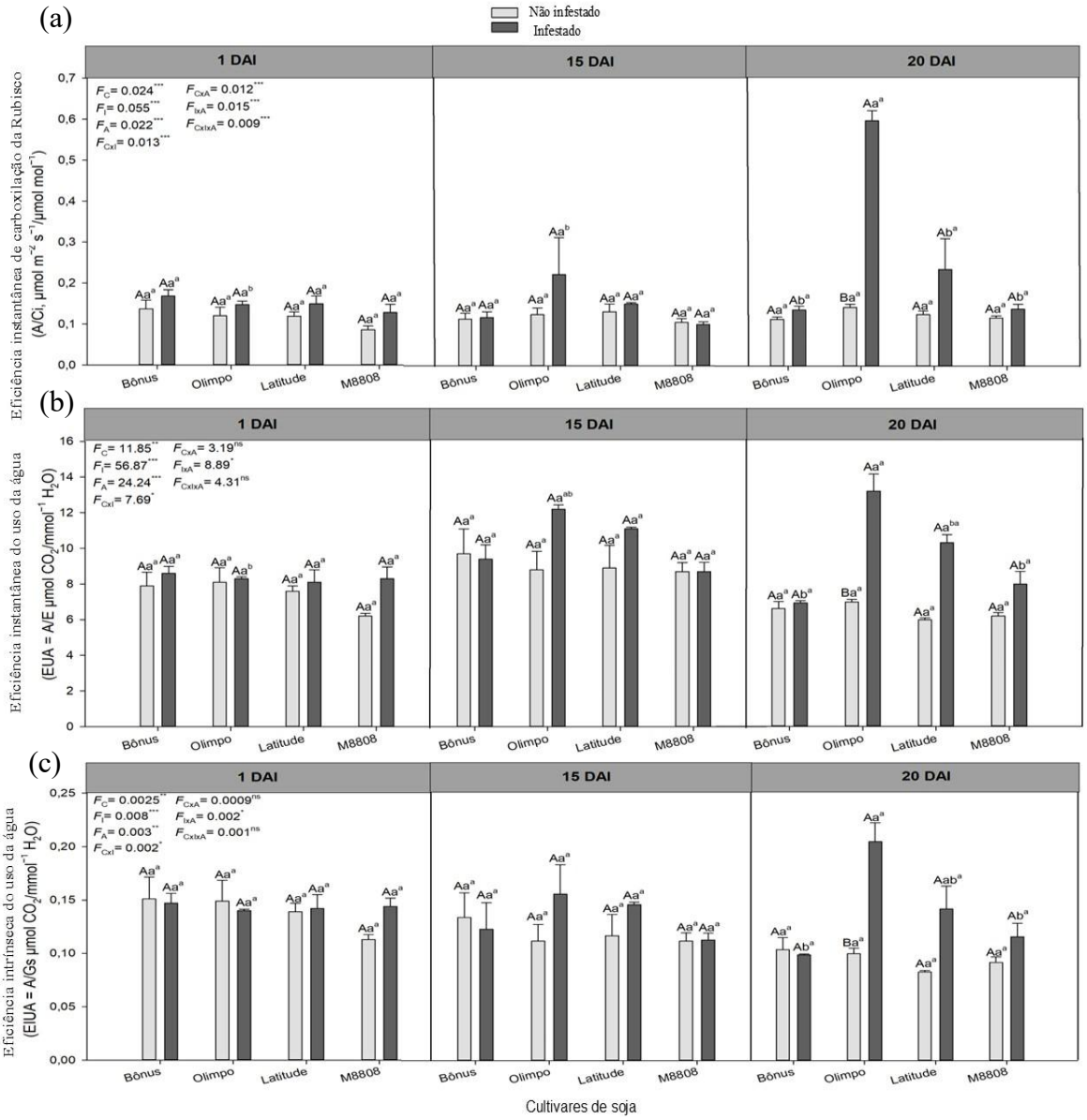


Figura 7 - Eficiência instantânea de carboxilação da Rubisco (A/Ci; a), eficiência instantânea do uso da água (EUA = A/E; b) e eficiência intrínseca no uso da água (EUIA = A/gs; c) em cultivares de soja submetidas a 20 dias de infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1e em plantas não infestadas. As barras representam a média ± erro padrão. Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Letras maiúsculas comparam diferenças entre plantas infestadas e não infestas, letras minúsculas indicam diferenças entre cultivares e letras sobrescritas representam variações ao longo dos dias após a infestação. DAI= Dias Após Infestação.

4.3.3 Atividade de enzimas antioxidantes de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

A cultivar M8808 apresentou o maior estresse oxidativo, evidenciado pela elevada produção de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em comparação as demias cultivares (Figura 8). Além disso, essa cultivar mostrou menor atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) nas plantas infestadas em relação ao grupo controle (Figura 9a).

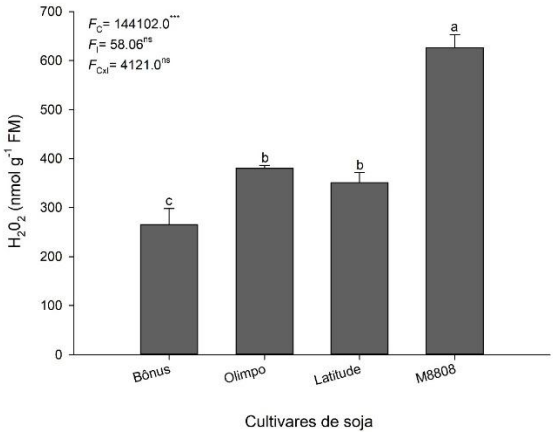


Figura 8 - Teor de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) em cultivares de soja com o ou sem infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1. As barras representam a média ± erro padrão. Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente entre si, de acordo com teste de Tukey ($p < 0,05$).

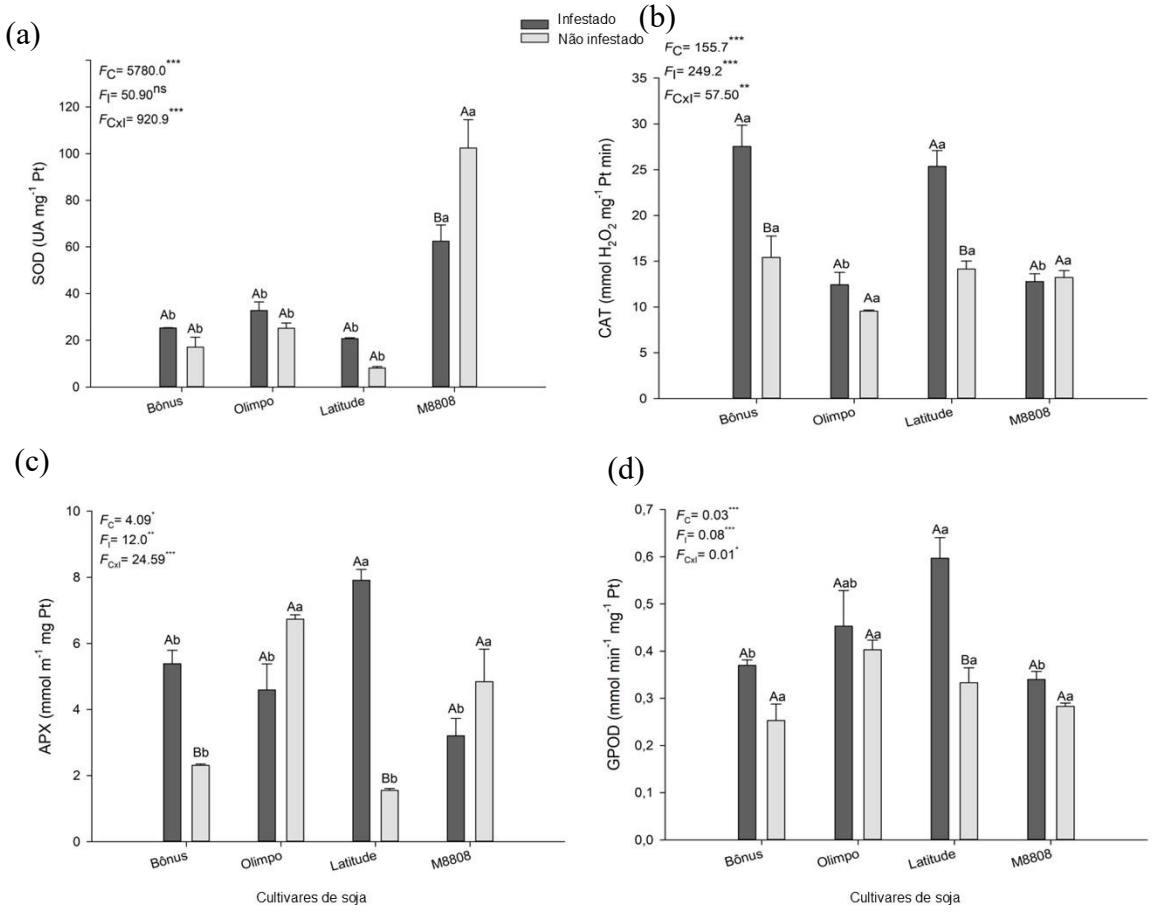


Figura 9 - Atividade das enzimas antioxidantes superóxido dismutase (SOD; a), catalase (CAT; b), ascorbato peroxidase (APX; c) e guaiacol peroxidase (GPOD; d) em cultivares de soja com ou sem infestação por *Bemisia tabaci* MEAM1. As barras representam a média ± erro padrão. Letras maiúsculas comparam diferenças entre plantas infestas e não infestadas e letras minúsculas indicam diferenças entre cultivares de acordo com teste de Tukey ($p < 0,05$).

Plantas infestadas da cultivar Bônus apresentaram aumento significativo na atividade das enzimas ascorbato peroxidase (APX) e catalase (CAT) em comparação às plantas não infestadas (Figura 9b, 9c). A cultivar Latitude exibiu aumento na atividade de todas as enzimas antioxidantes avaliadas, sendo mais pronunciadas as atividades da GPOD e APX em comparação às plantas controle (Figura 9d). Para a cultivar Olimpo, não foram encontradas diferenças estatísticas entre plantas infestadas e não infestadas para nenhuma das enzimas analisadas.

4.3.4 Análise de Componentes Principais (PCA) dos parâmetros fisiológicos e bioquímicos

A Análise de Componentes Principais (PCA) revelou diferenças expressivas nas respostas fisiológicas e bioquímicas das cultivares de soja à infestação por *B. tabaci* MEAM1. Para os parâmetros fotossintéticos, os dois primeiros componentes principais explicaram 92,72% da variação total (Figura 10).

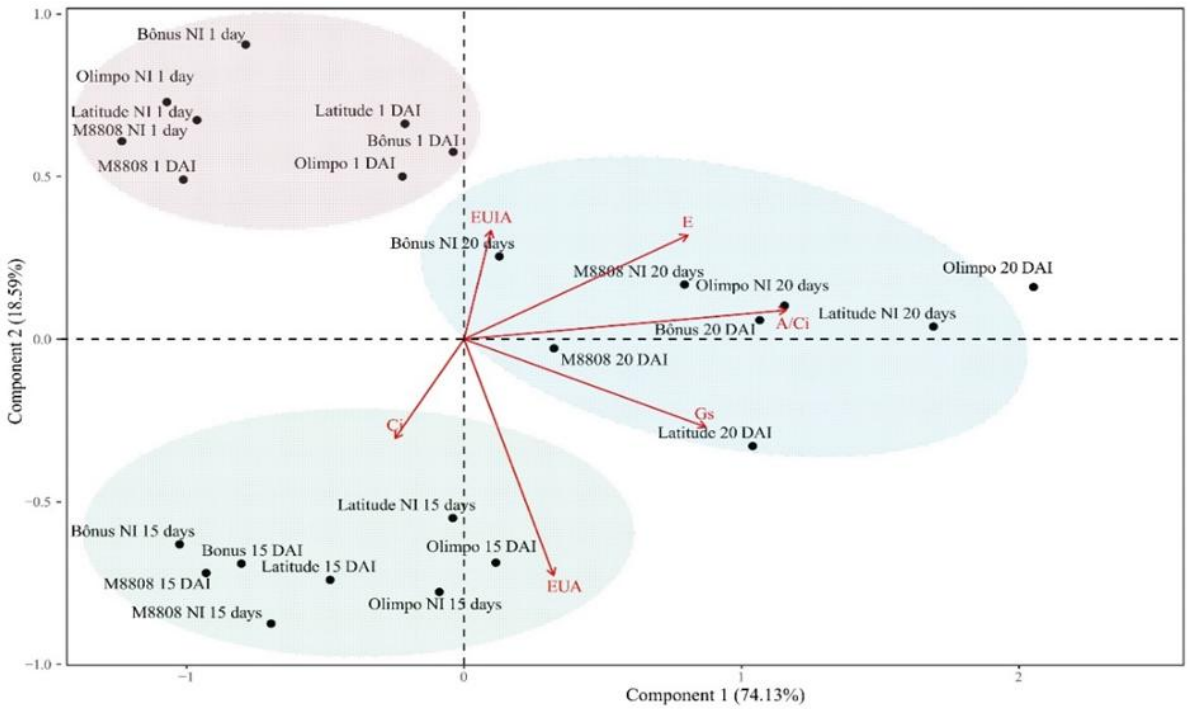


Figura 10 - Análise de Componentes Principais (PCA) baseada nos parâmetros fotossintéticos das cultivares de soja (Bônus, Latitude, Olimpo M8808) em diferentes períodos após a infestação (DAI, dias após a infestação) por *Bemisia tabaci* MEAM1 e em plantas não infestadas (NI). Os vetores representam os parâmetros fotossintéticos analisados: transpiração foliar (E), condutância estomática (Gs), concentração interna de CO_2 (Ci), eficiência instantânea de carboxilação (A/Ci), eficiência instantânea do uso da água (EUA = A/E) e eficiência intrínseca do uso da água (EUIA = A/Gs). Os agrupamentos indicam diferenças nas respostas fisiológicas entre cultivares e os períodos de avaliação. O Componente 1 explica 74,13% da variação total, enquanto o Componente 2 explica 18,59%.

A cultivar M8808 manteve parâmetros fotossintéticos mais estáveis, demonstrando maior resistência, enquanto as cultivares Bônus, Latitude e Olimpo apresentaram maiores reduções, com acentuada queda na atividade fotossintética aos 15 DAI. Aos 20 DAI, a M8808 exibiu recuperação na eficiência de carboxilação e na transpiração, enquanto as demais cultivares continuaram a sofrer impactos negativos da infestação.

A PCA dos parâmetros bioquímicos revelou padrões distintos entre as cultivares avaliadas, com os dois primeiros componentes explicando 78,79% da variação total (Figura 11). O Componente 1 (48,97%) foi associado à atividade das enzimas SOD, APX e GPOD, bem como aos níveis de H_2O_2, enquanto o Componente 2 (29,82%) apresentou forte correlação com a atividade da CAT, indicando diferenças na resposta antioxidante entre cultivares infestadas e não infestadas.

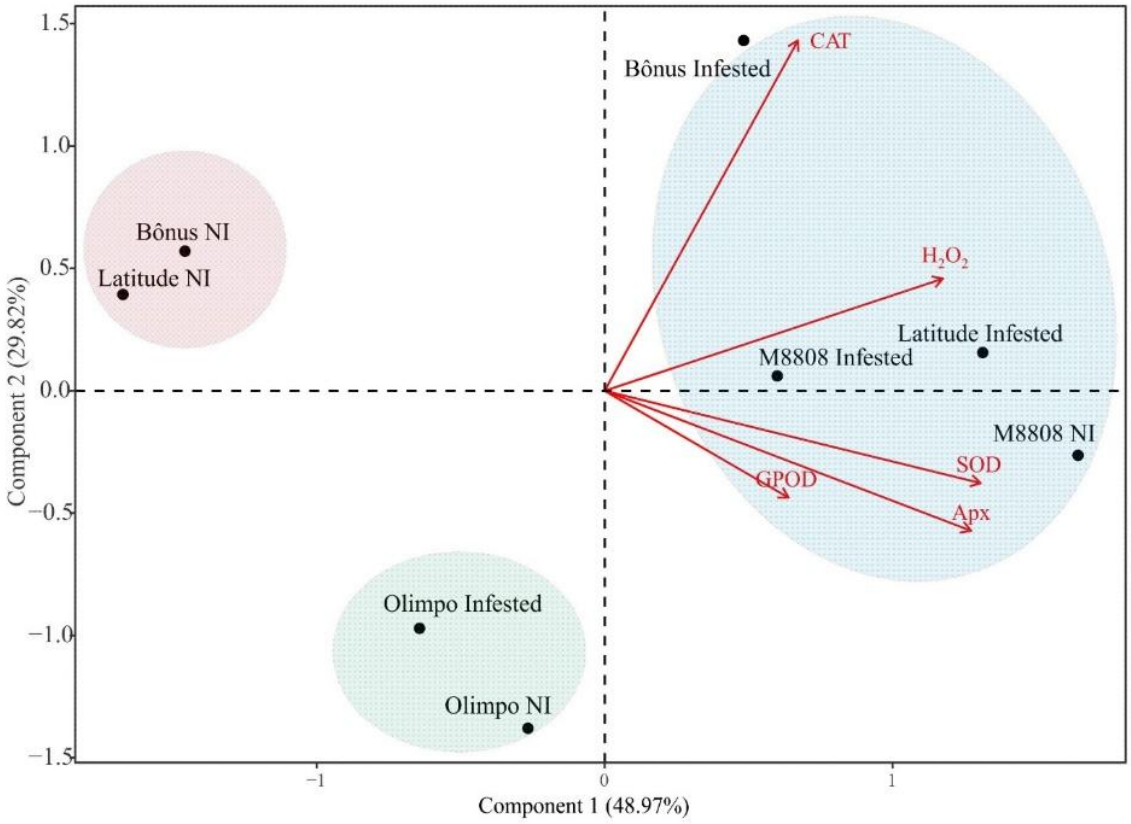


Figura 11 - Análise de Componentes Principais (PCA) baseada nos parâmetros bioquímicos avaliados em cultivares de soja infestadas ou não infestadas por *Bemisia tabaci* MEAM1. Os vetores representam as varáveis bioquímicas analisadas: peróxido de hidrogênio (H_2O_2), superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), ascorbato peroxidase (Apx) e guaiacol peroxidase (GPOD). Os pontos indicam os grupos formados pelas diferentes cultivares de soja (M8808, Bônus, Latitude e Olimpo) sob condições infestadas (Infested) e não infestadas (NI). As áreas sombreadas indicam agrupamentos baseados em respostas bioquímicas semelhantes. O Componente 1 explica 48,97% da variação total, enquanto o Componente 2 explica 29,82%.

A cultivar M8808 se destacou por apresentar altos níveis basais de H_2O_2, o que favorece uma explosão oxidativa controlada em resposta à *B. tabaci*, atuando como um mecanismo de defesa primário. A infestação resultou no aumento da atividade das enzimas antioxidantes (SOD, GPOD e APX), especialmente nas cultivares M 8808 e Latitude, sugerindo que a planta regula a produção e a detoxificação de H_2O_2 para evitar danos aos tecidos.

A cultivar Bônus apresentou uma resposta menos eficiente, com ativação isolada mais acentuada da CAT, possivelmente como tentativa de mitigar o estresse oxidativo sem uma resposta coordenada envolvendo outras enzimas. Em relação à catalase, a cultivar Latitude apresentou uma resposta intermediária, enquanto Olimpo foi a mais suscetível, com baixos níveis de H_2O_2 e mínima ativação enzimática em plantas infestadas.

Esses resultados demonstram que a capacidade da M8808 de manter altos níveis basais de H_2O_2 e ativar enzimas antioxidantes em resposta à infestação é um fator chave para sua resistência. A ausência dessa resposta coordenada nas demais cultivares explica sua maior suscetibilidade ao ataque de *B. tabaci*, reforçando a importância dos mecanismos bioquímicos na adaptação ao estresse induzido por herbívoros.

4.4 Discussão

Este estudo oferece uma compreensão aprofundada da resposta de cultivares de soja à infestação por *B. tabaci* MEAM1, destacando aspectos como a atratividade, desenvolvimento do inseto e os perfis fisiológicos e bioquímicos que contribuem para a defesa das plantas contra a herbivoria. Os parâmetros de desenvolvimento do inseto não foram afetados nas cultivares Bônus e Olimpo, indicando características favoráveis à colonização, à alimentação e desenvolvimento de *B. tabaci* (Figuras 3, 4 e 5). Fatores como níveis mais elevados de nutrientes essenciais, menores concentrações de compostos de defesa e uma estrutura foliar propícia à oviposição podem explicar essa maior suscetibilidade (Oliveira, Henneberry e Anderson, 2001).

A análise de componentes principais (PCA) dos parâmetros bioquímicos confirmou essa tendência, associando a infestação na cultivar Bônus a maior atividade de catalase (CAT), sugerindo uma resposta antioxidante ativa, porém insuficiente para limitar o desenvolvimento da praga (Figuras 9b e 11). Em contraste, a cultivar Olimpo demonstrou a maior suscetibilidade, permitindo altas taxas de infestação e desenvolvimento do inseto, o que comprometeu significativamente a fotossíntese, particularmente a condutância estomática (gs) e a eficiência de carboxilação instantânea (A/Ci) aos 20 DAI (Figuras 6c, 7a). Esse efeito reforça que *B.*

tabaci impacta negativamente a assimilação de carbono por meio de fatores estomáticos, reduzindo a eficiência fotossintética e a produtividade geral da planta (Bellaloui *et al.,* 2013).

A cultivar Latitude apresentou uma estratégia de adaptação intermediária, com regulação da condutância estomática (Figura 6c) e da transpiração foliar (Figura 6d) ao longo do tempo, mas sem atingir os níveis de eficiência observados na cultivar M8808. Durante o estágio vegetativo, *B. tabaci* utilizou os nutrientes disponíveis para seu desenvolvimento, enquanto no estágio reprodutivo, a redistribuição de recursos para flores e grãos gerou estresse adicional, refletindo na redução da atividade fotossintética e da eficiência no uso da água. Pesquisas de Schutze *et al*. (2022) sugerem uma correlação entre a densidade de ninfas e os parâmetros fotossintéticos, indicando que essas métricas podem ser úteis para o monitoramento e manejo da praga em cultivos de soja.

Em contraste com as cultivares mais suscetíveis, M8808 apresentou notável resistência à infestação, interferindo diretamente na oviposição e no desenvolvimento de *B. tabaci* (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023). Esse efeito esteve fortemente associado à sua capacidade de induzir um surto oxidativo, sustentado por altos níveis basais de H_2O_2 (Figura 8), o que constitui um fator de defesa primário contra herbívoros. A produção rápida de EROs é um mecanismo crucial no estresse e na ativação de barreiras químicas e físicas (Kangasjärvi *et al*., 2012; Hasanuzzaman *et al*., 2021). O elevado teor de H_2O_2 em M8808 reduziu a oviposição, aumentou a inviabilidade das ninfas e limitou a emergência de adultos, reforçando seu papel-chave na defesa contra *B. tabaci* (Figuras 3, 4 e 5).

Além do surto oxidativo, as plantas infestadas da cultivar M8808 ativaram uma defesa antioxidante eficiente, com aumento da atividade das enzimas SOD, GPOD e APX (Figura 9), prevenindo danos celulares decorrentes do excesso de EROs. Como resultado, a M8808 manteve processos fisiológicos equilibrados, assegurando alta eficiência fotossintética mesmo sob infestação, ao contrário das cultivares Bônus, Latitude e Olimpo, que apresentaram comprometimentos fisiológicos significativos (Figuras 6 e 7). Esses achados reforçam que a capacidade de modular eficazmente os mecanismos fisiológicos e bioquímicos é um fator determinante na resistência da cultivar M8808 e pode ser utilizada como banco genético no desenvolvimento de cultivares de soja resistentes à *B. tabaci*.

4.5 Conclusão

Os resultados deste estudo confirmam que cultivares de soja adaptadas a regiões tropicais apresentam diferentes níveis de resistência a *B. tabaci* MEAM1, com alterações

fisiológicas e bioquímicas específicas diante da herbivoria. As cultivares Bônus e Latitude foram mais suscetíveis, com redução da eficiência fotossintética e altas taxas de infestação, mesmo com a ativação de respostas antioxidantes.

Em contraste, a cultivar M8808 demonstrou alta resistência, associada à produção elevada de H_2O_2 e à ativação coordenada de enzimas antioxidantes, limitando o desenvolvimento da praga e preservando seu desempenho fisiológico.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, M. F.; TAVARES, C. S.; ARAÚJO, E.; PICANÇO, M. C.; OLIVEIRA, E. E.; PEREIRA, E. J. G. Plant Resistance in Some Modern Soybean Varieties May Favor Population Growth and Modify the Stylet Penetration of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 2, p. 970-978, 2021.

ARNEMANN, J. A.; POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; FERRREIRA, D. R.; PATIAS, L. S.; BEVILAQUA, J. G.; MORO, D.; FORGIARINI, S. E.; PADILHA, G.; CAMPOS, J. V. L.; GUEDES, J. V. C.; FELTRIN, N.; CARLI, C.; STURMER, G. R.; FERREIRA, P. E. R. Managing whitefly on soybean. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 9, p. 41-51, 2019.

BALE, J. S.; VAN LENTEREN, J. C.; BIGLER, F. Biological control and sustainable food production. **Philosophical Transactions of the Royal Society**, v. 363, p. 761-776, 2008.

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

SILVA, F. B.; RAPOSO, R. S.; CAMPOS, S. F.; UZAN, J.; MARUBAYASHI, J. M.; RIBEIRO-JUNIOR, M. R.; NOGUEIRA, A. M.; MARTINES, C. C.; BELLO, V. H.; MULLER, C.; SARTORI, M. M. P.; KRAUSE-SAKATE, R. Exploring *Bemisia tabaci* Middle East–Asia Minor I and Mediterranean Cryptic Species Relationship with Cowpea Mild Mottle Virus and Their Dynamics in Soybean Fields. **Insects,** v. 15, n. 8, p. 624, 2024.

BASF. **BASF lança inseticida Efficon no Brasil**. Disponível em: <https://revistacultivar.com/news/Basf-launches-Efficon-insecticide-in-Brazil> Acesso em: 25 fev. 2023.

BEERS, R. F.; SIZER, I. W. A spectrophotometric method for measuring the breakdown of hydrogen peroxide by catalase. **Journal of Biological Chemistry**, v. 195, n.1, p. 133-140, 1952.

BELLALOUI, N.; GILLEN, A. M.; MENGISTU, A.; KEBEDE, H.; FISHER, D. K.; SMITH, J. R.; REDDY, K. N. Responses of nitrogen metabolism and seed nutrition to drought stress in soybean genotypes differing in slow-wilting phenotype. **Frontiers in Plant Science**, v. 4, p. 1-13, 2013.

CABI. ***Bemisia tabaci*** **(tobacco whitefly)**. Disponível: <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.1079/cabicompendium.8927> Acesso em: 20 fev. 2025.

CHEESEMAN, J. M. Hydrogen peroxide concentrations in leaves under natural 525 conditions. **Journal of Experimental Botany**, v. 57, n. 10, p. 2435-2444, 2006.

COSTA, A. S. Studies on Abutilon mosaic in Brazil. **Phytopathologische Zeitschrift**, v. 24, p. 97-112, 1955.

COSTA, A. S.; MIRANDA, M. A. C.; ALMEIDA, A. M. R. Ocorrência de infecção natural de certas cultivares de soja com o vírus do mosaico dourado do feijoeiro. **Anais do 1º Seminário Nacional de Pesquisa de Soja**, v. 1, p. 145-150, 1978.

DÂNGELO, R. A. C.; MICHEREFF-FILHO, M.; CAMPOS, M. R.; DA SILVA, P. S.; GUEDES, R. N. C. Insecticide resistance and control failure likelihood of the whitefly *Bemisia tabaci* (MEAM1; B biotype): a Neotropical scenario. **Annals of Applied Biology**, v. 172, p. 88-99, 2018.

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, p. 81-106, 2007.

FERNANDES, F. R.; CRUZ, A. R. R.; FARIA, J. C.; ZERBINI, F. M.; ARAGÃO, F. J. L. Three distinct begomoviruses associated with soybean in central Brazil. **Archives of Virology**, v. 154, n. 9, p. 1567-1570, 2009.

GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases: I. Occurrence in higher plants. **Plant Physiology**, v. 59, n. 2, p. 309-314, 1977.

HASANUZZAMAN, M.; RAIHAN, M. R. H.; MASUD, A. A. C.; RAHMAN, K.; NOWROZ, F.; RAHMAN, M.; NAHAR, K.; FUJITA, M. Regulation of Reactive Oxygen Species and Antioxidant Defense in Plants under Salinity. **International Journal of Molecular Sciences,** v. 22, n. 17, p. 9326, 2021.

HENNEBERRY, T. J.; CASTLE, S. J. Bemisia: Pest status, economics, biology, and population dynamics. *In:* HARRIS, K. F.; SMITH, O. P.; DUFFUS, J. E. (eds.) **Virus-insect plant interactions**. Cambridge: Academic Press, 2001, p. 247-278.

KANGASJÄRVI, S.; NEUKERMANS, J.; LI, S.; ARO, E. M.; NOCTOR, G. Photosynthesis, photorespiration, and light signalling in defence responses. **Journal of Experimental Botany**, v. 63, n. 4, p. 1619-1636, 2012.

KOCH, K. G.; CHAPMAN, K.; LOUIS, J.; HENG-MOSS; T.; SARATH, G. Plant Tolerance: A unique approach to control hemipteran pests. **Frontiers in Plant Science**, v. 7, e160, 2016.

LI, Y.; MBATA, G. N.; PUNNURI, S.; SIMMONS, A. M.; SHAPIRO-ILAN, D. I. *Bemisia tabaci* on vegetables in the southern United States: Incidence, impact, and management. **Insects**, v.12, n. 3, p. 198, 2021.

LYKOGIANNI, M.; BEMPELOU, E.; KARAMAOUNA, F.; ALIFERIS, K. A. Do pesticides promote or hinder sustainability in agriculture? The challenge of sustainable use of pesticides in modern agriculture. **Science of the Total Environment**, v. 795, n. 15, p. 148625, 2021.

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; WUTKE, E. B. Transmissão do *Cowpea mild mottle virus* pela mosca branca *Bemisia tabaci* biótipo B para plantas de feijão e soja. **Summa Phytopathologica**, v. 36, n. 2, p. 158-160, 2010.

NAKANO, Y.; ASADA, K. Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate specific peroxidases in spinach chloroplasts. **Plant and Cell Physiology**, v. 22, n. 5, p. 867-880, 1981.

OLIVEIRA, M. R. V.; HENNEBERRY, T. J.; ANDERSON, P. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. **Crop Protection**, v. 20, n. 9, p. 709-723, 2001.

PAINTER, R. H.; Insect Resistance in Crop Plants. **Journal of Soil Science**, v. 72, n. 6, p. 481-502. 1951.

PADILHA, G.; POZEBON, H.; PATIAS, L.S.; FERREIRA, D. R.; CASTILHOS, L. B.; FORGIARINI, S. E.; DONATTI, A.; BEVILAQUA, J. G.; MARQUES, R. P.; MORO, D.; ROHRIG, A.; BONES, S. A. S.; CARGNELUTTI FILHO, A.; PES, L. Z.; ARNEMANN, J. A. Damage assessment of *Bemisia tabaci* and economic injury level on soybean, **Crop Protection**, v. 143, p. 105542, 2021.

POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; PADILHA, G.; NEAL, M. O.; VALMORBIDA, I.; BEVILAQUA, J. G.; TAY, W. T.; ARNEMANN, J. A. Arthropod invasions versus soybean production in Brazil: a review. **Journal of Economic Entomology**, v. 113, n. 4, p. 1591-1608, 2020.

RODRIGUES, R. H. F.; SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. F. O.; SILVA, S. R.; SOBRINHO, N.; MAGGIONI, K.; RODRIGUES, T. F.; PAVAN, B. E. Vertical distribution of *Bemisia tabaci* on soybean and attractiveness of cultivars. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, p. 610-622, 2021.

RSTUDIO TEAM. **RStudio: Integrated Development for R.** RStudio, Inc., Boston, MA. 2024.

SANI, I.; ISMAIL, S. I.; ABDULLAH, S.; JALINAS, J.; JAMIAN, S.; SAAD, N. A review of the biology and control of whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), with special reference to biological control using entomopathogenic fungi. **Insects**, v. 11, n. 9, p. 619, 2020.

SAS INSTITUTE. **SAS user's manual**, SAS University Edition. Cary: NC. 2015.

SCHUTZE, I. X.; YAMAMOTO, P. T.; MALAQUIAS, J. B.; HERRITT, M.; THOMPSON, A.; MERTEN, P.; NARANJO, S. E. Correlation-based network analysis of the influence of *Bemisia tabaci* feeding on photosynthesis and foliar sugar and starch composition in soybean. **Insects**, v. 13, n. 1, p. 56, 2022.

SILVA, M. C. F.; RODRIGUES, A. S.; RODRIGUES, R. H. F.; PAVAN, B. E.; SILVA, L. B. Performance of *Bemisia tabaci* MEAM1 on soybean and resistance traits of cultivars. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 26, n. 2, p. 102100. 2023.

SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. C.; E SILVA, M. C. F.; BRITO, R. R. D.; MIRANDA, R. D. S.; RODRIGUES, R. H. F.; SANTOS, C. M. P. D.; RIBEIRO, G. D. S.; MORAIS, J. V. S.; SILVA, A. F. T. D.; MAYARD, H.; OLIVEIRA, T. R. D.; COSTA LIMA, V. M. G. D.; SILVA FONTES, L. D.; ROCHA, N. S. D.; JESUS LACERDA, J. D.; PAVAN, B. E. Change in the Physiological Aspects of Soybean Caused by Infestation by *Bemisia tabaci* MEAM1. **Agronomy**, v. 14, n. 3, p. 481, 2024.

STOUT, M. J. Preface: Induced resistance from theory to practice. **Journal of Chemical Ecology**, v. 49, p. 215-216, 2023.

URBANEK, H.; KUZNIAK-GEBAROWSKA, E; HERKA, H. Elicitation of defense responses in bean leaves by Botrytis cinerea polygalacturonase. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 13, n.1, p. 43-50, 1991.

WALLING, L. L. The myriad plant responses to herbivores. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 19, n. 2, 195-216, 2000.

WILLADINO, L.G. **Defesa Vegetal: alternativas para superprodução de espécies reativas de oxigênio**. Ciência Rural, 2024. Disponível em: https://www.ufsm.br/siterevista/cienciarural/2024/05/10/defesa-vegetal-alternativas-para-superproducao-de-especies-reativas-de-oxigenio. Acesso em: 20 fev. 2025.

5 CAPÍTULO 3

PERFIL METABÓLICO DE CULTIVARES DE SOJA EM RESPOSTA À INFESTAÇÃO POR *Bemisia tabaci* MEAM1 (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

RESUMO

A mosca-branca *Bemisia tabaci* MEAM1 é um importante inseto-praga da soja, capaz de induzir distúrbios fisiológicos e bioquímicos nas plantas hospedeiras. A compreensão das respostas metabólicas da soja à herbivoria desse inseto é essencial para identificar mecanismos associados à resistência e à susceptibilidade entre cultivares. Com isso, o objetivo deste estudo foi avaliar as alterações no perfil metabólico das folhas de quatro cultivares de soja com diferentes níveis de resistência a *B. tabaci* MEAM1, a fim de identificar metabólitos e vias bioquímicas associadas à resposta diferencial à infestação. As amostras foliares foram analisadas por Cromatografia Gasosa acoplada à Espectrometria de Massas (CG-EM). As análises estatísticas envolveram PCA, OPLS-DA, teste t e teste de Tukey, além da integração de vias metabólicas via *Pathway Collage*. A infestação promoveu reprogramações metabólicas específicas entre cultivares. A cultivar Bônus apresentou acúmulo de GABA, manitol e ácido salicílico, indicando uma resposta associada ao estresse oxidativo. Olimpo e M8808 exibiram redirecionamento do metabolismo de aminoácidos e carboidratos, com acúmulo de aspartato, mio-inositol e ácido fumárico, sugerindo respostas de defesa mais eficazes. Latitude mostrou perfil intermediário, com ajustes osmóticos e mobilização de triptofano. As análises multivariadas evidenciaram uma clara separação entre plantas infestadas e controle, com envolvimento de vias de carbono, energia e sinalização hormonal. A herbivoria de *B. tabaci* MEAM1 desencadeou respostas metabolômicas genótipo-específicas em soja. Metabólitos como aspartato, ácido fumárico, mio-inositol, GABA, manitol e ácido salicílico destacaram-se como biomarcadores potenciais de resistência, oferecendo subsídios para programas de melhoramento e para um manejo integrado mais sustentável.

Palavras-chave: Defesa de planta, GC-MS, *Glycine max*, Metabólitos, Mosca-branca, Rota metabólica.

5.1 Introdução

Bemisia tabaci MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae), comumente conhecida como mosca-branca, é um herbívoro hemíptero transmissor de vírus com ampla gama de hospedeiros (Brown *et al*., 1995). Está entre as espécies mais invasoras do mundo e causa danos severos em muitas espécies de plantas cultivadas e ornamentais (Williams *et al*., 1996; Vázquez *et al*., 1997; Gusmão *et al*., 2006; Costa *et al*., 2019). Este inseto é considerado um complexo de pelo menos 40 espécies crípticas morfologicamente indistinguíveis, sendo a espécie críptica *Middle Eeast-Asia Minor 1* (MEAM1), uma das mais ofensivas (De Barro *et al*., 2011).

Bemisia tabaci MEAM1 foi inicialmente introduzida no Brasil por volta de 1990 e, desde então, tem se espalhado rapidamente (Lourenção; Nagai, 1994). Este inseto além de causar danos diretos às plantas por meio da sucção do floema, secreção de *honeydew* e desencadeamento de problemas fisiológicos (Schuster, 2001; Silva *et al*., 2024), também causa danos indiretos ao ser vetor de mais de 100 vírus, pertencentes aos gêneros *Begomovirus*, *Carlavirus*, *Crinivirus, Ipomovirus* e *Torradovirus* (Navas-Castillo *et al*., 2011; Gilbertson *et al*., 2015), e promove o crescimento de fungos saprofíticos nas folhas (Oliveira *et al*., 2001).

Na cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill), a principal cultura de exportação do Brasil, *B. tabaci* causa grandes prejuízos econômicos. Estudos indicam que a presença de uma única mosca-branca por folíolo pode reduzir a produtividade da soja em até 31,24 kg por hectare (Padilha *et al*., 2021). O controle desse inseto tem-se tornado cada vez mais desafiador, com surtos recorrentes nas regiões produtoras de soja do Brasil (Dângelo *et al*., 2018; Arnemann *et al*., 2019; Pozebon *et al*., 2020; Almeida *et al*., 2021).

Na busca por alternativas para o controle de *B. tabaci* na cultura da soja, muitos estudos são realizados para identificar cultivares de soja resistentes a este inseto-praga (Da Silva *et al*., 2013; Sulistyo; Inayati, 2016; Cruz; Baldin, 2017; Horas *et al*., 2018; Silva *et al*., 2023). A diferença no perfil de resistência desses cultivares pode se dar através de características morfológicas da folha (Rodrigues *et al*., 2021) ou da resposta primária de enzimas antioxidantes (Harish *et al*., 2023). Porém, há uma escassez de estudos a respeito de como o metabolismo das diferentes cultivares se comporta em resposta à infestação, determinando os mecanismos fisiológicos e bioquímicos que resultam na expressão da resistência ou da suscetibilidade.

Os estudos metabolômicos ganharam atenção recentemente, pois permitem uma visão geral do metabolismo complexo, aprimorando a compreensão da regulação da via metabólica e das alterações em metabólitos-chave em condições de estresse biótico (Silva *et al*., 2021). Com isso, a descoberta de respostas metabólicas em plantas de diferentes perfis de resistência

infestadas ou não por insetos herbívoros pode revelar mudanças importantes nas vias de defesa, metabólitos primários e secundários que determinam a progressão do dano na planta (Van den Oever-Van den Elsen *et al*., 2016; Kumaraswamy *et al*., 2025).

Neste estudo buscou-se elucidar os mecanismos bioquímicos de defesa em cultivares de soja submetidas à herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1, por meio de análises metabolômicas não direcionadas. O objetivo central foi identificar metabólitos associados a diferentes níveis de resistência, caracterizar suas vias metabólicas e compreender respostas especificas da espécie. Estas descobertas fornecem informações valiosas para o desenvolvimento de variedades resistentes a insetos, contribuindo para estratégias de gestão de pragas sustentáveis a longo prazo.

5.2 Material e métodos

5.2.1 Condições experimentais

O bioensaio foi conduzido em casa de vegetação localizada na Universidade Federal do Piauí, *Campus* Professora Cinobelina Elvas (9°05’04.4” S, 44°19’37.5” W, 270 m de altitude), sob condições controladas de temperatura (30 ± 2,0 ºC) e umidade relativa de 50-60%. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado considerando as cultivares como fator fixo, e utilizando um fatorial duplo (4 cultivares × 2 condições de infestação).

5.2.2 Estabelecimento e manutenção da população de *Bemisia tabaci* MEAM1

A população de *Bemisia tabaci* MEAM1 foi originalmente obtida de uma plantação de couve (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*) sem aplicações de inseticidas. A população foi mantida na Universidade Federal do Piauí, Campus Professor Cinobelina Elvas, em uma casa de vegetação coberta com tela antiafídeo(50 *mesh*). Plantas de couve cultivadas em vasos de cinco litros foram utilizadas como hospedeiras. O biótipo foi identificado por meio de análise molecular utilizando, por PCR-RAPD do DNA genômico, realizada no Laboratório de Entomologia da Embrapa Arroz e Feijão, confirmando que o biótipo utilizado no estudo foi o *Middle East-Asia Minor 1* (MEAM1).

5.2.3 Cultivares de soja

As cultivares de soja Brasmax Olimpo IPRO® e Latitude Adapta LT8402 IPRO® foram selecionadas por sua adaptação às condições das regiões tropicais e são amplamente cultivadas em áreas produtoras de grãos. No entanto, não há registros na literatura que documentem a resistência dessas variedades à infestação por *B. tabaci* MEAM1. Também foram utilizadas duas cultivares com características contrastantes: uma com baixa atratividade e outra altamente atrativa para adultos de *B. tabaci* MEAM1. A cultivar M8808 IPRO® foi identificada como resistente, apresentando mecanismos de antixenose e antibiose, enquanto a cultivar Brasmax Bônus IPRO® foi descrita como susceptível (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023).

5.2.4 Bioensaio e coleta foliar para análise metabolômica

Quatro plantas de cada cultivar de soja no estádio vegetativo V3-V4, foram utilizadas no experimento para a coleta das amostras foliares. Cem indivíduos não sexados foram coletados da criação em tubos de ensaio, priorizando pares de *B. tabaci*, uma vez que os casais tendem a permanecer juntos (Byrne; Bellows, 1991), e liberados em gaiolas de "*voil*" (13 cm × 13 cm), presas com fita de cetim. Para evitar a fuga dos insetos, as gaiolas foram rapidamente fixadas ao pecíolo de uma folha do trifólio. Após 24 horas, os insetos adultos foram removidos.

Aos 24 dias após a infestação, o segundo trifólio mais jovem, completamente expandido, foi coletado entre 10:00 e 11:00 h. O material vegetal foi imediatamente congelado em nitrogênio líquido e armazenado a -80 ºC até o processamento. Folhas de quatro plantas de cada cultivar sem infestação de *B. tabaci* também foram coletadas para fins de comparação (controle). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com quatro cultivares de soja (Bônus, Latitude, Olimpo e M 8808) e duas condições de infestação (controle e infestado), correspondendo a um esquema fatorial duplo 4 × 2 com quatro replicatas.

5.2.5 Preparo dos extratos vegetais e análise por cromatografia gasosa acoplada à espectometria de massas (CG-EM)

Os extratos de metabólitos foram desenvolvidos conforme descrito por Lisec *et al*. (2006), com modificações. Vinte miligramas do material vegetal previamente liofilizado foram submetidos à extração com solução contendo metanol, clorofórmio e água ultrapura (2:1:2). Uma alíquota de 150 µL da fase superior água-metanol (polar) foi coletada e concentrada em

rotaevaporador rotativo. Para a etapa de derivatização, as amostras secas foram tratadas com cloridrato de metoxilamina (20 mg mL^{-1}) em piridina anidra com agitação a 37 °C por 2 h, seguido pela adição de N-metil-N-(trimetilsilil)-trifluoroacetamida (MSTFA) com agitação a 37 °C por 30 min.

As amostras derivatizadas foram analisadas em cromatógrafo gasoso acoplado à espectometria de massas (CG-EM, QP-PLUS 2010, Shimadzu, Japão). Uma amostra de 1 μL foi injetada em modo split 10:1. Hélio de alta pureza foi utilizado como gás de arraste com vazão de 1,2 mL min^{-1}. A coluna capilar RTX-5MS (30 m × 0,25 mm × 0,25 μm) foi utilizada para separar os metabólitos, com temperatura inicial de 80 °C por 2 min e incremento de 10 °C min^{-1} até 315 °C, mantida por 8 min. A temperatura do injetor e da fonte de íons foi de 250 °C e a temperatura da interface foi de 230 °C. O espectrômetro de massas foi operado por impacto de elétrons a 70 eV (EI) e utilizou uma faixa de *m/z* de 40-700 iniciada após um tempo de corte de solvente de 4 min e 30 s..

Os cromatogramas foram processados utilizando o software XcaliburTM 2.1, e os espectros de massas foram comparados aos da biblioteca Golm Metabolome Database (http://gmd.mpimp-golm.mpg.de/). Os arquivos com a concentração relativa de metabólitos para tecidos foliares de soja sob condições de infestação ou não de *B. tabaci*, foram carregados no servidor MetaboAnalyst 6.0 (https://www.metaboanalyst.ca/MetaboAnalyst/ModuleView.xhtml).

5.2.6 Processamento dos dados e análise estatística

Os dados foram normalizados para o padrão interno (ribitol) em cada cromatograma, e a massa fresca da amostra foi expressa como a concentração de área relativa. Para padronizar os dados para análise estatística no MetaboAnalyst, foi realizado normatização por transformação de raiz cúbica e por escala de Pareto. A Análise de Componentes Principais (PCA) foi realizada para identificar as diferenças na composição metabólica entre as cultivares (Olimpo, Latitude, Bônus e M 8808) e a condição de infestação (Controle ou Infestada) e seu Biplot foi utilizado para identificar os metabólitos mais importantes para diferenciar os grupos. O efeito da condição de infestação em cada cultivar foi avaliado pela Análise Discriminante de Mínimos Quadrados Parciais Ortogonais (OPLS-DA) e seu VIP Score para identificar os metabólitos responsáveis por essa diferenciação.

Os valores médios dos metabólitos foram comparados por meio de dois testes realizados separadamente no software R v. 4.3.2 (R Core Team, 2024). O teste de Tukey foi usado para

comparar as cultivares de soja em cada condição de infestação, enquanto o teste t foi aplicado em cada cultivar para avaliar o efeito da infestação.

Pathway Collage, um diagrama contendo um conjunto específico de vias metabólicas mais importantes, foi preparado usando PMN (Plant Metabolic Network) (*Pathway Collages* (https://plantcyc.org/) (Singh *et al*., 2023).

5.3 Resultados

Um total de 57 metabólitos foram anotados nas folhas de diferentes cultivares de soja sob infestação ou não infestação de *B. tabaci* MEAM1, incluindo aminoácidos, ácidos orgânicos, açucares e derivados (fosfato de açúcar e álcool de açúcar), compostos fenólicos e compostos nitrogenados. Aminoácidos foram os mais abundantes (19 compostos), seguidos por açúcares e derivados (18) e ácidos orgânicos (15) (Tabela 1).

Tabela 1 - Lista de metabólitos identificados em folhas de cultivares soja, com sua classificação química e com seu número de identificação da Enciclopédia de Genes e Genomas de Kyoto (KEGG ID).

Nome do metabólito		Grupo químico	ID do composto
1	2-oxoglutarato	Ácido orgânico	C00026
2	Adenina	Base nitrogenada	C00147
3	Alanina	Aminoácido	C00041
4	Beta-Alanina	Aminoácido	C00099
5	Alo-inositol	Álcool de açúcar	-
6	Aspartato	Aminoácido	C00049
7	Citrato	Ácido orgânico	C00158
8	Eritronato	Açucar	C21593
9	Ácido Eritrônico-1-4-lactona	Açucar	-
10	Frutose	Açucar	C00095
11	Ácido fumárico	Ácido orgânico	C00122
12	GABA	Aminoácido	C00334
13	Galactose	Açucar	C01825
14	Ácido glucoheptônico	Ácido de açúcar	-
15	Ácido glucônico	Ácido de açúcar	C00257
16	Glucosamina	Amino açúcar	C00329
17	Glicose	Açucar	C00031
18	Glutamato	Aminoácido	C00025
19	Ácido glutárico	Ácido orgânico	C00489
20	Ácido glicérico	Ácido de açúcar	C00258

21	Glicerol	Álcool de açúcar	C00116
22	Glicina	Aminoácido	C00037
23	Ácido glicólico	Ácido orgânico	C00160
24	Isoleucina	Aminoácido	C00407
25	Ácido lático	Ácido orgânico	C00186
26	Leucina	Aminoácido	C00123
27	Lisina	Aminoácido	C00047
28	Ácido málico	Ácido orgânico	C00149
29	Ácido malônico	Ácido orgânico	C00383
30	Manitol	Álcool de açúcar	C00392
31	Metionina	Aminoácido	C00073
32	Mio-inositol	Álcool de açúcar	C00137
33	Ácido nicotínico	Ácido orgânico	C00253
34	Palatinose	Áçúcar	C01742
35	Fenilalanina	Aminoácido	C00079
36	Prolina	Aminoácido	C00148
37	Piroglutamato	Aminoácido	C01879
38	Ácido pirúvico	Ácido orgânico	C00022
39	Ribose	Açúcar	C00117
40	Ácido salicílico	Composto fenólico	C00805
41	Serina	Aminoácido	C00065
42	O-acetilserina	Aminoácido	C00979
43	Ácido chiquímico	Ácido orgânico	C00493
44	Sorbitol	Álcool de açúcar	C00794
45	Ácido succínico	Ácido orgânico	C00042
46	Sacarose	Açúcar	C00089
47	Treonato	Ácido orgânico	C01620
48	Timina	Base nitrogenada	C00178
49	Triptofano	Aminoácido	C00078
50	Tirosina	Aminoácido	C00082
51	Uracila	Base nitrogenada	C00106
52	Ureia	Amida	C00086
53	Valina	Aminoácido	C00183
54	Xilitol	Álcool de açúcar	C00379
55	Xilose	Açúcar	C00181
56	Galactonato	Açúcar	C00880
57	Treonina	Aminoácido	C00188

A análise de PCA e seu biplot do perfil metabólico de cultivares de soja, com e sem infestação por *B. tabaci* MEAM1 é mostrada na figura 12. O Score Plot indicou uma separação entre as cultivares de soja sob infestação, com PC1 apresentando variância de 27,4% e PC2 de 22,9% (50,3% acumulada) (Figura 12a). As amostras referentes às cultivares M8808 e Olimpo formaram dois aglomerados distintos das demais cultivares, separados entre si ao longo do eixo PC2, com escores positivos e negativos, respectivamente.

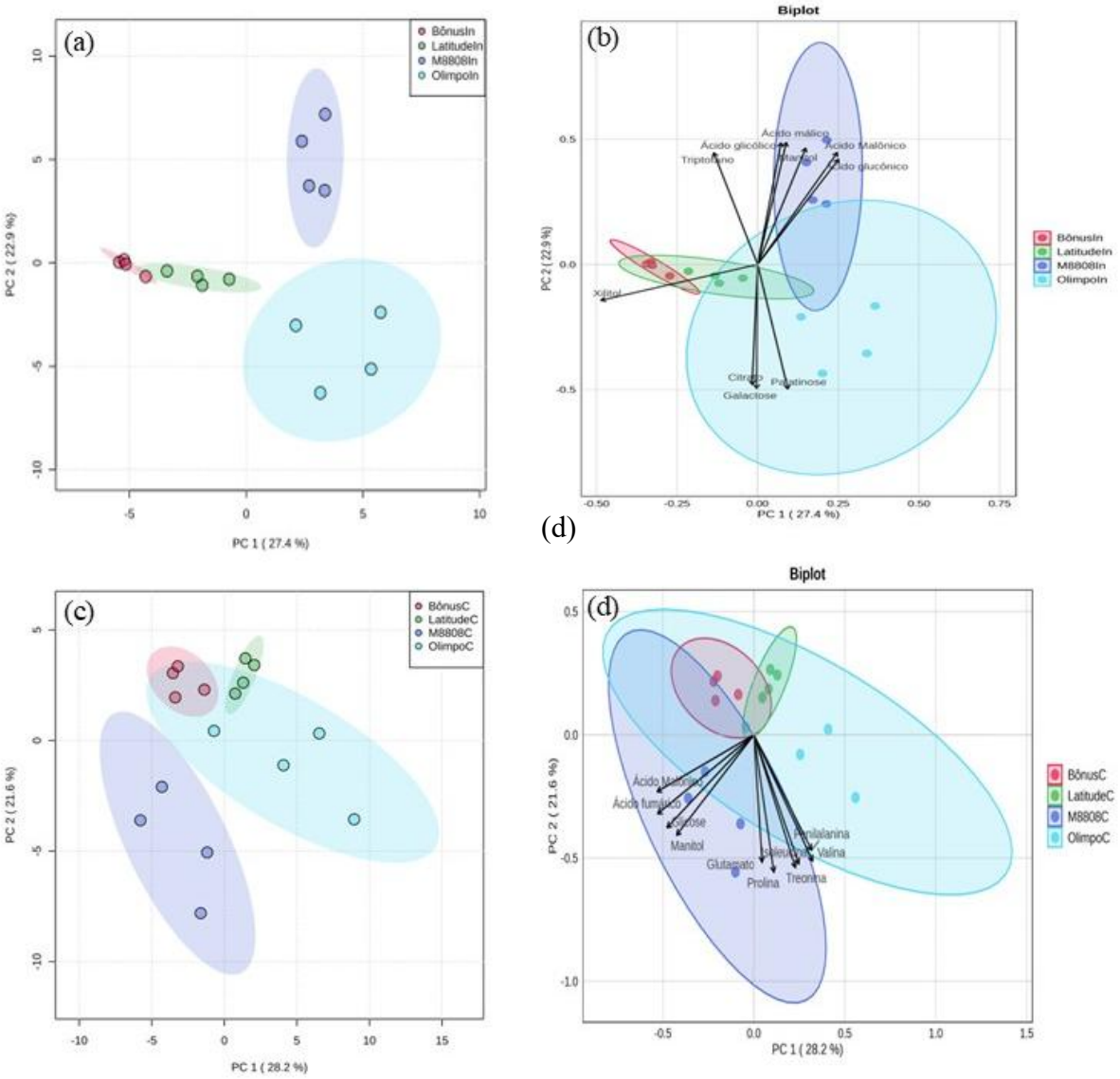


Figura 12 – Metabólitos presentes em cultivares de soja infestadas ou não por *Bemisia tabaci* MEAM1. (a) e (b) PCA e Biplot das cultivares infestadas; (c) e (d) PCA e Biplot das cultivares sem infestação.

Os aglomerados formados pelas amostras das cultivares Bônus e Latitude, por sua vez, foram parcialmente sobrepostos e localizados próximos ao valor zero de PC2, indicando similaridade nos seus perfis metabólicos Entre os metabólitos que influenciaram essa separação estão xilitol, presente em maior quantidade em Bônus e Latitude; citrato, palatinose, galactose,

que foram responsáveis pela separação da cultivar Olimpo; e triptofano, ácido málico, ácido glicólico, ácido malônico, ácido glucônico e manitol contribuíram significativamente para a separação de M 8808 (Figura 12b).

Na análise das cultivares sem infestação as regiões PC1 e PC2 explicaram 28,2% e 21,6% da separação, respectivamente (Figura 12c). As amostras da cultivar M8808 formaram um agrupamento deslocado nas regiões negativas de PC1 e de PC2, separado das demais cultivares. Olimpo, Bônus e Latitude apresentaram sobreposição parcial entre si, sugerindo maior proximidade metabólica entre essas cultivares na condição de controle. No Biplot (Figura 12d), observou-se que a separação dos grupos foi influenciada principalmente por fenilalanina, valina, treonina, isoleucina, prolina e glutamato, associados ao deslocamento de M8808; já na Olimpo foi separado devido à maior contribuição de fenilalanina, treonina e valina.

A infestação por *B. tabaci* MEAM1 resultou em alterações significativas no metabolismo das cultivares avaliadas de acordo com teste de Tukey e teste t (Tabela 2). Entre o grupo dos aminoácidos, Bônus infestada apresentou aumento de aspartato, triptofano e beta-alanina; Latitude infestada mostrou aumento de triptofano, concomitante à redução de aspartato e beta-alanina; Olimpo infestada acumulou aspartato e tirosina, com redução de triptofano e beta-alanina; e M8808 infestada apresentou acúmulo de aspartato e beta-alanina. Entre as cultivares infestadas, Olimpo apresentou os maiores teores de aspartato e tirosina.

Nos ácidos orgânicos observou-se redução de ácido fumárico e ácido malônico em Bônus infestada; diminuições de 2-oxoglutarato, ácido succínico e ácido glutárico em Olimpo infestada; e redução de 2-oxoglutarato, ácido fumárico, ácido malônico e L-treonato em M8808 infestada. Houve, entretanto, aumento de ácido succínico e redução de ácido glucoheptônico em Bônus e em M8808. Entre as cultivares infestadas, Bônus apresentou a maior concentração de ácido succínico, enquanto M8808 apresentou os maiores teores de ácido malônico.

Quanto aos açúcares e derivados, foram verificadas reduções nos metabólitos galactonato, frutose e manitol em Bônus e em M8808 sob infestação; enquanto houve incrementos na glicose e galactose em Olimpo e em Latitude infestadas; e acúmulo de xilitol em Olimpo e em M8808 infestadas. Entre as cultivares infestadas, M8808 apresentou os maiores acúmulos de ácido glucônico e manitol; Olimpo apresentou maior teor de palatinose; e Bônus concentrou mais xilitol.

Para o composto fenólico ácido salicílico, Bônus infestada apresentou acúmulo significativo, enquanto Olimpo infestada mostrou redução; nas demais cultivares não houve alteração significativa. Entre os demais compostos avaliados, apenas a uracila variou, com aumento em Latitude infestada e redução em M8808 infestada.

Tabela 2 - Abundância relativas dos metabólitos em folhas de cultivares soja sob infestação ou não de *Bemisia tabaci* MEAM1. Os valores representam as médias ± desvio padrão. Letras maiúsculas diferentes indicam diferença significativa das cultivares na mesma condição de infestação (controle ou infestado), enquanto letras minúsculas diferentes mostram diferença significativa devido a condição de infestação na mesma cultivar, pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Metabólitos		Concentrações Relativas							
		Bônus		Latitude		Olimpo		M8808	
	Aminoácidos	Controle	Infestado	Controle	Infestado	Controle	Infestado	Controle	Infestado
1	Alanina	49,58±1,26^{Aa}	73,21±6,79^{Aa}	119,81±6,02^{Aa}	119,00±25,37^{Aa}	119,65±7,92^{Aa}	156,25±6,83^{Aa}	86,69±8,22^{Aa}	96,94±12,60^{Aa}
2	Aspartato	0,83±0,05^{Bb}	1,48±0,09^{BCa}	1,59±0,15^{Aa}	1,16±0,23^{Cb}	0,77±0,04^{Bb}	2,27±0,05^{Aa}	0,96±0,08^{Bb}	1,69±0,05^{Ba}
3	Glutamato	0,89±0,18^{Aa}	0,46±0,07^{Aa}	0,59±0,01^{Aa}	0,76±0,02^{Aa}	1,25±0,49^{Aa}	0,78±0,18^{Aa}	2,26±0,71^{Aa}	0,64±0,19^{Aa}
4	Glicina	198,02±35,62^{Aa}	308,01±7,62^{Aa}	278,52±27,54^{Aa}	238,18±39,93^{Aa}	399,27±98,01^{Aa}	273,40±75,48^{Aa}	180,63±44,31^{Aa}	224,45±17,22^{Aa}
5	Isoleucina	14,90±2,40^{Aa}	21,55±1,78^{Aa}	35,48±6,22^{Aa}	74,20±6,17^{Aa}	57,64±17,99^{Aa}	69,03±17,37^{Aa}	71,99±15,11^{Aa}	75,72±8,22^{Aa}
6	Leucina	53,03±6,57^{Aa}	67,52±2,67^{Aa}	169,73±33,59^{Aa}	225,74±14,90^{Aa}	151,23±50,89^{Aa}	196,47±56,59^{Aa}	253,45±45,33^{Aa}	233,22±3,48^{Aa}
7	Lisina	6,61±0,75^{Aa}	8,11±0,24^{Aa}	6,30±0,70^{Aa}	4,76±0,21^{Aa}	13,68±1,05^{Aa}	14,56±0,92^{Aa}	10,59±0,87^{Aa}	8,79±0,28^{Aa}
8	Metionina	1,05±0,30^{Aa}	1,22±0,12^{Aa}	2,16±0,53^{Aa}	3,37±0,84^{Aa}	4,77±2,23^{Aa}	5,47±1,98^{Aa}	3,62±1,73^{Aa}	5,27±0,28^{Aa}
9	Fenilalanina	14,05±3,86^{Aa}	15,48±1,44^{Aa}	20,02±1,49^{Aa}	33,42±5,86^{Aa}	33,24±8,50^{Aa}	32,70±7,36^{Aa}	33,46±11,68^{Aa}	58,37±10,25^{Aa}
10	Prolina	18,23±2,16^{Aa}	27,38±1,83^{Aa}	51,77±17,24^{Aa}	141,42±4,60^{Aa}	86,72±43,39^{Aa}	114,51±42,18^{Aa}	160,28±31,98^{Aa}	150,16±8,47^{Aa}
11	Serina	16,87±2,64^{Aa}	26,28±3,94^{Aa}	11,62±2,46^{Aa}	5,68±1,45^{Aa}	31,02±9,07^{Aa}	31,23±10,05^{Aa}	5,27±0,37^{Aa}	8,83±0,84^{Aa}
12	Treonina	4,93±1,24^{Aa}	5,13±0,30^{Aa}	8,64±1,47^{Aa}	13,68±1,46^{Aa}	14,12±4,02^{Aa}	15,49±4,05^{Aa}	16,81±3,57^{Aa}	16,33±1,39^{Aa}
13	Triptofano	5,71±0,60^{Bb}	7,88±0,21^{ABa}	4,49±0,51^{Bb}	8,33±0,20^{ABa}	8,93±1,37^{Aa}	5,94±0,57^{Bb}	8,75±0,74^{Aa}	9,37±0,85^{Aa}
14	Tirosina	23,78±1,24^{Ba}	27,14±0,91^{Ba}	28,19±1,05^{ABa}	22,02±0,81^{Ba}	31,39±2,02^{ABb}	37,90±2,03^{Aa}	34,75±5,00^{Aa}	29,30±1,13^{Ba}
15	Valina	33,91±3,29^{Aa}	44,34±2,68^{Aa}	55,75±7,23^{Aa}	70,31±12,66^{Aa}	91,49±18,70^{Aa}	100,18±11,40^{Aa}	91,00±17,50^{Aa}	85,44±4,89^{Aa}
16	Beta-Alanina	2,84±0,83^{Bb}	4,96±0,34^{Aa}	6,44±0,67^{Aa}	4,39±0,21^{Ab}	7,29±0,26^{Aa}	4,64±0,23^{Ab}	1,94±0,25^{Bb}	4,40±0,43^{Aa}
17	GABA (ácido y-aminobutírico)	381,18±4,46^{Aa}	473,67±11,18^{Aa}	458,03±12,73^{Aa}	610,85±15,36^{Aa}	499,05±69,42^{Aa}	625,31±56,56^{Aa}	405,72±90,86^{Aa}	514,45±33,60^{Aa}

18	O-acetilserina	0,18±0,00^{Aa}	0,22±0,01^{Aa}	0,17±0,02^{Aa}	0,14±0,01^{Aa}	0,18±0,01^{Aa}	0,23±0,01^{Aa}	0,16±0,02^{Aa}	0,19±0,00^{Aa}
19	Piroglutamato	40,96±5,33^{Aa}	33,63±0,94^{Aa}	44,02±2,07^{Aa}	29,99±0,76^{Aa}	57,88±6,39^{Aa}	47,87±3,16^{Aa}	55,88±4,07^{Aa}	46,36±1,81^{Aa}
	Ácidos orgânicos								
20	Citrato	62,95±9,62^{Aa}	51,90±4,31^{Aa}	55,03±0,82^{Aa}	59,59±0,64^{Aa}	51,97±5,60^{Aa}	65,41±0,16^{Aa}	27,77±4,01^{Aa}	35,99±1,24^{Aa}
21	2-oxoglutarato	0,63±0,16^{Ba}	1,57±0,10^{Aa}	0,55±0,11^{Ba}	0,61±0,12^{Aa}	3,17±1,29^{Aa}	0,35±0,03^{Ab}	4,07±1,59^{Aa}	0,25±0,05^{Ab}
22	Ácido fumárico	117,57±10,35^{ABa}	40,39±1,17^{Bb}	72,28±2,37^{Ba}	84,37±3,96^{ABa}	71,32±31,06^{Bb}	137,05±33,60^{Aa}	194,23±9,86^{Aa}	109,33±12,10^{Ab}
23	Ácido málico	46,95±1,46^{Aa}	43,32±2,46^{Aa}	50,89±0,42^{Aa}	46,25±0,94^{Aa}	40,12±8,15^{Aa}	35,80±1,09^{Aa}	76,85±4,72^{Aa}	64,62±1,44^{Aa}
24	Ácido succínico	13,98±0,48^{Ab}	18,12±0,49^{Aa}	7,68±0,74^{BCa}	8,91±0,41^{BCa}	10,70±1,10^{Ba}	8,02±0,83^{Cb}	7,27±0,94^{Cb}	11,40±1,02^{Ba}
25	Ácido pirúvico	7,02±0,36^{Aa}	11,91±0,70^{Aa}	5,49±0,47^{Aa}	6,74±0,83^{Aa}	10,34±2,97^{Aa}	6,71±0,54^{Aa}	4,67±1,50^{Aa}	4,11±0,36^{Aa}
26	Ácido lático	7,18±1,35^{Aa}	15,30±0,26^{Aa}	5,39±0,72^{Aa}	10,57±0,60^{Aa}	10,19±4,09^{Aa}	8,02±1,34^{Aa}	7,42±1,30^{Aa}	14,33±2,06^{Aa}
27	Ácido Malônico	42,48±3,55^{Aa}	16,72±0,89^{Bb}	22,56±0,39^{Ba}	20,87±1,55^{Ba}	22,66±4,21^{Ba}	17,86±2,22^{Ba}	48,53±3,08^{Aa}	33,03±2,11^{Ab}
28	Ácido glutárico	0,30±0,05^{Aa}	0,50±0,03^{Aa}	0,20±0,06^{Aa}	0,32±0,01^{Aa}	0,26±0,07^{Aa}	0,09±0,02^{Bb}	0,32±0,10^{Aa}	0,35±0,07^{Aa}
29	Ácido glicólico	2,67±0,15^{Aa}	2,34±0,16^{Aa}	2,37±0,07^{Aa}	1,85±0,02^{Aa}	1,82±0,56^{Aa}	1,60±0,11^{Aa}	2,87±0,20^{Aa}	3,53±0,18^{Aa}
30	Treonato	1,13±0,03^{BCa}	1,18±0,10^{ABa}	1,42±0,11^{ABa}	1,31±0,04^{Aa}	0,97±0,14^{Ca}	0,82±0,02^{Ba}	1,52±0,15^{Aa}	0,93±0,03^{ABb}
31	Ácido chiquímico	11,25±0,55^{Aa}	7,84±0,88^{Aa}	13,50±1,94^{Aa}	5,68±0,80^{Aa}	14,00±2,40^{Aa}	12,94±1,46^{Aa}	13,53±1,18^{Aa}	12,34±0,25^{Aa}
32	Ácido glucônico	0,92±0,06^{Aa}	0,66±0,01^{Ba}	0,80±0,06^{Aa}	0,68±0,11^{Ba}	1,38±0,44^{Aa}	1,16±0,15^{Ba}	1,72±0,13^{Ab}	4,84±1,16^{Aa}
33	Ácido glucoheptônico	3,29±0,12^{Aa}	2,48±0,10^{Ab}	2,44±0,11^{Ba}	2,94±0,26^{Aa}	2,55±0,28^{Ba}	2,55±0,06^{Aa}	3,17±0,27^{ABa}	2,61±0,11^{Ab}
34	Ácido nicotínico	7,00±0,35^{Aa}	7,38±0,13^{Aa}	6,85±0,56^{Aa}	6,21±0,19^{Aa}	7,59±0,09^{Aa}	8,02±0,35^{Aa}	5,24±0,62^{Aa}	6,62±0,06^{Aa}
	Açúcares e derivados								
35	Eritronato	14,10±1,08^{Aa}	13,55±0,74^{Aa}	12,05±0,96^{Aa}	9,32±0,16^{Aa}	8,36±1,10^{Aa}	8,85±0,45^{Aa}	13,75±0,67^{Aa}	13,93±1,29^{Aa}
36	Ácido eritrônico-1-4-lactona	1,22±0,09^{Aa}	1,38±0,06^{Aa}	1,44±0,16^{Aa}	1,38±0,09^{Aa}	2,14±0,30^{Aa}	1,93±0,18^{Aa}	2,22±0,40^{Aa}	1,64±0,09^{Aa}
37	Galactonato	5,48±0,21^{ABa}	4,33±0,23^{Ab}	4,50±0,57^{Ba}	4,94±0,40^{Aa}	4,57±0,42^{Ba}	4,50±0,27^{Aa}	6,38±0,53^{Aa}	4,36±0,13^{Ab}

38	Ácido glicérico	70,13±5,32^{Aa}	65,08±4,12^{Aa}	55,40±2,29^{Aa}	68,09±0,03^{Aa}	58,26±6,52^{Aa}	53,01±8,29^{Aa}	66,58±4,97^{Aa}	70,48±0,66^{Aa}
39	Glicose	438,31±17,72^{Ba}	444,81±13,19^{Aa}	394,92±11,17^{BCb}	458,37±9,91^{Aa}	380,48±12,51^{Cb}	479,07±27,26^{Aa}	526,02±4,53^{Aa}	425,04±7,29^{Ab}
40	Frutose	413,52±15,69^{Aa}	357,52±9,42^{Ab}	347,35±9,63^{Ba}	353,88±11,29^{Aa}	316,96±13,67^{Bb}	383,91±18,03^{Aa}	434,11±8,16^{Aa}	361,81±12,15^{Ab}
41	Galactose	221,48±4,12^{Aa}	200,04±2,05^{Ba}	165,66±8,93^{Cb}	209,42±3,61^{Aa}	181,79±13,11^{BCb}	228,29±12,56^{Aa}	213,74±10,34^{ABa}	168,70±15,21^{Bb}
42	Ribose	50,09±3,97^{Aa}	36,03±1,74^{Aa}	28,81±4,43^{Ba}	41,01±2,57^{Aa}	27,81±7,63^{Ba}	36,87±4,83^{Aa}	30,768±3,83^{ABa}	24,81±4,82^{Aa}
43	Xilose	35,10±1,36^{Aa}	21,95±1,24^{Bb}	20,17±1,79^{Aa}	22,58±2,08^{Ba}	26,92±5,28^{Aa}	25,19±1,83^{ABa}	28,80±3,86^{Aa}	36,57±6,66^{Aa}
44	Sacarose	1,01±0,22^{Aa}	1,54±0,14^{Aa}	2,28±0,36^{Aa}	1,50±0,29^{Aa}	1,41±0,45^{Aa}	0,90±0,20^{Aa}	1,17±0,09^{Aa}	0,78±0,17^{Aa}
45	Palatinose	14,33±0,78^{Aa}	15,24±0,46^{Ba}	15,67±0,98^{Aa}	14,41±1,09^{Ba}	15,08±1,65^{Ab}	20,24±1,29^{Aa}	18,52±0,88^{Aa}	11,08±1,37^{Bb}
46	Sorbitol	30,54±2,90^{Aa}	51,65±4,22^{Aa}	41,02±0,66^{Aa}	34,11±0,51^{Aa}	54,81±10,13^{Aa}	49,13±7,19^{Aa}	30,10±8,65^{Aa}	41,31±2,70^{Aa}
47	Manitol	4,67±0,04^{Ba}	2,54±0,04^{Bb}	1,74±0,08^{Ca}	1,76±0,01^{BCa}	1,67±0,16^{Ca}	1,61±0,08^{Ca}	12,16±1,48^{Aa}	5,56±0,14^{Ab}
48	Glicerol	273,44±7,13^{Aa}	279,23±22,17^{Aa}	315,60±48,78^{Aa}	282,77±36,62^{Aa}	296,89±39,88^{Aa}	328,25±46,54^{Aa}	256,21±9,33^{Aa}	281,90±20,94^{Aa}
49	Mio-inositol	153,01±17,70^{Ba}	162,43±2,65^{Aa}	197,57±7,07^{Aa}	98,48±5,17^{Bb}	154,72±13,14^{Bb}	195,51±13,89^{Aa}	170,56±4,47^{ABa}	195,99±6,67^{Aa}
50	Alo-inositol	193,06±2,16^{ABa}	189,42±2,98^{BCa}	206,44±2,35^{Ab}	226,24±2,98^{Aa}	189,47±6,46^{ABa}	201,58±4,82^{Ba}	179,56±3,05^{Ba}	178,11± 7,63^{Ca}
51	Xilitol	13,08±0,13^{Aa}	13,34±0,20^{Aa}	11,77±0,42^{Ba}	12,25±0,25^{Ba}	9,53±0,07^{Cb}	10,24±0,22^{Ca}	11,12±0,14^{Ba}	9,34±0,28^{Cb}
52	Glucosamina	3,40±0,20^{Ba}	3,40±0,07^{Ba}	3,95±0,32^{ABa}	2,16±0,11^{Cb}	4,38±0,44^{ABa}	4,43±0,34^{ABa}	4,74±0,27^{Aa}	4,82±0,17^{Aa}
	Compostos fenólicos								
53	Ácido salicílico	0,38±0,04^{Bb}	3,53±0,23^{Aa}	1,59±0,26^{ABa}	2,01±0,27^{ABa}	3,75±1,60^{Aa}	1,03±0,36^{Bb}	0,96±0,18^{Ba}	1,82±0,05^{ABa}
	Compostos Nitrogenados								
54	Adenina	61,73±3,00^{Aa}	56,54±1,52^{Aa}	62,33±2,26^{Aa}	62,54±8,85^{Aa}	78,17±1,70^{Aa}	76,01±2,05^{Aa}	64,98±4,68^{Aa}	69,81±2,23^{Aa}
55	Timina	0,40±0,06^{Aa}	0,32±0,03^{Aa}	0,31±0,03^{Aa}	0,24±0,04^{Aa}	0,48±0,07^{Aa}	0,38±0,06^{Aa}	0,44±0,10^{Aa}	0,49±0,09^{Aa}
56	Uracila	18,04±1,04^{BCa}	20,48±0,77^{Aa}	25,57±1,90^{ABa}	17,82±0,95^{Ab}	30,98±2,15^{Aa}	26,08±3,79^{Aa}	12,83±3,47^{Cb}	22,34±0,89^{Aa}
57	Ureia	7,69±0,98^{Aa}	11,02±2,29^{Aa}	9,94±0,61^{Aa}	10,38±0,90^{Aa}	21,71±7,28^{Aa}	11,50±3,19^{Aa}	7,32±2,02^{Aa}	5,80±0,46^{Aa}

A análise multivariada por PCA mostrou clara separação metabólica entre plantas controle e infestadas por *B. tabaci* MEAM1 em todas as cultivares avaliadas (Figura 13).

Na cultivar Bônus (Figura 13a), os grupos se diferenciaram nitidamente ao longo do eixo preditivo, indicando um forte efeito da infestação sobre o perfil metabólico, com a PC1 explicando 46,9% da separação entre os dois grupos. Os metabólitos mais relevantes para essa discriminação foram ácido glocônico, lisina e triptofano (Figura 13b). Para a cultivar Latitude (Figura 13c), também se observou uma clara separação entre plantas infestadas e o controle. O principal metabólito associado a essa diferenciação foi a glicose (Figura 13d).

Na cultivar Olimpo (Figura 13e), a distinção metabólica entre os tratamentos foi igualmente evidente. Os metabólitos de maior contribuição para a separação foram aspartato, ácido malônico, ácido glicólico e alo-inositol (Figura 13f). Por fim, na cultivar M8808 (Figura 13g), as plantas infestadas também apresentaram agrupamento distinto em relação às plantas controle, refletindo alterações metabólicas consistentes. Os metabólitos mais discriminantes foram o-acetilserina e treonato (Figura 13h).

De modo geral, a infestação por *B. tabaci* promoveu mudanças significativas nos perfis metabólicos das quatro cultivares, com destaque para a participação de açúcares e aminoácidos e ácidos orgânicos como principais marcadores da resposta metabólica diferencial.

O diagrama *Pathway Collage* para os metabólitos identificados demonstra a regulação para diminuição ou aumento da concentração, de acordo com teste t e o VIP da OPLS-DA, nas cultivares infestada e as relações desses metabólitos com um conjunto específico de vias metabólicas com base no banco de dados de *Glycine max* no PMC (Figuras 14, 15, 16 e 17). A "visão geral celular" do diagrama *Pathway Collage* contribuiu de forma singular para destacar vias específicas associadas aos metabólitos que tiveram uma redução ou aumento na planta infestada em relação a planta controle.

Além disso, ao acessar o link disponibilizado pelo *Pathway Collage*, é possível ampliar as rotas metabólicas, permitindo uma visualização mais detalhada da participação individual de cada metabólito nas vias identificadas. Esse recurso interativo possibilita compreender de forma mais clara como as alterações metabólicas observadas se distribuem dentro das diferentes rotas bioquímicas.

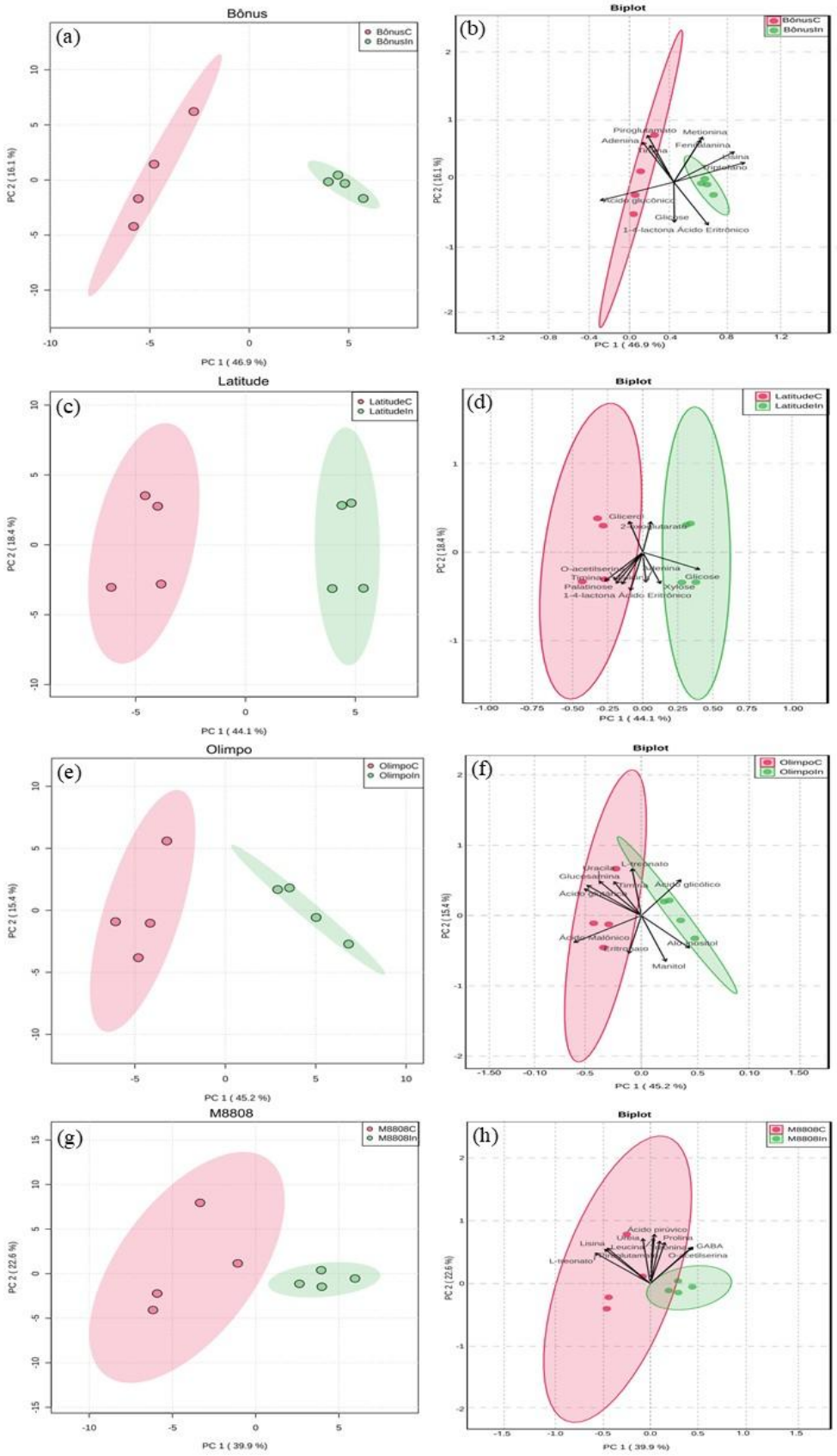


Figura 13 - Diferenças metabólicas entre cultivares de soja infestadas ou não por *Bemisia tabaci* MEAM1. PCA e seu respectivo Biplot mostrando a separação dos grupos controle (C) e infestada (In) e os principais metabólitos responsáveis pela separação para Bônus (a) e (b), Latitude (c) e (d), Olimpo (e) e (f), e M 8808 (g) e (h).

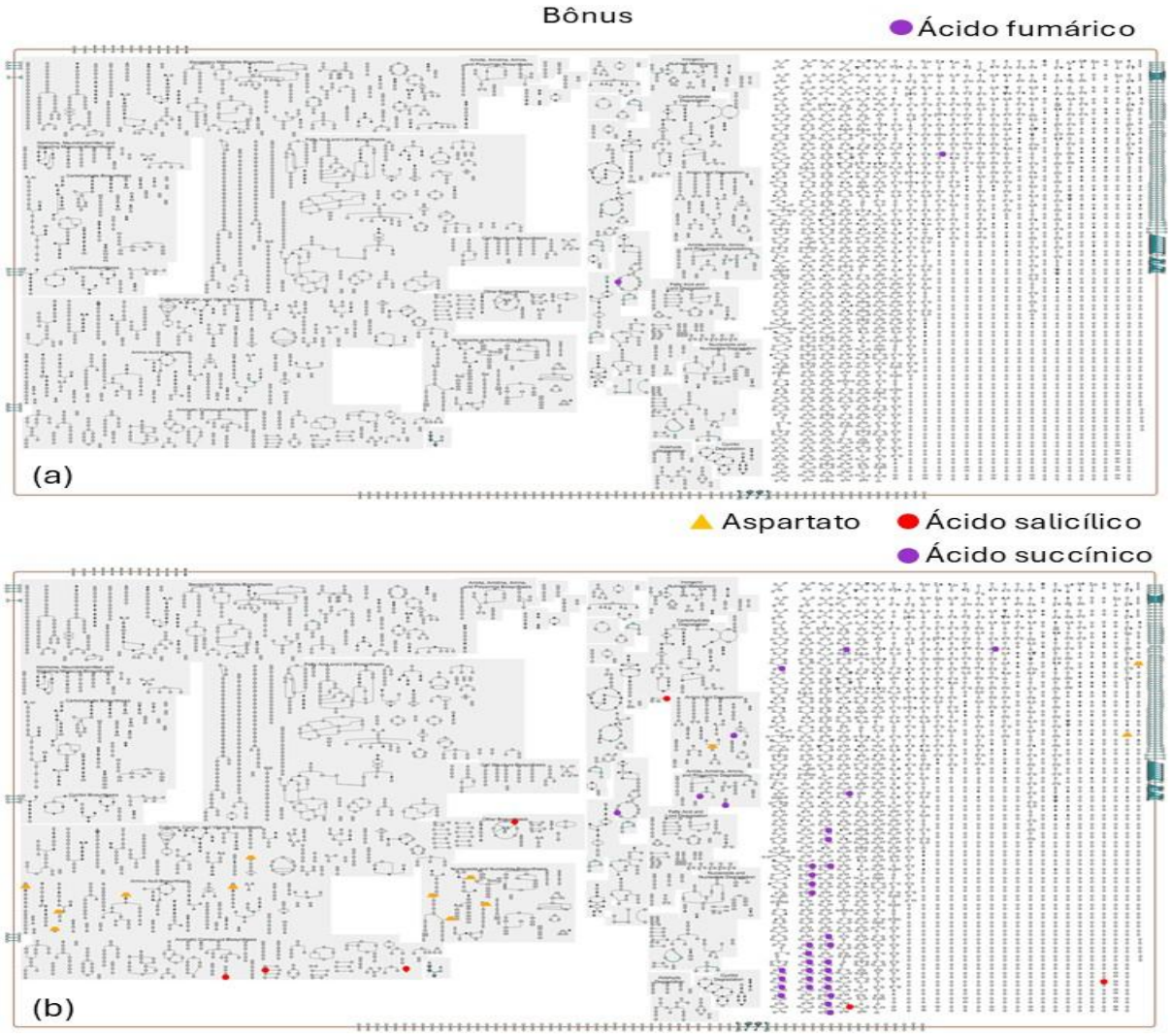


Figura 14 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max* (base de dados PMN), destacando metabólitos em folhas de cultivar Bônus infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1. Estão indicados redução (a; link de acesso PMC) e aumento (b; link de acesso PMC) de metabólitos discriminantes significativos com base em teste t ($p < 0,05$) e valor de VIP (VIP > 1,0).

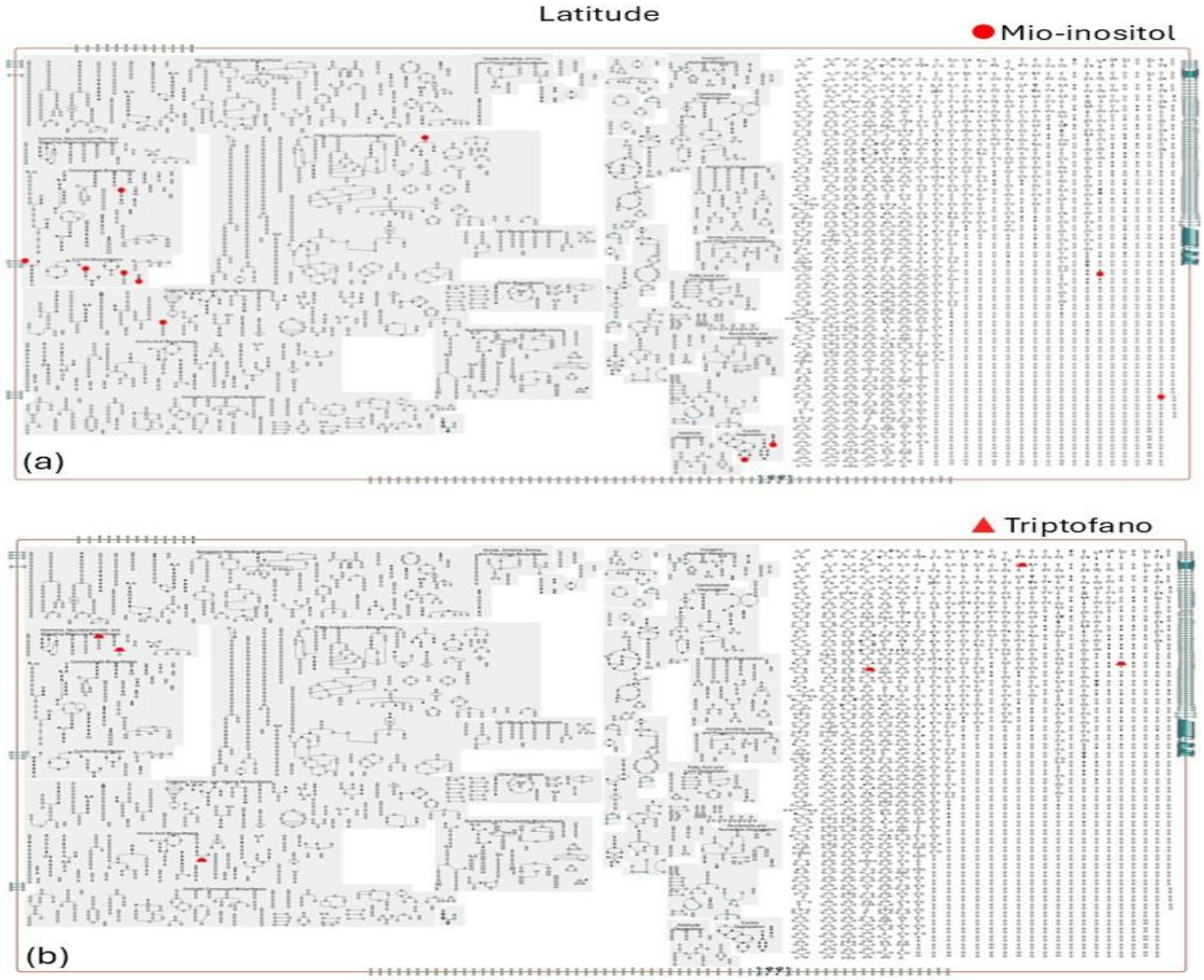


Figura 15 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max* (base de dados PMN), destacando metabólitos em folhas de cultivar Latitude infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1. Estão indicados redução (a; link de acesso PMC) e aumento (b; link de acesso PMC) de metabólitos discriminantes significativos com base em teste t ($p < 0,05$) e valor de VIP (VIP > 1,0).

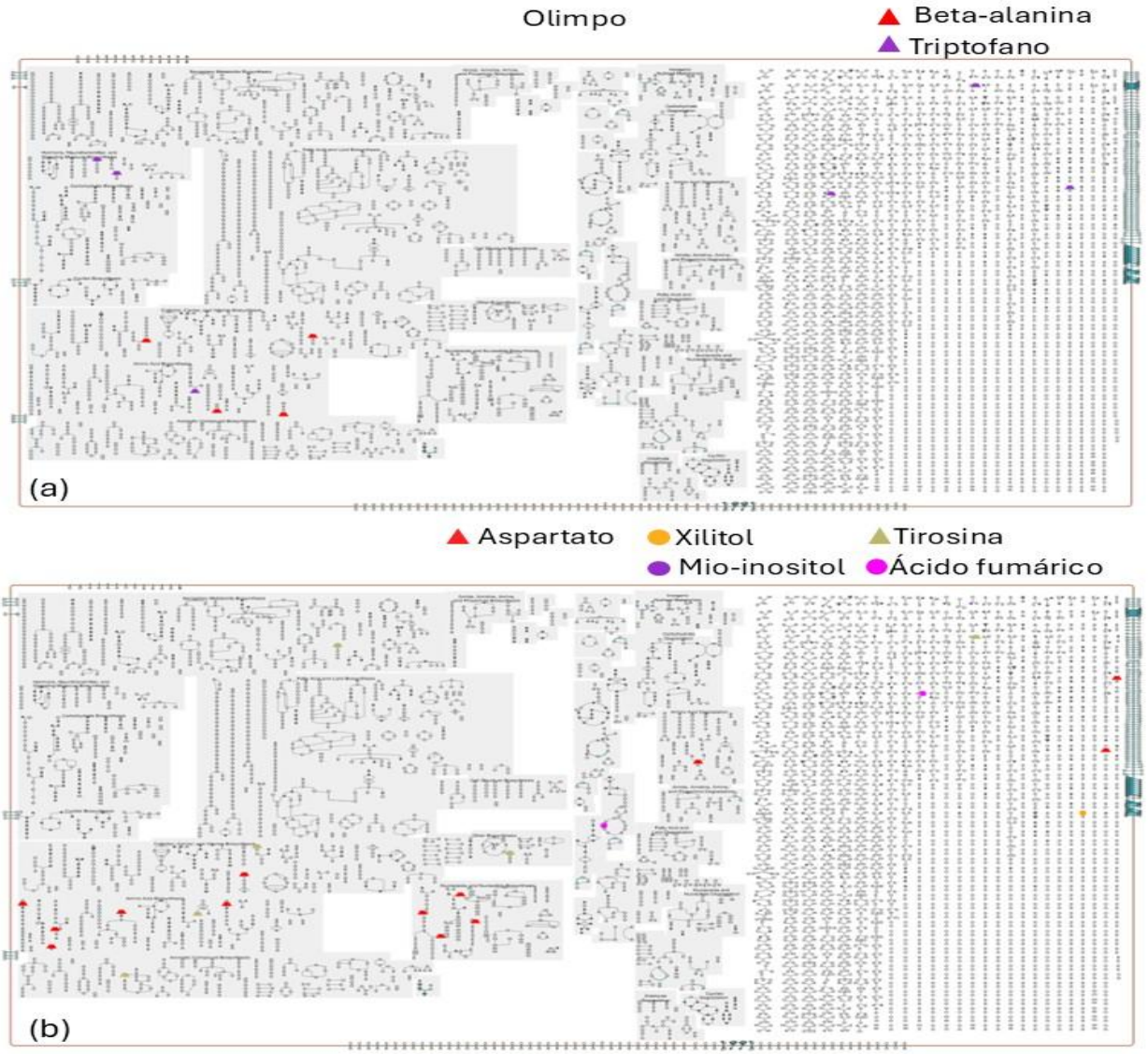


Figura 16 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max* (base de dados PMN), destacando metabólitos em folhas de cultivar Olimpo infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1. Estão indicados redução (a; link de acesso PMC) e aumento (b; link de acesso PMC) de metabólitos discriminantes significativos com base em teste t ($p < 0,05$) e valor de VIP (VIP > 1,0).

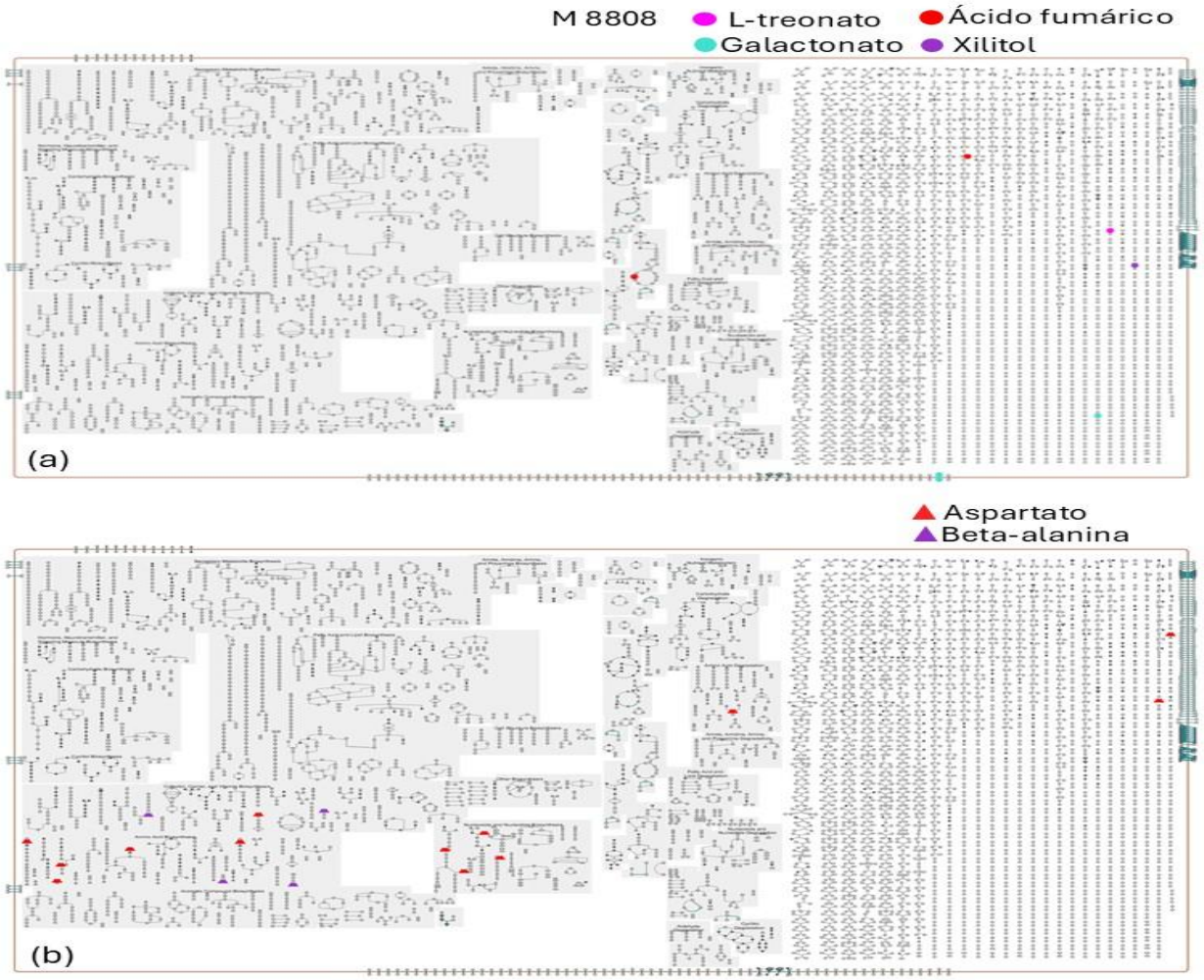


Figura 17 - Diagrama *Pathway collage* de vias metabólicas em *Glycine max* (base de dados PMN), destacando metabólitos em folhas de cultivar M 8808 infestada por *Bemisia tabaci* MEAM1. Estão indicados redução (a; link de acesso PMC) e aumento (b; link de acesso PMC) de metabólitos discriminantes significativos com base em teste t ($p < 0,05$) e valor de VIP (VIP > 1,0).

5.4 Discussão

De acordo com os resultados, a herbivoria de *B. tabaci* MEAM1 promoveu uma reprogramação metabólica dependente da cultivar de soja, compondo modificações químicas coerentes com os perfis de resistência observados. Em M 8808, a redução de glicose e do ácido fumárico, associada ao aumento de aspartato, sugere um redirecionamento do metabolismo do carbono para rotas de defesa e reparo. O acúmulo de aspartato indica o suporte às rotas biossintéticas do grupo aspártico (lisina, treonina e metionina), representando um ponto-chave de integração entre os metabolismos de carbono e nitrogênio (Fritz *et al*., 2006; Han *et al*., 2021). Mesmo com quedas pontuais em intermediários do metabolismo central (como o 2-oxoglutarato), a presença de açúcares simples e de marcadores energéticos do ciclo do TCA evidencia uma flexibilidade metabólica capaz de sustentar a resposta defensiva sem induzir colapso fisiológico (Yagi *et al*., 1993), o que está em consonância com os fenótipos de antibiose e antixenose observados na cultivar (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023).

Em Bônus, uma cultivar de soja susceptível a *B. tabaci* MEAM1 (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023), a presença com manitol, além do ácido salicílico (AS) elevado, é típica de resposta de estresse mais sintomática. Manitol atuam em osmorregulação e amortecimento redox, sugerindo pressão oxidativa intensa (Patel; Williamson, 2016; Qian *et al*., 2024), enquanto o aumento de AS (via salicílica) indica ativação defensiva possivelmente tardia e custosa, sem estabilizar o TCA e os açúcares-chave, o que se alinha ao perfil de susceptibilidade da cultivar Bônus. As reduções de ácido fumárico, malônico e oscilações em frutose, galactonato e manitol reforçam a hipótese de drenagem de carbono e instabilidade energética. Balmer *et al*. (2018) demonstraram em *Arabidopsis thaliana* que alterações nas abundâncias de ácidos carboxílicos, como o fumárico, podem atuar como sinais de priming de defesa mediados por interações com o ácido jasmônico. Contudo, em Bônus, a diminuição desses intermediários pode indicar falha na coordenação entre o metabolismo energético e as vias de hormônios, resultando em instabilidade metabólica e resposta sintomática ao estresse biótico de plantas suscetíveis.

Latitude e Olimpo apresentam padrões intermediários. Em Latitude, a redução de mio-inositol e sorbitol sugere o envolvimento do ciclo do inositol e de mecanismos de osmorregulação diante do estresse biótico. O mio-inositol é precursor de moléculas sinalizadoras, como o fofatidilinositol, e sua diminuição pode indicar mobilização para rotas de defesa e ajuste de sinalização redox (Shears, 2015). A queda no sorbitol reflete a utilização de osmólitos compatíveis para manter o equilíbrio celular sob o estresse (Li *et al*., 2023). Por

outro lado, o aumento de triptofano indica mobilização de reservas de carbono e nitrogênio para rotas de defesa associadas a esse aminoácido, incluindo síntese de indóis, auxinas e compostos fenólicos (Wang *et al*., 2025).

Na cultivar Olimpo, a redução de β-alanina e triptofano, juntamente com o aumento de aspartato, xilitol, mio-inositol, tirosina e ácido fumárico, indica um redirecionamento do metabolismo de aminoácidos e um ajuste fino das rotas de carboidratos em resposta ao estresse causado por *B. tabaci*. A beta-alanina está associada à homeostase redox e ao metabolismo energético, e sua redução sugere consumo para a síntese de antioxidantes ou de compostos de defesa (Parthasarathy *et al*., 2019). O aumento de aspartato e tirosina pode refletir a reativação de rotas anapleróticas e de síntese de compostos fenólicos, respectivamente (Ninkuu *et al*., 2025). Já o acúmulo de xilitol e mio-inositol indica ajuste osmótico e sinalização celular frente à herbivoria (Valluru; Van den Ende, 2011; Shears, 2015). Por fim, o aumento de ácido fumárico, um intermediário do ciclo do TCA, sugere compensação energética e potencial papel na modulação de sinalização de defesa (Balmer *et al*., 2015), compondo um perfil compatível com resposta adaptativa a estresse biótico moderado.

A leitura integrada dos *Pathway Collages* em folhas de soja infestada com *B. tabaci* MEAM1 representou o envolvimento de metabólitos regulados em diferentes vias. Esses diagramas refletem claramente as reações metabólicas e as vias nas quais os metabólitos anotados estão envolvidos, proporcionando, assim, uma compreensão mais clara sobre seu papel na via. A interação metabólito-metabólito revelou ligações entre essas moléculas após a infestação de *B. tabaci* nas cultivares de soja, revelando como metabólitos semelhantes dentro da mesma classe de compostos são conectados por reações bioquímicas (Amara *et al*., 2022)

Por serem organismos sésseis, as plantas são continuamente expostas a desafios de estresse abiótico e biótico no ambiente. Isso levou ao desenvolvimento de mecanismos biossintéticos específicos para cada espécie, que produzem uma infinidade de metabólitos secundários, cujos precursores geralmente derivam do metabolismo primário. Observou-se uma mudança da biossíntese de compostos primários essenciais para o crescimento e o desenvolvimento para a biossíntese de metabólitos secundários que orquestram a arquitetura de defesa das plantas sob desafios bióticos ou abióticos (Meena *et al*., 2017).

Em síntese, *B. tabaci* induz reorganizações coordenadas, porém genótipo-específicas nos eixos carbono-energia, osmorregulação, sinalização e rotas aromáticas, explicando a hierarquia de resistência entre cultivares e apontando alvos bioquímicos práticos para o melhoramento de soja e para o manejo de *B. tabaci*. Entre biomarcadores candidatos, destacam-se aspartato, ácido fumárico, mio-inositol, GABA, manitol e AS, úteis à seleção assistida.

5.5 Conclusão

A análise metabolômica evidenciou que a herbivoria de *B. tabaci* MEAM1 promove reprogramações metabólicas genótipo-específicas nas cultivares de soja, refletindo diferentes estratégias de resistência e suscetibilidade. Em cultivares resistentes, como M8808 e Olimpo, observou-se redirecionamento do metabolismo de aminoácidos e carboidratos para rotas de defesa, manutenção energética e ajustes osmóticos, enquanto cultivares suscetíveis, como Bônus, apresentaram acúmulo de metabólitos relacionados oa estresse oxidativo e falha na coordenação entre o metabolismo energético e as vias de sinalização hormonal. Cultivares intermediárias, como Latitude, exibiram respostas ajustadas de osmorregulação e de mobilização de triptofano para a síntese de compostos defensivos.

A integração dos dados de *Pathway Collage* permitiu identificar vias chave de carbono, energia, aminoácidos e sinalização que diferenciam a resposta metabólica entre genótipos, destacando metabólitos como aspartato, ácido fumárico, mio-inositol, GABA, manitol e ácido salicílico como biomarcadores potenciais para seleção assistida e melhoramento de soja voltada à resistência a *B. tabaci*, fornecendo subsídios para estratégias de manejo integrado mais eficazes e sustentáveis.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, M. F.; TAVARES, C. S.; ARAÚJO, E.; PICANÇO, M. C.; OLIVEIRA, E. E.; PEREIRA, E. J. G. Plant Resistance in Some Modern Soybean Varieties May Favor Population Growth and Modify the Stylet Penetration of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 2, p. 970-978, 2021.

AMARA, A.; FRAINAY, C.; JOURDAN, F.; NAAKE, T.; NEUMANN, S.; NOVOA-DEL-TORO, E. M.; SALEK, R. M.; SALZER, L.; SCHARFENBERG, S.; WITTING, M. Networks and graphs discovery in metabolomics data analysis and interpretation. **Frontiers in Molecular Biosciences**, v. 9, p. 841373, 2022.

ARNEMANN, J. A.; POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; FERREIRA, D. R.; PATIAS, L. S.; BEVILAQUA, J. G.; MORO, D.; FORGIARINI, S. E.; PADILHA, G.; CAMPOS, J. V. L.; GUEDES, J. V. C.; FELTRIN, N.; CARLI, C.; STURMER, G. R.; FERREIRA, P. E. R. Managing whitefly on soybean. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 9, p. 41-51, 2019.

BALMER, A.; PASTOR, V.; GAMIR, J.; FLORS, V.; MAUCH-MANI, B. The 'prime-ome': towards a holistic approach to priming. **Trends in Plant Science**, v. 20, n. 7, p. 443-452, 2015.

BALMER, A.; PASTOR, V.; GLAUSER, G.; MAUCH-MANI, B. Tricarboxylates Induce Defense Priming Against Bacteria in *Arabidopsis thaliana*. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, p. 1221, 2018.

BARRO, P. J.; LIU, S. S.; BOYKIN, L. M.; DINSDALE, A. B. *Bemisia tabaci*: a statement of species status. **Annual Review of Entomology**, v. 56, p. 1-19, 2011.

BROWN, J. K.; FROHLICH, D.; ROSELL, R. The sweetpotato/silverleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* (Genn.), or a species complex? **Annual Review of Entomology**, v. 40, p. 511-534, 1995.

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

COSTA, T. L.; SARMENTO, R. A.; DE ARAÚJO, T. A.; PEREIRA, P. S.; SILVA, R. S.; LOPES, M. C.; PICANÇO, M. C. Economic injury levels and sequential sampling plans for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B on open-field melon crops. **Crop Protection**, v. 125, p. 104887, 2019.

CRUZ, P. L; BALDIN, E. L. L. Performance of *Bemisia tabaci* Biotype B on Soybean Genotypes. **Neotropical Entomology**, v. 46, n. 2, p. 210-215, 2017.

DÂNGELO, R. A. C.; MICHEREFF-FILHO, M.; CAMPOS, M. R.; DA SILVA, P. S.; GUEDES, R. N. C. Insecticide resistance and control failure likelihood of the whitefly *Bemisia tabaci* (MEAM1; B biotype): a Neotropical scenario. **Annals of Applied Biology**, v. 172, p. 88-99, 2018.

FRITZ, C.; MUELLER, C.; MATT, P.; FEIL, R.; STITT, M. Impact of the C-N status on the amino acid profile in tobacco source leaves. **Plant, Cell & Environment**, v. 29, n. 11, p. 2055-2076, 2006.

GILBERTSON, R. L.; BATUMAN, O.; WEBSTER, C. G.; ADKINS, S. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual Review of Virology**, v. 2, n. 1, p. 67-93, 2015.

GUSMÃO, M. R.; PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C.; GALVAN, T. L.; PEREIRA, E. J. G. Economic injury level and sequential sampling plan for *Bemisia tabaci* in outdoor tomato. **Journal of Applied Entomology**, v. 130, n. 3, p. 160-166, 2006.

HAN, M.; ZHANG, C.; SUGLO, P.; SUN, S.; WANG, M.; SU, T. l-Aspartate: An Essential Metabolite for Plant Growth and Stress Acclimation. **Molecules**, v. 26, n. 7, p. 1887, 2021.

HARISH, G. N.; SINGH, R.; SHARMA, S. TAGGAR, G. K. Changes in defense-related antioxidative enzymes amongst the resistant and susceptible soybean genotypes under whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) stress. **Phytoparasitica**, v. 51, p. 63-75 2023.

HORAS, V. R.; DEGRANDE, P. E.; CARDUCCI, C. E.; FERNANDES, M. G. Antibiosis and antixenosis resistance to oviposition by *Bemisia tabaci* (Gennadius) B biotype (Hemiptera: Aleyrodidae) in soybean genotypes. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 85, p. 1-7, 2018.

KUMARASWAMY, S.; YOGENDRA, K.; SOTELO-CARDONA, P.; SHIVANNA, A.; HEMALATHA, S.; MOHAN, M.; SRINIVASAN, R. Non-targeted metabolomics reveals fatty acid and associated pathways driving resistance to whitefly and tomato leafminer in wild tomato accessions. **Scientific Reports**, v. 15, p. 3754, 2025.

LI, J.; ZHAO, M.; LIU, L.; GUO, X.; PEI, Y.; WANG, C.; SONG, X. Exogenous Sorbitol Application Confers Drought Tolerance to Maize Seedlings through Up-Regulating Antioxidant System and Endogenous Sorbitol Biosynthesis. **Plants**, v. 12, n. 13, p. 2456, 2023.

LISEC, J.; SCHAUER, N.; KOPKA, J.; WILLMITZER, L.; FERNIE, A.R. Gas chromatography mass spectrometry-based metabolite profiling in plants. **Nature Protocols**, v. 1, p. 387-396, 2006.

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

MEENA, K. K.; SORTY, A. M.; BITLA, U. M.; CHOUDHARY, K.; GUPTA, P.; PAREEK, A.; SINGH, D. P.; PRABHA, R.; SAHU, P. K.; GUPTA, V. K.; SINGH, H. B.; KRISHANANI, K. K.; MINHAS, P. S. Abiotic stress responses and microbe-mediated mitigation in plants: The omics strategies. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 172, 2017.

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

NINKUU, V.; ALUKO, O. O.; YAN, J.; ZENG, H.; LIU, G.; ZHAO, J.; LI, H.; CHEN, S.; DAKORA, F. D. Phenylpropanoids metabolism: recent insight into stress tolerance and plant development cues. **Frontiers in Plant Science**, v. 16, p. 1571825, 2025.

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

PADILHA, G.; POZEBON, H.; PATIAS, L. S.; FERREIRA, D. R.; CASTILHOS, L. B.; FORGIARINI, S. E.; DONATTI, A.; BEVILAQUA, J. G.; MARQUES, R. P.; MORO, D.; ROHRIG, A.; BONES, S. A. S.; CARGNELUTTI FILHO, A.; PES, L. Z.; ARNEMANN, J. A. Damage assessment of *Bemisia tabaci* and economic injury level on soybean. **Crop Protection**, v. 143, e105542, 2021.

PARTHASARATHY, A.; CROSS, P. J.; DOBSON, R. C. J.; ADAMS, L. E.; SAVKA, M. A.; HUDSON, A. O. Amino acid homeostasis and regulation in plants. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, e279, 2019.

PATEL, T. K.; WILLIAMSON, J. D. Mannitol in Plants, Fungi, and Plant-Fungal Interactions. **Trends in Plant Science**, v. 21, n. 6, p. 486-497, 2016.

POZEBON, H.; CARGNELUTTI FILHO, A.; GUEDES, J. V. C.; FERREIRA, D. R.; MARQUES, R. P.; BEVILAQUA, J. G.; PATIAS, L. S.; COLPO, T. L.; ARNEMANN, J. A.

Distribution of *Bemisia tabaci* within soybean plants and on individual leaflets. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 167, n. 5, p. 396-405. 2019.

QIAN, Z.; LU, L.; ZIHAN, W.; QIANYUE, B.; CHUNGANG, Z.; SHUHENG, Z.; JIALI, P.; JIAXIN, Y.; SHUANG, Z.; JIAN, W. Gamma-aminobutyric acid (GABA) improves salinity stress tolerance in soybean seedlings by modulating their mineral nutrition, osmolyte contents, and ascorbate-glutathione cycle. **BMC Plant Biology**, v. 24, p. 365, 2024.

R CORE TEAM. **R: A Language and Environment for Statistical Computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. 2024. Disponível em: <https://www.R-project.org/>.

RODRIGUES, R. H. F.; SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. F. O.; SILVA, S. R.; SOBRINHO, N.; MAGGIONI, K.; RODRIGUES, T. F.; PAVAN, B. E. Vertical distribution of *Bemisia tabaci* on soybean and attractiveness of cultivars. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, p. 610-622, 2021.

SCHUSTER, D. J. Relationship of silverleaf whitefly density to severity of irregular ripening of tomato. **HortScience**, v. 36, n. 6, p. 1089-1091, 2001.

SHEARS SB. Inositol pyrophosphates: why so many phosphates? **Advances in Biological Regulation**, v. 57, p. 203-216, 2015.

SILVA, E.; BELINATO, J. R.; PORTO, C.; NUNES, E.; GUIMARÃES, F.; MEYER, M. C.; PILAU, E. J. Soybean metabolomics based in mass spectrometry: Decoding the plant's signaling and defense responses under biotic stress. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 69, n. 26, p. 7257-7267, 2021.

SILVA, J. P. G. F.; BALDIN, E. L. L.; SOUZA, E. S.; LOURENÇÃO, A. L. Assessing *Bemisia tabaci* (Genn.) biotype B resistance in soybean genotypes: antixenosis and antibiosis. **Chilean Journal of Agricultural Research,** v. 72, n. 4, p. 516-522, 2013.

SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. C.; SILVA, M. C. F.; BRITO, R. R. D.; MIRANDA, R. D. S.; RODRIGUES, R. H. F.; SANTOS, C. M. P. D.; RIBEIRO, G. D. S.; MORAIS, J. V. S.; … PAVAN, B. E. Change in the Physiological Aspects of Soybean Caused by Infestation by *Bemisia tabaci* MEAM1. **Agronomy**, v. 14, n. 3, p. 481, 2024.

SILVA, M. C. F.; RODRIGUES, A. S.; RODRIGUES, R. H. F.; PAVAN, B. E.; SILVA, L. B. Performance of *Bemisia tabaci* MEAM1 on soybean and resistance traits of cultivars. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 26, n. 2, p. 102100, 2023.

SINGH, D. P., MAURYA, S., YERASU, S. R.; BISEN, M. S.; FARAG, M. A.; PRABHA, R.; SHUKLA, R.; CHATURVEDI, K. K.; FAROOQI, M. S.; SRIVASTAVA, S.; RAI, A.; SARMA, B. K.; RAI, N.; BEHERA, T. K. Metabolomics of early blight (*Alternaria solani*) susceptible tomato (*Solanum lycopersicum*) unfolds key biomarker metabolites and involved metabolic pathways. **Scientific Reports**, v. 13, e21023, 2023.

SULISTYO, A.; INAYATI, A. Mechanisms of antixenosis, antibiosis, and tolerance of fourteen soybean genotypes in response to whiteflies (*Bemisia tabaci*). **Biodiversitas Journal of Biological Diversity**, v. 17, n. 2, p. 447-453, 2016.

VALLURU, R. VAN DEN ENDE, W. Myo-inositol and beyond-emerging networks under stress. **Plant Science**, v. 181, n. 4, p. 387-400, 2011.

VAN DEN OEVER-VAN DEN ELSEN, F.; LUCATTI, A. F.; VAN HEUSDEN, S.; BROEKGAARDEN, C.; MUMM, R.; DICKE, M.; VOSMAN, B. Quantitative resistance against *Bemisia tabaci* in *Solanum pennellii*: Genetics and metabolomics. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 58, n. 4, p. 397-412, 2016.

VÁZQUEZ, L. L.; JIMÉNEZ, R.; DE LA IGLESIA, M.; MATEO, A.; BORGES, M. Host plants of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Cuba. **Revista de Biologia Tropical**, v. 45, n. 3, p. 143-148, 1997.

WANG, S.; ZHANG, X.; GONG, D.; HUANG, Q.; KANDEGAMA, W. M. W. W.; GEORGIEV, M. I.; GAO, Y.; LIAO, P.; HAO, G. Sophisticated crosstalk of tryptophan-derived metabolites in plant stress responses. **Plant Communications**, v. 6, n. 9, 2025.

WILLIAMS, M. C.; BEDFORD, I. D.; KELLY, A.; MARKHAM, P. G. **Bemisia tabaci: Potential Infestation and Virus Transmission within the Ornamental Plant Industry**. Brighton: British Crop Protection Council, 1996. p. 63-68.

YAGI, T.; SAKO, M.; MORIUTI, S.; SHOUNAKA, M.; MASAKI, K.; YAMAMOTO, S. Purification and Characterization of Aspartate Aminotransferase Isoenzymes from Rice Bran. **Bioscience, Biotechnology and Biochemistry**, v. 57, n. 12, p. 2074-2080, 1993.

6 CAPÍTULO 4

INFLUÊNCIA DA RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA NO COMPORTAMENTO DE FORRAGEAMENTO DE *Encarsia* SP. CONTRA *Bemisia tabaci* MEAM1

RESUMO

Bemisia tabaci MEAM1 é uma praga significativa na cultura da soja, exigindo novas estratégias de controle dentro do Manejo Integrado de Pragas (MIP). Este estudo avaliou o comportamento de forrageamento e de busca de hospedeiro do parasitoide *Encarsia* sp. em resposta a voláteis emitidos por cultivares de soja infestadas com *B. tabaci* MEAM1. Utilizando um olfatômetro em Y, as cultivares BRASMAX BÔNUS IPRO® (suscetível) e M 8808 IPRO® (resistente por antixenose) foram testadas para avaliar a resposta do parasitoide aos voláteis liberados. Adicionalmente, foram coletados e identificados os compostos orgânicos voláteis (COVs) de ambas as cultivares sob herbivoria de *B. tabaci.* Por fim, foi realizado um bioensaio comportamental para analisar a exploração de *Encarsia* sp. em discos foliares dessas cultivares infestadas. Os resultados mostraram que o parasitoide permaneceu mais tempo na região central do olfatômetro, sem clara preferência pelas cultivares. Os COVs se diferenciaram entre os genótipos de soja, com destaque para a cultivar M 8808 que teve as maiores abubdâncias relativas para os compostos 2-metil-6-(2-propenil)-Fenol, 2,4-bis(1,1-dimetiletil)-fenol e 1H-Tetrazol. No bioensaio de forrageamento, *Encarsia* sp. explorou a cultivar suscetível de forma mais ativa, demonstrando maior frequência de interações como antenação e ataques às ninfas. M 8808 resultou em menor diversidade comportamental, sugerindo menor estímulo químico ou físico ao parasitoide. Esses resultados indicam que as características intrínsecas da cultivar aprimoram a eficiência do controle biológico e constituem um fator-chave nas estratégias de MIP para otimizar o desempenho dos parasitoides no controle da mosca-branca.

Palavras-chave - 1H-Tetrazol, Forrageamento de parasitoide, *Glycine max*, Mosca-branca, Olfatômetro, Voláteis induzidos por herbívoros.

6.1 Introdução

Bemisia tabaci (Hemiptera: Aleyrodidae) biótipo B ou Middle East-Asiar Minor 1 (MEAM1), conhecida como mosca-branca, tornou-se uma praga-chave na cultura da soja [*Glycine max* (L.) Merill, Fabacea], causando perdas econômicas significativas em diversos países, incluindo o Brasil (Lima *et at*., 2002; Pozebon *et al*., 2020). Apenas uma mosca-branca por trifólio reduz a produtividade da soja em até 31,24 kg por hectare (Padilha *et al*. 2021). Na última década, o controle de *B. tabaci* tem-se tornado cada vez mais difícil, com surtos recorrentes em lavouras de soja no Brasil (Dângelo *et al*., 2018; Arnemann *et al*., 2019; Pozebon *et al*., 2020; Almeida *et al*., 2021). Essa situação também é recorrente no município de Bom Jesus, Piauí, área de expansão da fronteira agrícola que compreende a região conhecida como MATOPIBA (sigla formada pelas siglas dos quatro estados brasileiros Maranhão, Tocantins, Piauí e Bahia) (Rufo *et al*., 2020). Esta região de intensa produção de soja sofre com os danos causados por *B. tabaci* MEAM1, o que exige desenvolvimento urgente de novas estratégias nos programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) para mitigar esses impactos (Bale *et al*., 2008; Vandervoet *et al*., 2018).

O MIP utilizando o parasitoide *Encarsia* sp. é uma ferramenta promissora para o controle de *B. tabaci*. O gênero *Encarsia* pertence à família Aphelinidae e possui diversas espécies eficazes no controle biológico de *B. tabaci* (Stansly; Naranjo, 2010). Na batata-doce, *Encarsia tabacivora* parasita ninfas de *B. tabaci* para mitigar populações virais (GAMARRA *et al*., 2023). *Encarsia sophia* também demonstrou eficácia na redução de populações de *B. tabaci* por meio de parasitismo e alimentação direta do hospedeiro, especialmente em condições de alta densidade populacional da praga (Katono *et al*., 2022). *Encarsia formosa* é uma das mais estudadas, amplamente conhecida por seus efeitos não consuntivos que reduzem a fecundidade e a longevidade de *B. tabaci*, destacando-se como agente de controle biológico em sistemas de cultivo protegidos e em áreas cultivadas (Fan *et al*., 2021).

O comportamento de forrageamento de um inimigo natural é fortemente influenciado por compostos orgânicos voláteis (COVs) emitidos por plantas atacadas por herbívoros, conhecidos como voláteis de plantas induzidas por herbívoros (HIPVs). Esses voláteis são liberados em resposta a ataques de herbívoros e variam conforme com a espécie, o genótipo e o estágio de desenvolvimento da planta, bem como fatores ambientais e bióticos (Mccormick *et al*., 2012). Os HIPVs atuam como sinalizadores químicos para inimigos naturais, ajudando-os a localizar plantas infestadas e potenciais hospedeiros (Turlings; Erb, 2018). Os compostos mais comuns incluem terpenos, ésteres e álcoois, que são eficazes na atração de parasitoides

(Hare, 2011). A exploração de HIPVs como estratégia de controle biológico tem sido estudada com foco na retenção de inimigos naturais nas plantações, potencialmente melhorando a sustentabilidade agrícola e reduzindo o uso de pesticidas (Turlings; Erb, 2018; Kaplan, 2012; Ali *et al*., 2023).

Foi demonstrado que os HIPVs atraem efetivamente *Encarsia* e outras vespas parasitoides em diversas espécies de plantas, como tomate, pimentão, melão e algodão (Zhu; Park, 2005; Gurr *et al*., 2017; Chen *et al*., 2020). Esses compostos são liberados por cultivares suscetíveis e resistentes e podem ser manipulados para otimizar o controle biológico em culturas como a soja (Vet; Dicke, 1992). Estudos recentes avançaram a compreensão da especificidade dessas interações (Ayelo *et al*., 2021; Marmolejo *et al*., 2021; Waterman *et al*., 2024), no entanto, as interações mediadas por HIPVs em cultivares de soja sob infestação de *B. tabaci* MEAM1 permanecem pouco exploradas, especialmente em condições ambientais semiáridas como as encontradas no nordeste do Brasil.

Nesse contexto, estudar o comportamento de novos inimigos naturais é essencial para avaliar seu potencial como agentes de controle biológico (Moro *et al*., 2021), especialmente porque cada espécie pode apresentar preferências específicas por hospedeiros ou plantas hospedeiras (Arikan *et al*., 2024). O uso de inimigos naturais nativos da região deve ser priorizado, pois já estão adaptados às condições ambientais locais, o que aumenta sua eficácia na supressão de pragas e reduz riscos aos ecossistemas nativos. Uma melhor compreensão de como esses organismos interagem com seus hospedeiros e plantas permite o desenvolvimento de estratégias de MIP mais sustentáveis e eficazes, reduzindo a dependência de inseticidas químicos e promovendo o equilíbrio ecológico nos sistemas agrícolas.

Nosso estudo teve como objetivo avaliar o comportamento de forrageamento e de busca de hospedeiro do parasitoide *Encarsia* sp. em resposta a voláteis emitidos por cultivares de soja suscetíveis e resistentes infestadas por *B. tabaci* MEAM1. A compreensão dessas interações tritróficas entre planta, herbívoro e parasitoide é necessária para aprimorar o controle biológico em sistemas de cultivo de soja, fornecendo subsídios para mitigar os danos causados por *B. tabaci*, bem como para o desenvolvimento de novas ferramentas para manejo integrado de pragas.

6.2 Material e métodos

6.2.1 Local do experimento

O experimento foi conduzido no Laboratório de propagação Vegetal da Universidade Federal do Piauí, Campus Professora Cinobelina Elvas (UFPI/CPCE) (Latitude 9°05'02.9"S; Longitude 44°19'34.2"W; e Altitude 270) em ambiente controlado (35°C ±2; 60-70% UR), na cidade de Bom Jesus, Piauí, Brasil. O experimento foi conduzido de janeiro a junho, durante o período chuvoso na região. O ensaio foi exposto a fotoperíodos naturais típicos desse período no Hemisfério Sul, com aproximadamente 13 horas de luz e 11 horas de escuridão.

6.2.2 Cultivares

As cultivares de soja foram escolhidas com base em estudos anteriores de histórico de resistência e suscetibilidade à *B. tabaci* MEAM1, descritos na Tabela 3.

Tabela 3 - Cultivares de soja utilizados e suas respectivas empresas responsáveis e históricos de resistência à *Bemisia tabaci* MEAM1.

Cultivares	Empresa	Resistência
BRASMAX BÔNUS IPRO®	Brasmax	Suscetível (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al.*, 2023)
M 8808 IPRO®	Monsoy	Antixenose e Antibiose (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al.*, 2023)

As sementes de soja foram tratadas com inseticida e fungicida (Dermacor® BR + Spectro®) e semeadas em vasos plásticos (5 L, 18 cm de altura, 22 cm de diâmetro superior e 16 cm de diâmetro inferior) preenchidos com 5 kg de substrato autoclavado, constituído de solo (latossolo amarelo distrófico argiloso) (Santos *et al*., 2018). O substrato foi fertilizado conforme recomendado com base na interpretação da análise de solos (Faquin; Vale; Furtini Neto, 2012). As plantas foram mantidas em casa de vegetação a 35 °C ± 2 e com umidade relativa de 50-60%, livre de infestação de *B. tabaci*.

6.2.3 Criação da população de *Bemisia tabaci*

Ninfas de mosca-branca (*B. tabaci*) foram inicialmente coletadas de uma cultura de tomate sem aplicações de inseticidas e levadas à UFPI/CPCE para estabelecer uma colônia.

Para a criação contínua, plantas de couve-folha (*Brasssica oleracea* L. var. *acephala*) foram utilizadas como hospedeiras. Essas plantas foram cultivadas em vasos de 5 L preenchidos com um substrato composto de terra, areia lavada e esterco bovino na proporção de 1:1:1. Os vasos foram mantidos em uma casa de vegetação cujo teto foi coberto com tela de sombreamento e lona transparente, enquanto as laterais foram fechadas com tela antiafídeo 50 mesh. As plantas foram monitoradas diariamente para remoção de pulgões e lagartas e fertilizadas conforme as recomendações de análise de solo para a cultura (Faquin; Vale; Furtini Neto, 2012). Para confirmar a identidade do biótipo de *B. tabaci* utilizado no estudo, espécimes adultos foram enviados à Embrapa Arroz e Feijão para identificação molecular.

6.2.4 Criação da população de *Encarsia* sp.

A criação do parasitoide foi adaptada de acordo com a metodologia proposta por Generoso (2006). A população inicial de *Encarsia* sp. foi obtida a partir da criação de *B. tabaci* estabelecida na UFPI/CPCE, no município de Bom Jesus-PI, por meio da coleta de ninfas de *B. tabaci* parasitadas. Para a multiplicação dos parasitoides, plantas de couve contendo ninfas de *B. tabaci* foram submetidas ao parasitismo por *Encarsia* sp.

Os espécimes foram enviados ao Instituto Biológico de São Paulo para análise taxonômica e identificação da espécie. A identificação foi realizada com base em características morfológicas e molecular, seguindo protocolo padrão para o gênero *Encarsia*. Os resultados não corresponderam a nenhuma espécie descrita, sugerindo a existência de uma nova espécie. Os espécimes estão atualmente em fase de caracterização detalhada para descrição formal e confirmação taxonômica.

6.2.5 Comportamento de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* usando olfatômetro em formato Y

Plantas de soja de cada cultivar (M 8808 IPRO e BRASMAX BÔNUS IPRO) no estádio vegetativo V4 (quatro ramificações de folhas compostas após os cotilédones) foram utilizadas no experimento. As plantas foram colocadas em gaiolas de tecido *voil* e infestadas individualmente com 100 insetos adultos não sexados de *B. tabaci*. Após o período de infestação de oito dias, os insetos adultos foram removidos das plantas, restando ninfas e ovos. As plantas foram levadas ao laboratório, e o comportamento do parasitoide foi avaliado em um bioensaio com olfatômetro.

Para verificar a interferência dos voláteis liberados por plantas de soja infestadas com *B. tabaci* sobre o comportamento de *Encarsia* sp., foi utilizado um olfatômetro em formato de Y. O olfatômetro consiste em uma placa de acrílico com um furo no centro, em formato de Y, com um corpo central medindo 5,0 cm comprimento por 2,0 cm de largura e dois braços com 5,0 cm de comprimento por 2,0 cm de largura cada. O olfatômetro foi fechado na parte superior por uma placa de vidro com quatro parafusos finos, garantindo a vedação da área interna.

Um fluxo de ar foi conduzido para dentro do olfatômetro por uma bomba PVAS22 (*Volatile Assay Systems*, Rensselaer, NY, EUA). Antes de entrar no sistema, o ar foi filtrado por filtros de hidrocarbonetos acoplados à bomba. Posteriormente, o ar foi conduzido através de tubos de PTFE regulados a 2,0 L min^{-1} para cada câmara de acrílico (com dimensões de 0,50 × 0,30 cm, com furo centralizado de 19 cm de diâmetro por onde eram inseridos os tubos), onde as plantas foram colocadas individualmente. Antes de colocar a parte aérea da planta da planta na câmara de acrílico, o solo dos vasos foi selado com papel alumínio, garantindo a circulação de ar em seu interior. Após passar pelas plantas, o ar foi conduzido através de mangueiras de polietileno, reguladas por um medidor de vazão a 0,5 L min^{-1} até os braços do olfatômetro. Uma mangueira ligada na base do corpo do olfatômetro em Y foi adicionada e a bomba PVAS22 realizava o influxo de ar a 0,5 L min^{-1} para fora do sistema para garantir a circulação contínua do ar (Figura 18).

Noventa repetições de cada combinação de tratamentos foram realizadas: 1) M 8808 IPRO® vs Câmara vazia; 2) BRASMAX BÔNUS IPRO® vs Câmara vazia; e 3) M 8808 IPRO® vs BRASMAX BÔNUS IPRO®, totalizando 270 réplicas. Cada réplica foi composta por uma fêmea de *Encarsia* sp. Cada fêmea foi introduzida individualmente no olfatômetro Y, posicionado na área de liberação. Para minimizar possíveis influências na resposta do inseto, a posição dos tratamentos foi alternada a cada três bioensaios. Além disso, as plantas foram substituídas a cada seis bioensaios, evitando problemas de pseudoreplicação. O delineamento utilizado foi inteiramente casualizado com três tratamentos e 90 repetições.

O comportamento dos insetos foi registrado por 10 min com um sistema de filmagem que consiste em uma webcam 4K UHD (EMEET SmartCam S600) instalada diretamente acima do centro da arena (olfatômetro). Os vídeos foram gravados usando o OBS Studio (*Open Broadcaster Software*) e processado usando o software de rastreamento de movimento EthoVision XT. As varáveis medidas foram: 1) Duração cumulativa (%) (proporção de tempo que o inseto passou em casa zona, permitindo uma análise percentual do comportamento exploratório em relação às zonas do olfatômetro); 2) velocidade média (cm s^{-1}) (este parâmetro fornece informações sobre a intensidade do movimento em resposta a estímulos olfativos e

permite inferir o grau de atividade no olfatômetro); 3) distância total percorrida (cm) (distância total percorrida em toda a arena do olfatômetro. Esta variável reflete a atividade de locomoção do inseto e pode indicar seu nível de exploração na arena); 4) ausência de movimento (proporção de tempo em que o inseto permaneceu parado na arena). Também foram gerados mapas de calor (*heatmaps*), que permitiram identificar, por meio de padrões de cores, a permanência do inseto na arena do olfatômetro Y.

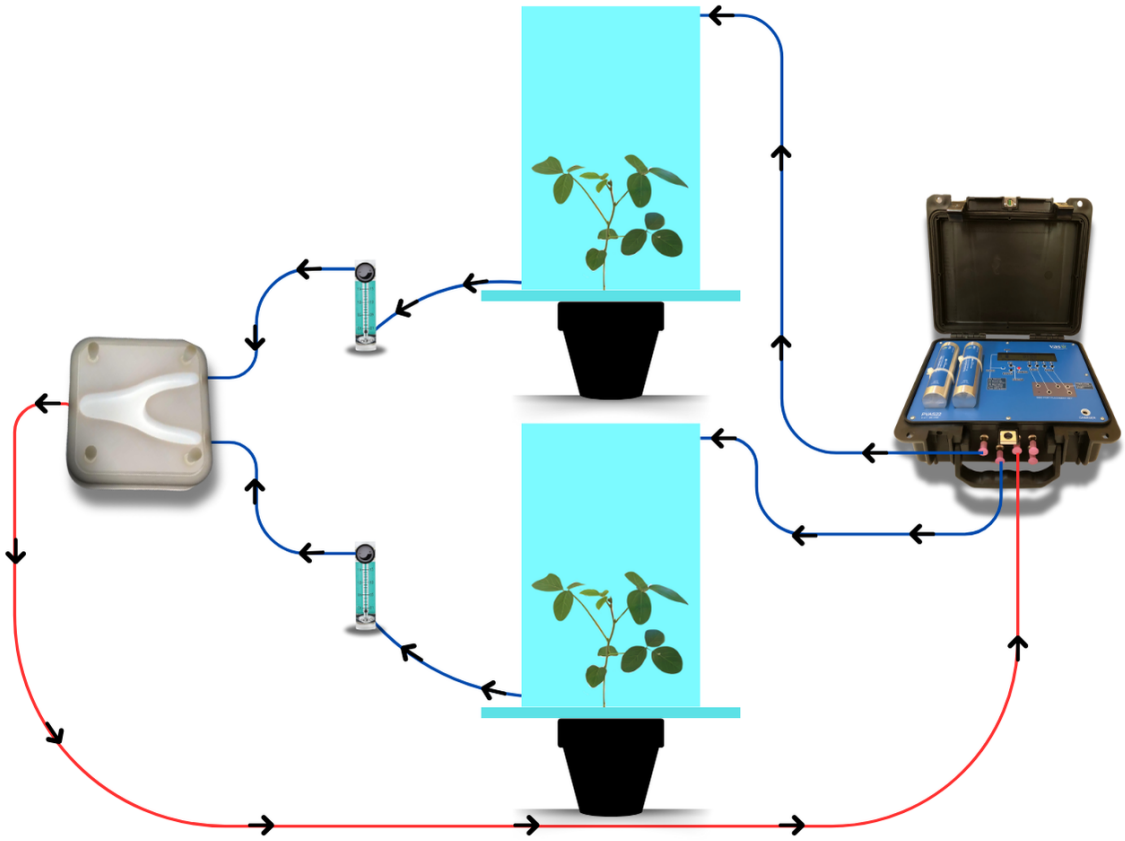


Figura 8 - Esquema do sistema olfatômetro utilizado no bioensaio. As linhas azuis indicam as mangueiras que transportam o ar purificado para as câmaras que contêm as câmaras com cada tratamento, permitindo a coleta de voláteis. O fluxo de ar então segue para o olfatômetro em Y, onde o comportamento do parasitoide é avaliado. A linha vermelha representa o fluxo de ar removido do olfatômetro em Y, garantindo a circulação contínua dentro do sistema. A bomba (à direita) purifica e controla o fluxo de ar.

6.2.6 Coleta dos compostos voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*

Foram estabelecidos seis tratamentos experimentais, combinando as mesmas cultivares de soja do bioensaio anterior, a infestação por *B. tabaci* e a exposição a *Encarsia* sp. (Tabela 4).

Tabela 4 - Tratamentos utilizados na coleta de compostos voláteis orgânicos.

Numeração	Tratamentos	NB	NE
T1	cv. BÔNUS IPRO®	0	0
T2	cv. BÔNUS IPRO® + *B. tabaci*	100	0
T3	cv. BÔNUS IPRO® + *B. tabaci* + *Encarsia* sp.	100	10
T4	cv. M 8808 IPRO®	0	0
T5	cv. M 8808 IPRO® + *B. tabaci*	100	0
T6	cv. M 8808 IPRO® + *B. tabaci* + *Encarsia* sp.	100	10

NB = número de *B. tabaci*; NE= número de fêmeas *Encarsia* sp.

Cada tratamento foi conduzido em triplicata, totalizando 18 unidades amostrais. As plantas foram previamente infestadas com *B. tabaci* por 12 dias (T2, T3, T5 e T6), e, nos tratamentos que incluíram *Encarsia* sp. (T3 e T6), os parasitoides foram introduzidos por um período adicional de 48 h. Para fins de controle foram coletados voláteis emitidos pelas câmaras plásticas vazias e de cada inseto separadamente (500 indivíduos em ambos).

A coleta dos voláteis foi realizada por 24 h utilizando sistema de fluxo contínuo de ar (PVAS22, *Volatile Assay Systems*, Rensselaer, NY, EUA) a 1,0 L/ min. O ar filtrado foi direcionado para câmaras plásticas (35 cm de diâmetro x 50 cm de altura), contendo as plantas, e posteriormente os compostos foram adsorvidos em filtros (HayeSep®) (Figura 19).

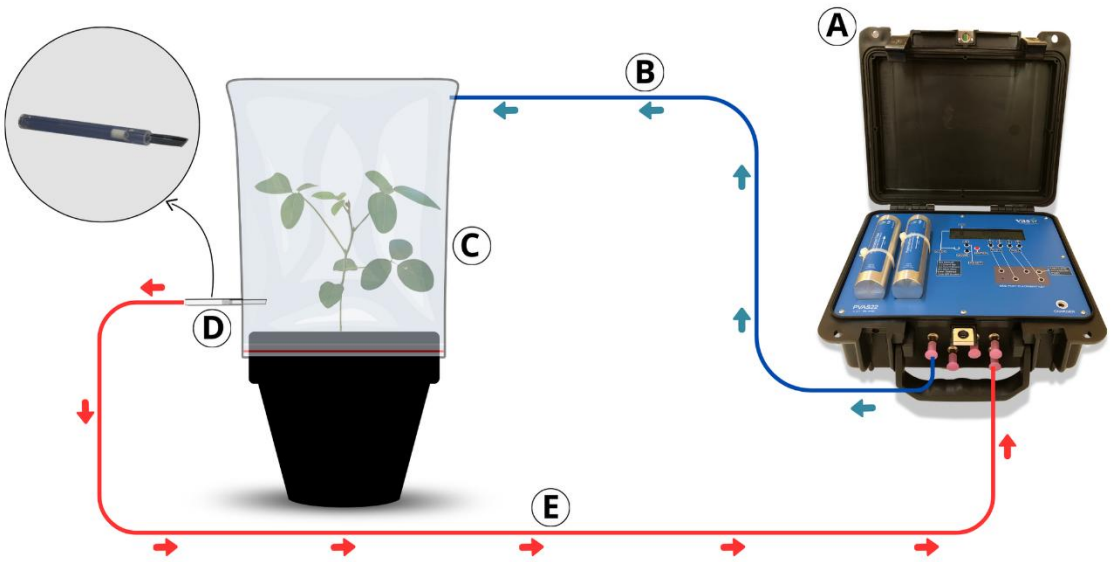


Figura 19 - Sistema de coleta de compostos voláteis: A) bomba de ar PVAS22; B) tubo de PTFE para entrada de ar filtrado; C) planta acondicionada em câmara plástica; D) filtro de HayeSep®; E) tubo de saída com sucção.

Após a coleta, os adsorventes foram armazenados a – 20 ºC até a análise. As amostras foram eluidas em hexano e analisadas em cromatógrafo a gás acoplado a espectômetro de massas (GC-MS, modelo TRACE GC Ultra – TSQ Quantum XLS, Thermo Scientific). As condições da análise foram: injeção de 1,0 µL em modo split (1:7), temperatura do injetor a 260 ºC, coluna capilar SLB- 5ms (60 m × 0,25 mm × 0,25 µm). O gás de arraste utilizado foi o hélio em fluxo constante de 1,5 mL min^{-1}. Os espectrômetros de massa operaram por ionização por impacto de elétrons a 70 eV.

Os compostos das amostras foram identificados por comparação de seus espectros de massa com os espectros de padrões contidos na biblioteca NIST 2.0 (*National Institute of Standards and Technology*, disponível em: https://webbook.nist.gov/), utilizando o software Xcalibur v.2.1 (Thermo Scientific), considerando índice de similaridade (RSI) superior a 70% para identificação dos compostos. A integralização dos picos foi conduzida com base no íon característico (*m/z*) de cada composto. Após a normalização, os valores de área relativa foram utilizados como variáveis nas análises.

6.2.7 Bioensaio do comportamento de forrageamento de *Encarsia* sp. em cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1

Cultivares de soja do bioensaio anterior foram utilizadas para avaliar o comportamento de forrageio de *Encarsia* sp. As plantas foram infestadas com 50 indivíduos não sexados de *B. tabaci*, utilizando gaiolas de *voil* (13 cm de largura x 13 cm de comprimento) em duas folhas de cada planta. Após 24 horas, os adultos de *B. tabaci* foram removidos. Doze dias após a infestação, quando as ninfas atingiram 3º instar, as folhas foram cortadas em discos de 1 cm de diâmetro. Os discos foliares foram fixados em placas de plástico (arenas) medindo 3,5 cm de diâmetro e 1 cm de altura, preenchidas com ágar 2% para evitar o murchamento dos discos foliares. Para registrar o comportamento de forrageamento, uma fêmea de *Encarsia* sp. foi colocada na arena contendo disco foliar com ninfas de *B. tabaci* (Figura 20).

O comportamento foi capturado usando uma webcam 4K UHD (EMEET SmartCam S600). Os vídeos foram gravados usando o software OBS Studio. A gravação foi iniciada assim que o parasitoide se posicionou no disco foliar e começou a se mover, e foi interrompida quando o inseto deixava o disco foliar por mais de 30 s. O bioensaio teve 20 repetições para cada cultivar de soja, totalizando 40 unidades experimentais. O delineamento utilizado foi inteiramente casualizado, com dois tratamentos e vinte repetições.

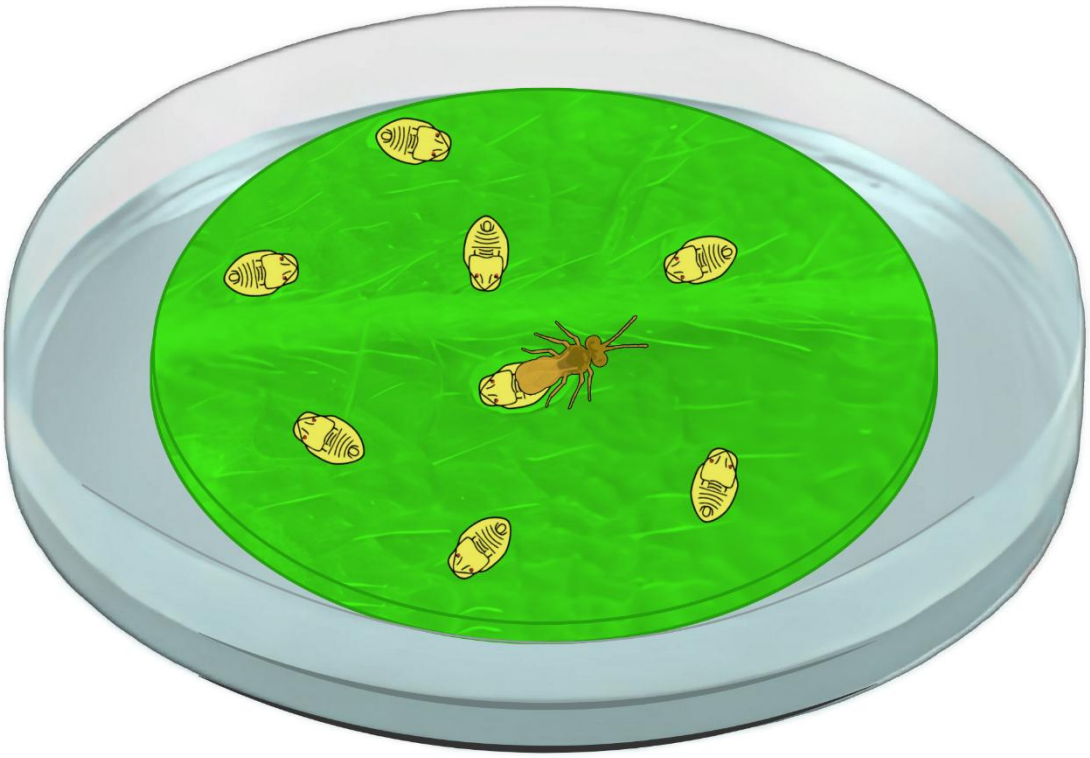


Figura 20 - Ilustração da arena contendo um disco foliar de soja infestado com ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1. No centro uma representação da fêmea de *Encarsia* sp.

Com base nas observações, foi elaborada uma lista de comportamentos de forrageamento de *Encarsia* sp. Foi utilizado o procedimento descrito por Ramirez-Romero *et al*. (2012) e Velasco- Hernández *et al*. (2013) para analisar as sequências comportamentais (Tabela 5). Os resultados das sequências comportamentais do parasitoide em diferentes cultivares de soja foram representados graficamente por meio de etogramas.

Tabela 5 - Tabela de comportamentos de *Encarsia* sp. analisados durante forrageamento em diferentes cultivares de soja sob infestação de *Bemisia tabaci.*

Evento	Descrição
Andar	O parasitoide se move na superfície do disco foliar.
Parar	O parasitoide permanece imóvel.
Esfregar	Limpeza de qualquer parte do corpo, incluindo esfregar as antenas, os ovipositores ou asas.
Antenação	O parasitoide toca as ninfas com suas antenas.
Tarsar	O parasitoide toca a ninfa com o tarso.
Limpar	O parasitoide esfrega seu ovipositor na superfície da folha.
Atacar	O parasitoide insere o ovipositor dentro da ninfa.

6.2.8 Análise Estatística

Os dados do bioensaio do olfatômetro foram submetidos ao teste de Modelo Linear Generalizado (GLM) para verificar o ajuste às diferentes distribuições, de acordo com a natureza da variável resposta. Quando não houve ajuste do modelo, testes não paramétricos foram adotados. As comparações entre zonas foram realizadas o teste de Wilcoxon, enquanto o teste de Kruskal-Wallis avaliou as diferenças entre os tratamentos e as médias pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni ($p< 0,05$). Mapas de calor foram gerados usando o programa Ethovision, que sobrepõe 45 réplicas de cada tratamento. Uma escala de cores foi criada: zonas onde o inseto permaneceu mais tempo em tons de vermelho e zonas onde o inseto passou menor tempo em tons de azul.

Para os compostos voláteis, os dados corrigidos das áreas relativas foram analisados por métodos multivariados para caracterizar os padrões de emissão entre os tratamentos. A Análise de Componentes Principais (PCA) foi utilizada para reduzir a dimensionalidade da matriz e destacar os compostos mais relevantes na variabilidade entre cultivares e condições bióticas. Também foi realizado agrupamento hierárquico (dendrograma), empregando distância euclidiana e ligação completa, a fim de avaliar a proximidade entre os perfis químicos.

No bioensaio de comportamento de forrageamento, foi realizado para identificar transições comportamentais significativas dentro de cada cultivar e entre os cultivares. As comparações entre transições comportamentais foram realizadas por meio do teste de Kruskal-Wallis. As médias foram comparadas pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni ($p< 0,05$). o teste de Wilcoxon, avaliou a diferença dos comportamentos entre tratamentos.

Todas as análises estatísticas foram realizadas no software R v. 4.3.2 (R Core Team, 2024). Todos os gráficos foram elaborados no software SigmaPlot 14.0. (SystatSoftware Inc.).

6.3 Resultados

6.3.1 Comportamento de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* usando sistema de olfatômetro

A análise da duração cumulativa (%) da permanência de *Encarsia* sp. em diferentes zonas do olfatômetro revelou respostas espaciais semelhantes nos tratamentos avaliados (Figura 15). Nos bioensaios comparando a cultivar M 8808 com a câmara vazia (Figura 15a-c), os parasitoides demonstraram uma preferência significativa pela zona central (CP) (representada

pela cor amarela; 78,9%), em comparação com a câmara vazia (vermelha; 7,3%) e a zona M 8808 (verde; 5,9%), conforme indicado pelos asteriscos (*, $p< 0,05$). Da mesma forma, na comparação entre a cultivar Bônus e a câmara vazia (Figura 21d-f).

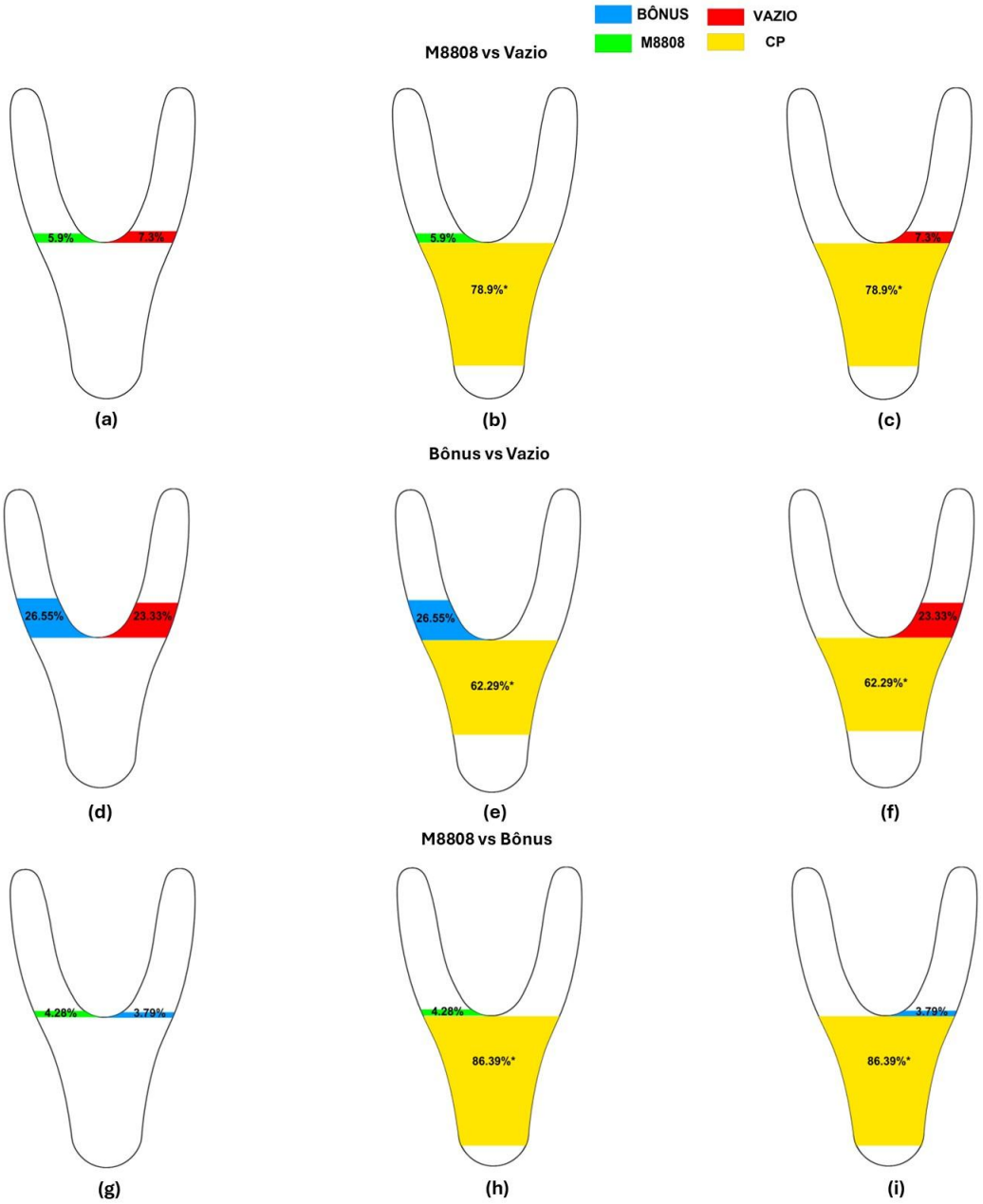


Figura 21 - Duração cumulativa (%) da permanência de *Encarsia* sp. em diferentes zonas do olfatômetro em Y conectado a câmaras contendo cultivares de soja infestadas por *Bemisia tabaci* MEAM1. Três combinações foram avaliadas: M 8808 vs. Vazio (a-c), Bônus vs. Vazio (d-f) e M 8808 vs. Bônus (g-1). As cores representam as diferentes zonas da arena: azul, braço com cultivar Bônus; verde, braço com a cultivar M 8808; vermelho, braço vazio; amarelo, centro da arena (CP). Os valores marcados com um asterisco (*) indicam diferenças significativas pelo teste de Wilcoxon ($p< 0,05$).

A duração cumulativa (%) do tempo de permanência de *Encarsia* sp. diferiu significativamente quando comparado às diferentes zonas entre os tratamentos (Figura 22). No centro do Y (CP) (Figura 22a), *Encarsia* sp. permaneceu por mais tempo em M8808 vs. Bônus (86,39%) do que em Bônus vs. Vazio (78,95%) e M8808 vs. Vazio (62,29%). Na zona A (Figure 22b), a permanência foi maior em Bônus vs. Vazio (26,55%). Na zona B (Figure 22c), Bônus vs. Vazio (23,33%) diferiu de M8808 vs. Bônus (3,79%). Esses resultados indicam que os voláteis das cultivares avaliadas influenciam o comportamento de *Encarsia* sp., favorecendo sua permanência na presença da cultivar Bônus infestada por *B. tabaci*.

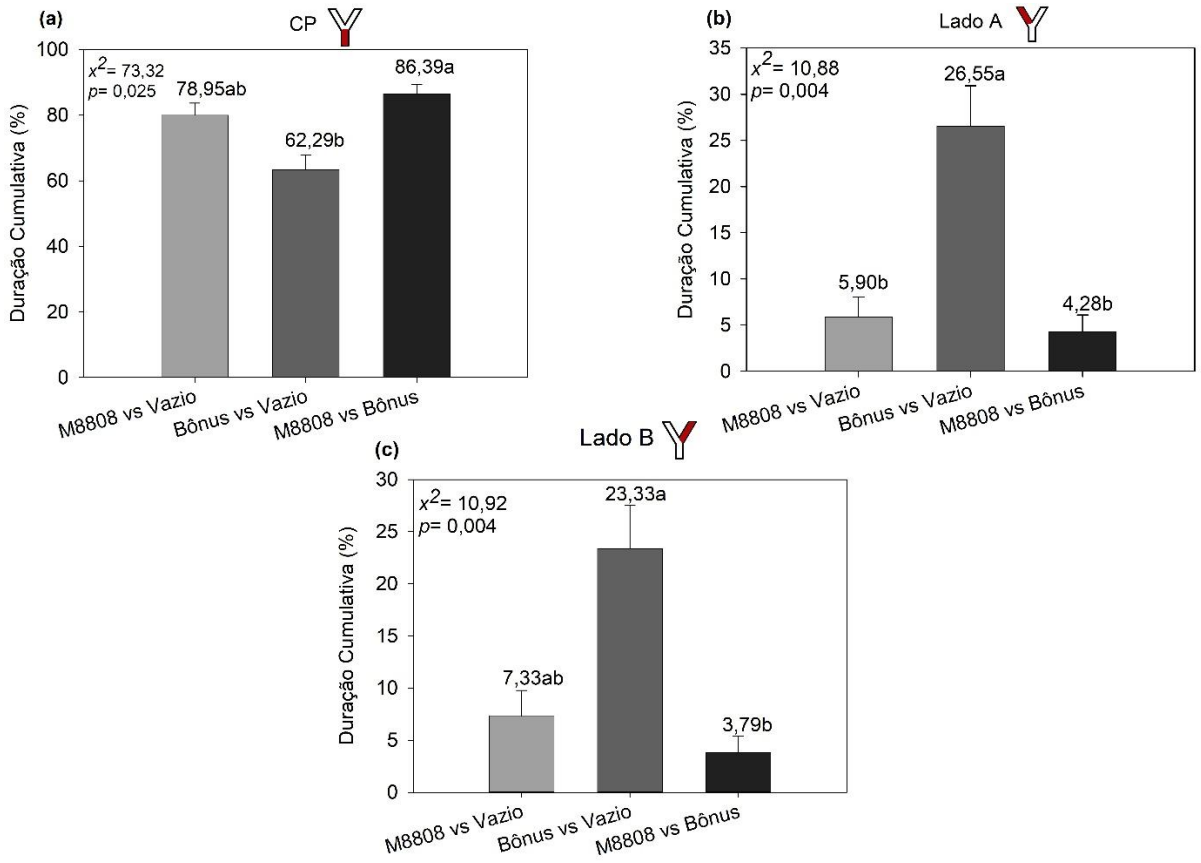


Figura 22 - Duração cumulativa (%) do tempo de residência de *Encarsia* sp. em resposta a voláteis emitidos por diferentes cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci* MEAM1, avaliada em olfatômetro. A análises comparam os tratamentos M 8808 vs. Vazio, Bônus vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus nas seguintes zonas do olfatômetro: (a) tempo de residência na zona central (CP); (b) tempo de residência na zona A do olfatômetro; (c) tempo de residência na zona B do olfatômetro. Letras iguais indicam que os tratamentos não diferiram estatisticamente entre si pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni (p< 0,05).

Os *heatmaps* obtidos pelo rastreamento do parasitoide no olfatômetro evidenciam diferenças na permanência dos indivíduos entre os tratamentos (Figura 23). Na comparação

entre a cultivar M 8808 infestada com *B. tabaci* e a câmara vazia (Figura 23a), observou-se uma distribuição dispersa do parasitoide, com maior permanência na região inferior e alguns pontos na extremidade superior do lado B, sugerindo uma preferência pela câmara vazia. Na comparação entre a cultivar infestada Bônus e câmara vazia (Figura 23b), houve maior permanência do parasitoide na bifurcação em direção a cultivar infestada. Ao comparar as cultivares M 8808 e Bônus infestadas (Figura 23c), houve maior permanência do parasitoide na região CP do olfatômetro, sugerindo a não atratividade de *Encarsia* sp. para nenhuma das cultivares.

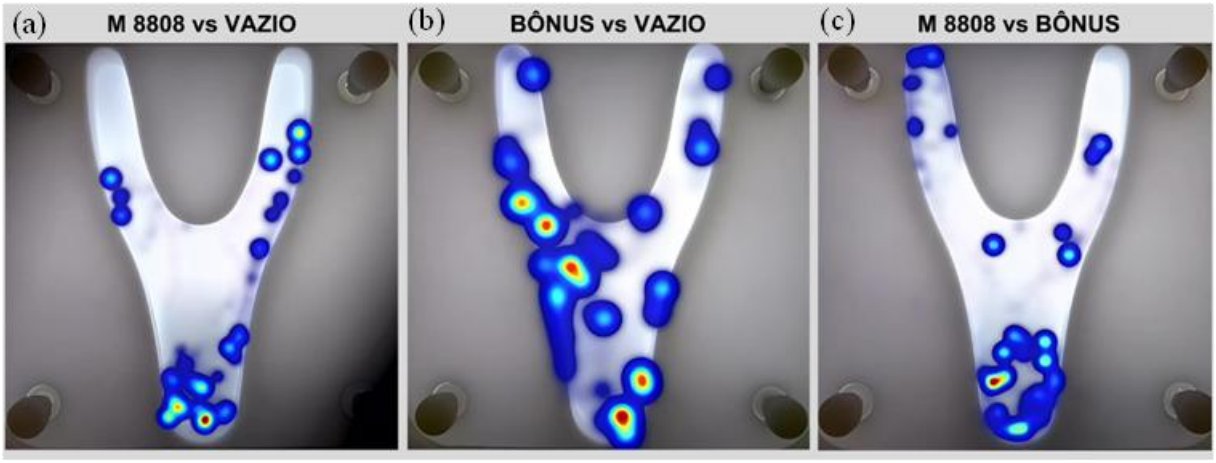


Figura 23 - *Heatmap* da permanência de *Encarsia* sp. em olfatômetro em Y em três comparações: (a), cultivar de soja M 8808 infestada com *Bemisia tabaci* vs. Vazio; (b), cultivar Bônus infestada com *Bemisia tabaci* vs. Vazio; (c), M 8808 vs. Bônus. A cor de um pixel representa o tempo total que a *Encarisa* sp. permaneceu naquela zona, com uma escala de cor que vai do vermelho ao azul, sendo do maior período de permanência para o menor período, respectivamente. Os *heatmaps* foram gerados usando o programa EthoVision.

A velocidade média de movimento de *Encarsia* sp. (Figura 24a) foi significativamente maior nos tratamentos M 8808 vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus em comparação com Bônus vs. Vazio. A distância total percorrida (Figura 124b) foi maior no tratamento Bônus vs. Vazio em comparação com os demais tratamentos que não diferiram entre si. Em relação a ausência de movimento (Figura 24c), M 8808 vs. Vazio proporcionou maior tempo do parasitoide estável, seguido por Bônus vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus. Esses resultados indicam que os voláteis influenciaram principalmente na distância total percorrida e na ausência de movimento, demonstrando diferentes respostas comportamentais em relação aos tratamentos avaliados.

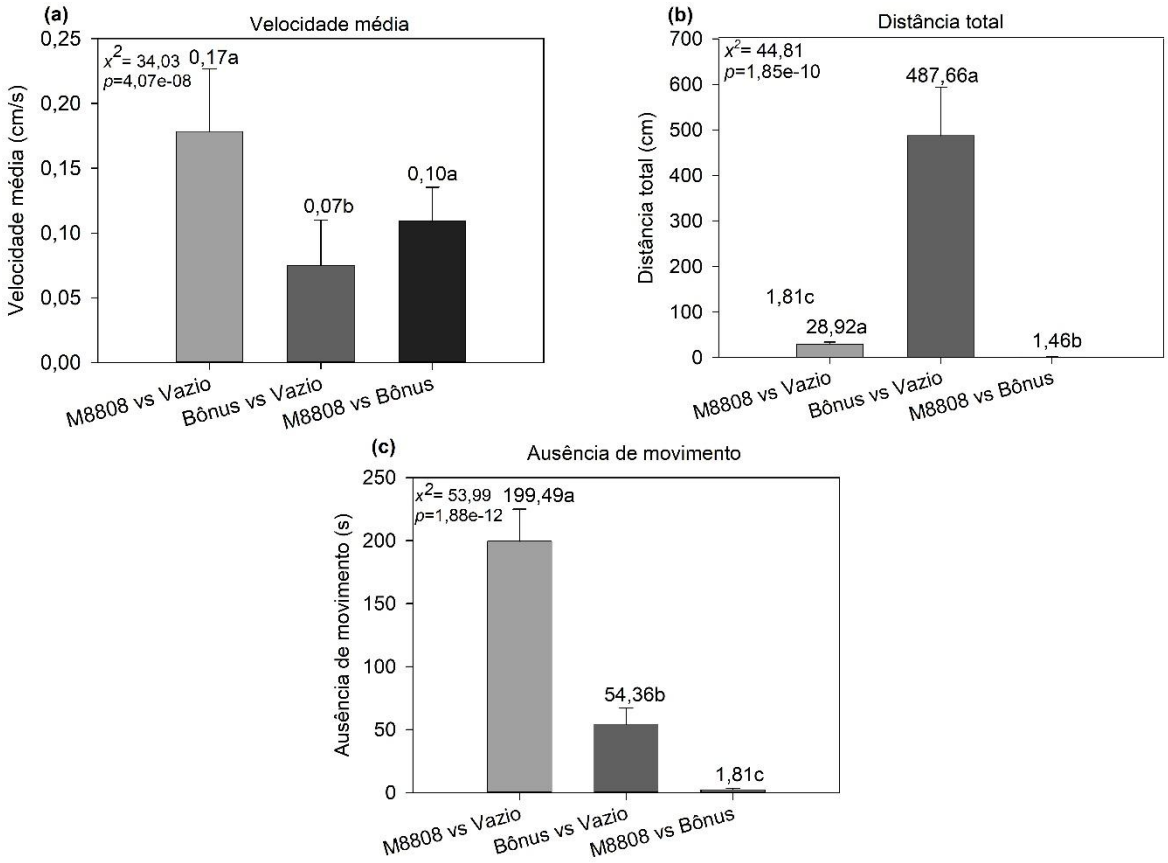


Figura 24 - Parâmetros de deslocamento de *Encarsia* sp. em olfatômetro contendo diferentes tratamentos: M 8808 vs. Vazio, Bônus vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus. (a) velocidade média de deslocamento (cm/s), (b) distância total percorrida (cm) e (c) tempo sem movimento (s). Letras iguais indicam que os tratamentos não diferem estatisticamente pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni (p< 0,05).

6.3.2 Compostos voláteis de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*

Foram identificados sete compostos voláteis em amostras coletadas ao longo de 24 h de plantas de soja intactas, infestadas por *B. tabaci* e com exposição a interação herbívoro-parasitoide (Tabela 6).

A análise de agrupamento hierárquico (dendrograma) revelou uma clara distinção entre os tratamentos avaliados, evidenciando a consistência das emissões de compostos voláteis em cada grupo (Figura 25). Observou-se que a cultivar M 8808 IPRO® formou um agrupamento isolado, com perfil químico marcadamente distinto dos demais tratamentos. Já o tratamento BÔNUS IPRO® + *B. tabaci* apresentou maior similaridade entre suas repetições, o que reflete homogeneidade na emissão de voláteis sob herbivoria. Por outro lado, a combinação BÔNUS IPRO® + *B. tabaci* + *Encarsia* sp. ficou distante em relação ao grupo apenas infestado e próxima ao agrupamento de amostras de M8808 + *B. tabaci* e M8808 + *B. tabaci* + *Encarsia*, sugerindo

que a presença do parasitoide induziu modificações adicionais na emissão de compostos, configurando uma resposta tritrófica da planta.

Tabela 6 - Compostos voláteis emitidos por cultivares de soja intactos, infestados com *Bemisia tabaci* MEAM1 e expostas a interação *B. tabaci* e *Encarsia* sp.

Composto	Tempo de Retenção (min)	m/z	Índice de Similaridade (%)*
Butane, 2-methyl-	6,64	57	72,56
Morpholine	6,83	87	86,44
Phenol, 2-methyl-6-(2-propenyl)-	12,48	133	71,8
Acetonitrile, hydroxy-	14,63	56	71,23
Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	15,19	191	93,11
1H-Tetrazole	15,61	70	78,27
Methane, isocyanato-	15,74	57	73,84

* Comparação dos espectros de massa de cada composto com os espectros de padrões contidos na biblioteca NIST 2.0 (National Institute of Standards and Technology, disponível em: https://webbook.nist.gov/).

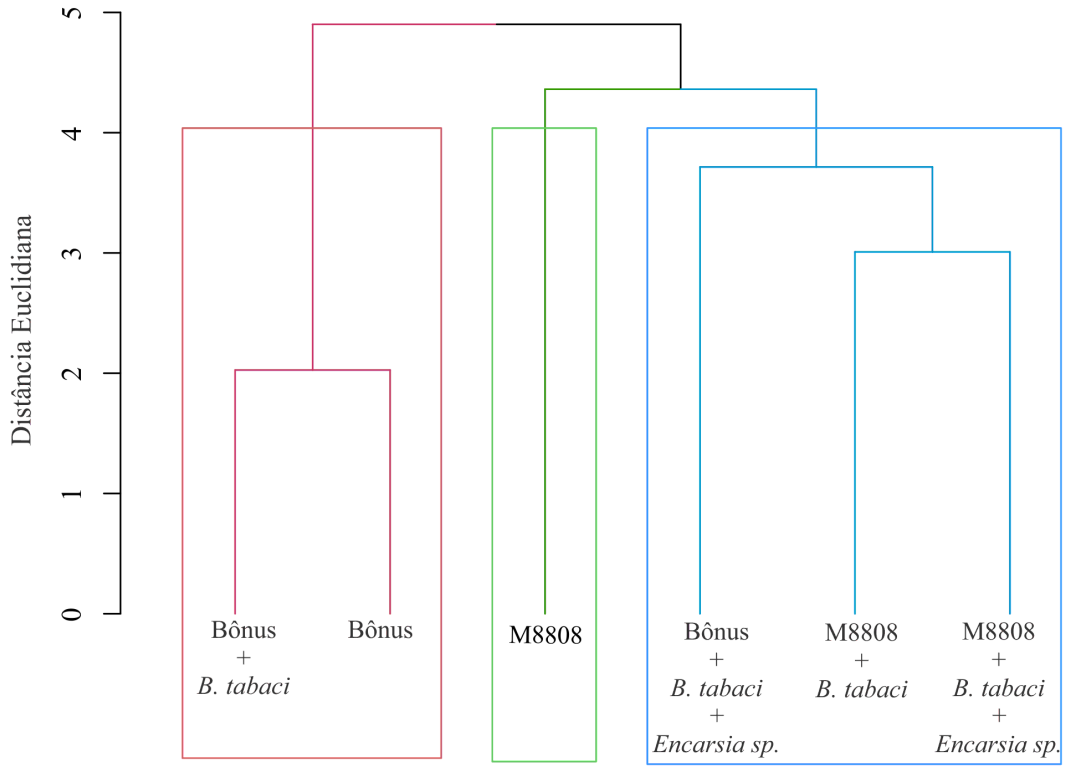


Figura 25 - Dendrograma de agrupamento hierárquico dos perfis de compostos voláteis emitidos por cultivares de soja (Bônus e M 8808) sob diferentes condições de interação biótica com *Bemisia tabaci* MEAM1 e *Encarsia* sp.. A análise foi realizada utilizando distância euclidiana como medida de dissimilaridade e método de ligação completa.

Esses padrões também foram evidenciados na análise de componentes principais (PCA) (Figura 26). O primeiro componente principal (PC1) explicou a maior parte da variação e separou M 8808 IPRO® dos demais tratamentos, indicando que esse cultivar possui um conjunto próprio de marcadores voláteis. Entre os compostos que mais contribuíram para essa diferenciação destacam-se o *butane, 2-methyl-* e *morpholine*, sugerindo um metabolismo diferenciado na ativação de rotas químicas de defesa. O segundo componente (PC2) explicou a variação associada principalmente à presença de *Encarsia* sp. nas plantas de Bônus, que resultou em maior emissão de compostos fenólicos, especialmente o *phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-*, além de aumento na produção de *1H-tetrazole*, indicando alteração significativa no perfil defensivo da planta frente à interação tritrófica. Nos tratamentos BÔNUS IPRO® + *B. tabaci* e Bônus, o marcador predominante foi o composto derivado de fenol (*phenol, 2-methyl-6-(2-propenyl)-*), refletindo a resposta primária da planta à herbivoria.

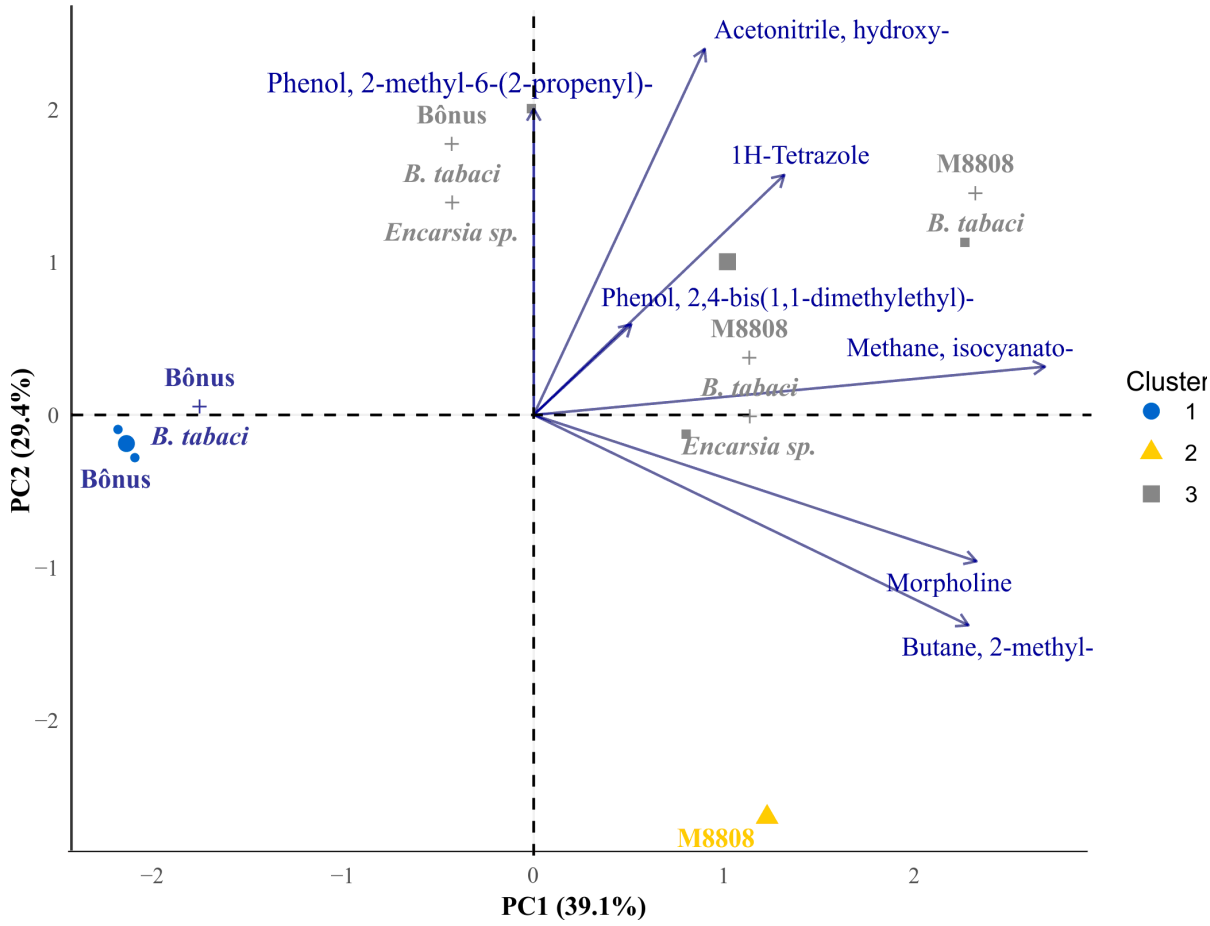


Figura 26 - Gráfico biplot para as componentes 1 e 2 da Análise de Componentes Principais (PCA) dos compostos voláteis emitidos por cultivares de soja (Bônus e M 8808) sob diferentes condições de interação biótica com *Bemisia tabaci* MEAM1 e *Encarsia* sp. Os eixos PC1 (39,1%) e PC2 (24,9%) representam a variação explicada. As setas indicam a contribuição dos compostos individuais e as cores/ formas representam os agrupamentos identificados (Clusters 1, 2 e 3).

6.3.3 Comportamento de forrageamento de *Encarsia* sp. em cultivares de soja sob herbivoria de *Bemisia tabaci*

A análise das transições comportamentais de *Encarsia* sp. ao forragear os discos foliares das cultivares de soja Bônus e M 8808 revelou padrões comportamentais distintos (Figura 27). Os comportamentos mais frequentes para ambas as cultivares foram andar, limpar e parar. No entanto, a frequência e a transição entre esses estados variaram entre os tratamentos. O comportamento de caminhar no tratamento da cultivar Bônus (Figura 27a) apresentou alta conectividade, com transições frequentes para parar, limpar e antenação. Além disso, observou-se maior diversificação nas transições comportamentais, incluindo interações com tarsar, comportamento de esfregar e atacar, sugerindo maior exploração do substrato.

Na cultivar M 8808 (Figura 27b), o comportamento de andar foi o mais frequente, mas com menos transições ocorrendo. A interações foram predominantemente direcionadas para parar, limpar e esfregar, sugerindo uma exploração do substrato mais direta e menos variada do que na cultivar Bônus. A transição antenar e atacar não foi expressiva, indicando diferenças na atratividade e na resposta comportamental ao substrato.

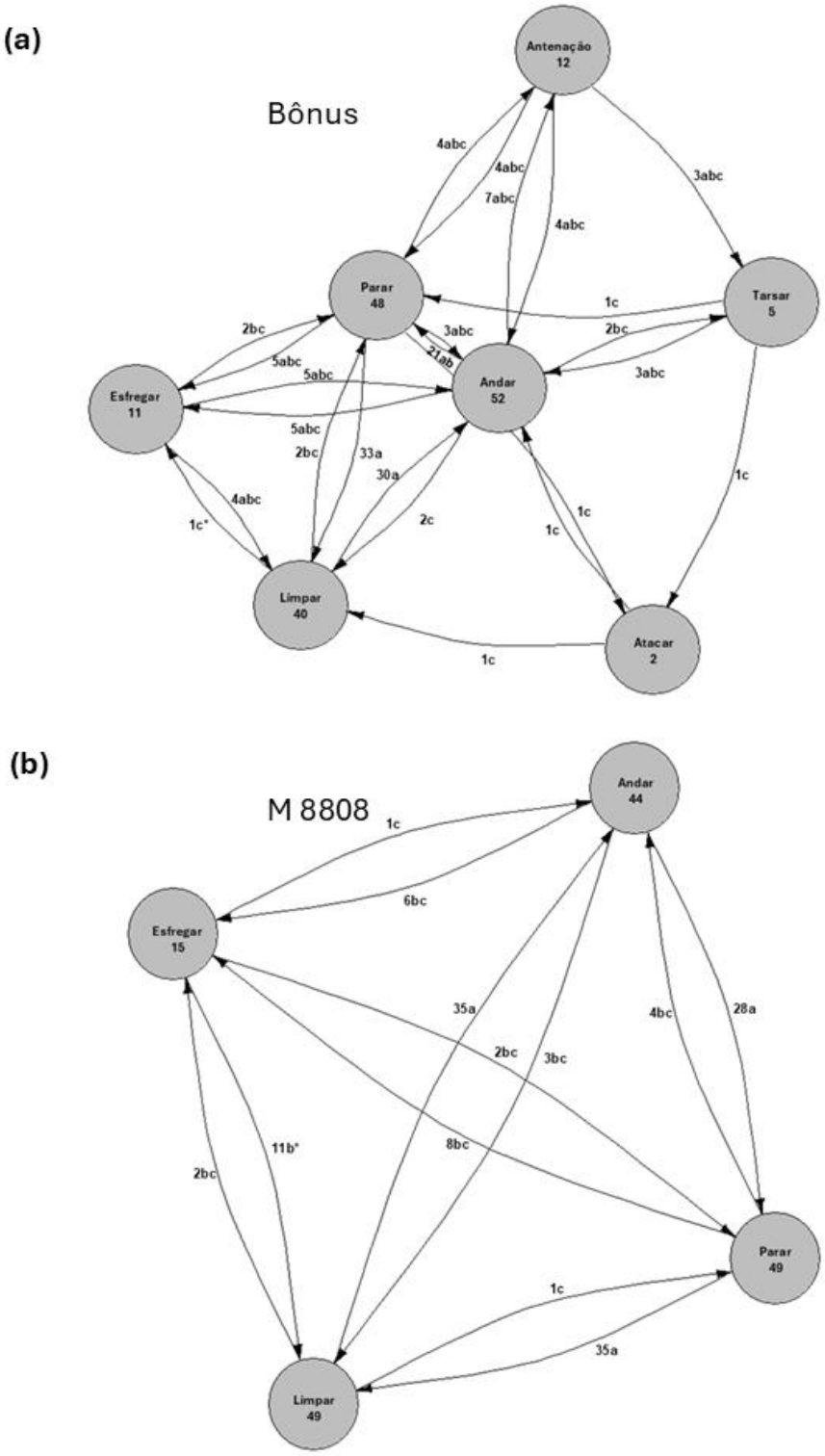


Figura 27 - Etogramas representando as transições comportamentais de *Encarsia* sp. ao forragear discos foliares de cultivares de soja Bônus (a) e M 8808 (b) infestadas com ninfas de *Bemisia tabaci* MEAM1. Os nós representam comportamentos distintos, enquanto as setas indicam a transição entre eles. Os números ao lado das setas correspondem à frequência das transições observadas. Letras iguais indicam que as transições não diferem estatisticamente pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni ($p< 0,05$). Asteriscos (*) indicam diferenças significativas entre os tratamentos pelo teste de Kruska-Wallis.

6.4 Discussão

Inimigos naturais localizam seus hospedeiros por meio de três sequências de forrageamento envolvendo localização de habitat e seleção de hospedeiro, principalmente usando combinações de sinais químicos de longo alcance, curto alcance e contato (Fatouros *et al*., 2008). De acordo com os resultados obtidos, observa-se que a resistência de cultivares de soja modula o comportamento de forrageamento de *Encarsia* sp. de forma dependente da escala espacial. Embora os voláteis induzidos pela herbivoria de *B. tabaci* MEAM1 não tenham promovido uma atração direcional clara do parasitoide em ensaios de olfatômetro em Y, diferenças cultivar-dependentes tornaram-se evidentes em bioensaios de curta distância (Figura 28). O tempo gasto pelo parasitoide no centro da arena Y foi significativamente maior do que nos braços ao comparar as zonas dentro dos tratamentos. No entanto, os resultados do tempo gasto por *Encarsia* sp. entre os tratamentos e os mapas de calor mostram uma tendência do inseto em direção à cultivar Bônus.

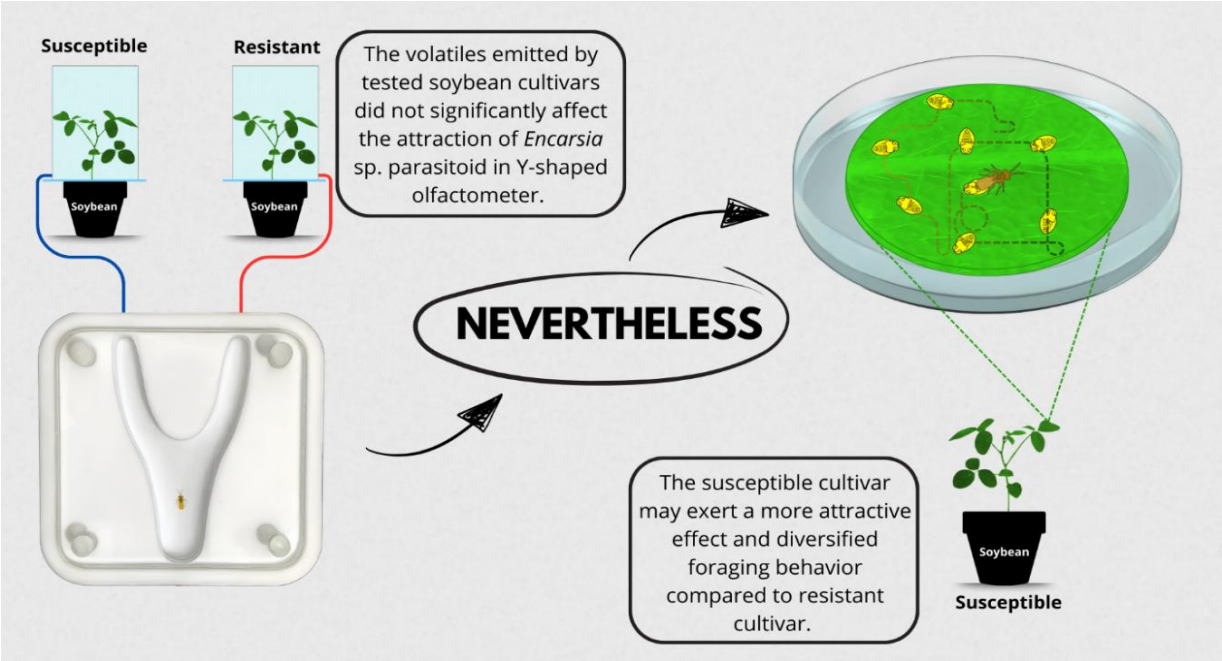


Figura 28 - Modelo conceitual do efeito da resistência de cultivares de soja à *Bemisia tabaci* MEAM1 sobre a resposta comportamental de *Encarsia* sp. em diferentes escalas espaciais.

A ausência de uma resposta direcionada pelo olfatômetro sugere que *Encarsia* sp. pode não utilizar pistas associadas às ninfas de *B. tabaci* para guiar sua busca pelo hospedeiro. Esses resultados são semelhantes aos estudos de Chen *et al*. (2020), que demonstraram que os voláteis induzidos pela infestação de *B. tabaci* em plantas de tomate não atraíram *E. formosa* para as

ninfas, mas sim para adultos de mosca-branca. Os resultados indicam que os parasitoides podem depender de mais pistas químicas emitidas por adultos para localizar seus hospedeiros. Ao mesmo tempo, as ninfas possivelmente não geram estímulos químicos suficientemente distintos para atrair parasitoides a longas distâncias. A presença de outros estressores vegetais, como vírus fitopatógenos, também pode interferir e amplificar a produção de voláteis atrativos para *Encarsia* sp. (Pan *et al*., 2013; Liu *et al*., 2014; Liu *et al*., 2018).

Encarsia sp. apresentou maior velocidade média de deslocamento nos tratamentos M 8808 vs. Vazio e M 8808 vs. Bônus, enquanto a distância percorrida mais significativa foi observada no tratamento Bônus vs. Vazio. Esses resultados indicam que a cultivar Bônus pode proporcionar um ambiente mais explorado pelo parasitoide, enquanto M 8808 pode levar a um comportamento mais cauteloso ou menos exploratório. No entanto, os resultados do experimento de forrageamento no disco foliar demonstraram que *Encarsia* sp. ajusta seu comportamento de forrageamento de acordo com a cultivar, especialmente na diversidade de transições comportamentais e exploração do substrato. No forrageamento da cultivar Bônus, houve maior diversidade de comportamento e transições. O parasitoide apresentou maior frequência de antenação e ataque, sugerindo maior nível de exploração e interação com o substrato. Na cultivar M 8808, as transições comportamentais foram mais restritas, com predominância de andar, limpar e parar e menos interações exploratórias. Isso pode indicar menos estímulo químico ou físico para parasitoides, resultando em exploração menos ativa.

O comportamento diferenciado de *Encarsia* sp. em diferentes cultivares pode estar associado à morfologia e a composição química. Estudos anteriores demonstraram que a cultivar M 8808 pode apresentar compostos constitutivos que reduzem a aceitação da ninfa de *B. tabaci* na folha, ocasionado ninfas malformadas e inviáveis, e consequentemente, baixa infestação (Rodrigues *et al*., 2021; Silva *et al*., 2023). Estudos como os de Katono *et al*. (2022) e Arikan *et al*. (2024) demonstram que parasitoides do gênero *Encarsia* são mais ativos no parasitismo quanto maior a densidade de ninfas de *B. tabaci*. Além disso, características físicas da planta, como densidade de tricomas e textura foliar, podem influenciar a eficiência do parasitoide na busca pelo hospedeiro (Ayelo *et al*., 2021).

Na identificação dos COVs, a M 8808 destacou-se pela emissão acentuada de compostos nitrogenados e derivados de isocianatos, que o distanciaram dos demais grupos. Já Bônus apresentou perfis distintos dependendo do fator biótico associado: sob herbivoria exclusiva de *B. tabaci,* predominou a emissão de fénois, enquanto na presença de *Encarsia* sp. a planta modulou seu perfil químico, ampliando a diversidade de compostos produzidos. Esse padrão sugere que a interação tritróficas desencadeia respostas mais complexas (Turlings; Erb, 2018).

Assim, a integração do dendrograma e da PCA reforça que a emissão de voláteis não apenas diferencia os cultivares analisados, mas também é modulada pela presença de herbívoros e inimigos naturais, configurando um cenário dinâmico de defesa química. Esses resultados evidenciam a importância dos compostos *Methane, isocyanato-, Morpholine, Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-, Phenol, 2-methyl-6-(2-propenyl)-,* e *1H-Tetrazole* como potenciais marcadores químicos associados a interação soja-*B. tabaci* MEAM- *Encarsia* sp. (Wang *et al*., 2024; Chen *et al*., 2025).

No bioensaio do forrageamento de *Encarsia* sp. nos discos foliares, observou-se que a cultivar Bônus continha maior quantidade de *honeydew*, uma substância açucarada produzida durante a alimentação de ninfas de *B. tabaci.* O *honeydew* provavelmente contribuiu para o comportamento mais ativo de *Encarsia* sp., uma vez que os compostos voláteis do *honeydew* são potencialmente atrativos para o parasitoide (Ayelo *et al*., 2022).

Os dados evidenciaram que o parasitoide não apresentou busca ativa na cultivar M 8808, uma cultivar reconhecida por ser resistente à *B. tabaci* (Rodrigues *et al*., 2021). Portanto, desenvolver e testar cultivares com maior resistência à herbivoria de inseto-praga é fundamental para avaliar se essas tecnologias são compatíveis com o papel funcional dos inimigos naturais (Riddick; Simmons, 2014).

Como o comportamento do parasitoide pode ser modulado pela cultivar, as estratégias de controle biológico devem considerar o impacto das características químicas e físicas das plantas hospedeiras na eficiência de forrageamento e no parasitismo de *Encarsia* sp. Outra abordagem relevante seria investigar o uso de voláteis sintéticos ou estímulo químicos derivados de adultos de *B. tabaci* para aumentar a atração de *Encarsia* sp. no campo. Estudos indicam que a sinergia entre os sinais químicos do herbívoro e da planta pode ser fundamental para a atração de parasitoides (Liu *et al*., 2019).

Estudos futuros devem avaliar se compostos específicos emitidos por adultos podem ser usados para aumentar a retenção e a eficiência de *Encarsia* sp. em sistemas agrícolas. Experimentos em condições de campo também são essenciais para avaliar se os padrões comportamentais registrados em laboratório são mantidos em um ambiente agrícola real e se a mistura de compostos voláteis identificadas permanecerá a mesma, pois múltiplos fatores ecológicos podem afetar a tomada de decisão do parasitoide (Rusch *et al*., 2016; De Rijk *et al*., 2016; Ponzio *et al*., 2016).

Portanto, é importante considerar que diferentes espécies ou populações dentro do gênero *Encarsia* podem apresentar variações marcantes nas plantas hospedeiras, na sensibilidade a voláteis e no comportamento de forrageamento (Liu *et al*., 2014; Chen *et al*.,

2020; Saranya; Kennedy, 2022). Essa diversidade pode influenciar diretamente a eficiência do parasitismo e, consequentemente, o sucesso de estratégias de controle biológico conservacionista. A recomendação para investigar novas espécies de *Encarsia* é, portanto, altamente relevante, pois pode revelar agentes com maior eficiência a estímulos químicos específicos ou melhor adaptação a ambientes de cultivo.

6.5 Conclusão

O comportamento de *Encarsia* sp. variou em função dos cultivares de soja e de seus perfis químicos, evidenciando que diferentes cultivares podem modular tanto a exploração quanto a busca do hospedeiro pelo parasitoide. Embora os voláteis emitidos por M 8808 e Bônus não tenham induzido resposta clara no olfatômetro, o bioensaio de forrageamento mostrou maior diversidade comportamental e atividade exploratória em Bônus e exploração mais restrita em M 8808.

Esses achados reforçam que a atratividade e eficiência do parasitoide não dependem apenas da infestação de *B. tabaci*, mas também da interação entre o genótipo da planta. Assim, a seleção e desenvolvimento de cultivares resistentes devem considerar sua compatibilidade com inimigos naturais de modo a potencializar o controle biológico no manejo integrado de *B. tabaci*.

REFERÊNCIAS

ALI, M. Y.; NASEEM, T.; HOLOPAINEN, J. K.; LIU, T.; ZHANG, J.; ZHANG, F. Tritrophic interactions among arthropod natural enemies, herbivores and plants considering volatile blends at different scale levels. **Cells**, v. 12, n. 2, p. 251, 2023.

ALMEIDA, M. F.; TAVARES, C. S.; ARAÚJO, E. O.; PICANÇO, M. C.; OLIVEIRA, E. E.; PEREIRA, E.J.G. Plant resistance in some modern soybean varieties may favor population growth and modify the stylet penetration of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 2, p. 970-978, 2021.

ARIKAN, B.; KARACA, M. M.; KARUT, K. Host-feeding capacity and parasitism performance of heteronomous hyperparasitoid *Encarsia lutea* Masi (Hym.: Aphelinidae) on different host plant species. **Biocontrol Science and Technology**, v. 34, n. 3, p. 257-268, 2024.

ARNEMANN, J. A.; POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; FERREIRA, D. R.; PATIAS, L. S.; BEVILAQUA, J.G.; MORO, D.; FORGIARINI, S.E.; PADILHA, G.; CAMPOS, J.V.L.; GUEDES, J.V.C.; FELTRIN, N.; DE CARLI, C.; STURMER, G.R.; FERREIRA, P.E.R. Managing whitefly on soybean. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 9, p. 41-51, 2019.

AYELO, P. M.; TORTO, B.; TAMÒ, M. Chemical ecology of host selection in *Encarsia* parasitoids: Implications for biological control of whiteflies. **Pest Management Science**, v. 77, n. 2, p. 749-757, 2021.

AYELO, P. M.; YUSUF, A. A.; CHAILLEUX, A.; MOHAMED, S. A.; PIRK, C. W. W.; DELETRE, E. Chemical cues from honeydew and cuticular extracts of *Trialeurodes vaporariorum* serve as kairomones for the parasitoid *Encarsia formosa*. **Journal of Chemical Ecology**, v. 48, p. 370-383, 2022.

BALE, J. S.; VAN LENTEREN, J. C.; BIGLER, F. Biological control and sustainable food production. **Philosophical Transactions of the Royal Society B Biological Sciences**, v. 363, p. 761-776, 2008.

CHEN, C.-S.; ZHAO, C.; WU, Z.-Y.; LIU, G.-F.; YU, X.-P.; ZHANG, P.-J. Whitefly-induced tomato volatiles mediate host habitat location of the parasitic wasp *Encarsia formosa* and enhance its efficacy as a bio-control agent. **Pest Management Science**, v. 77, n. 2, p. 749-757, 2020.

CHEN, Y.; WANG, L.; ZHANG, Y.; ZHENG, N.; ZHANG, Y.; ZHANG, Y. Investigation of Volatile Organic Compounds of Whole-Plant Corn Silage Using HS-SPME-GC-MS, HS-GC-IMS and E-Nose. **Agriculture**, v. 15, n. 1, p. 5, 2025.

DÂNGELO, R. A. C.; MICHEREFF-FILHO, M.; CAMPOS, M. R.; DA SILVA, P. S.; GUEDES, R. N. C. Insecticide resistance and control failure likelihood of the whitefly *Bemisia tabaci* (MEAM1; B biotype): a Neotropical scenario. **Annals of Applied Biology**, v. 172, n. 1, p. 88-99, 2018.

DE RIJK, M.; WANG, Q.; PAPAGIANNAKI, E.; DICKE, M.; POELMAN, E. H. Herbivore species identity rather than diversity of the non-host community determines foraging behaviour of the parasitoid wasp *Cotesia glomerata*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 161, n. 1, p. 20-30, 2016.

FAQUIN, V.; VALE, F. R.; FURTINI NETO, A. E. Cultivo de plantas em ambiente controlado: solução nutritiva, hidroponia e em vasos com solo. Lavras: Universidade Federal de Lavras, Departamento de Ciência do Solo, 2012. (Apostila da disciplina PCS 503 – Nutrição Mineral de Plantas).

FAN, Z. Y.; ZHU, Z. P.; PENG, J.; CHEN, X. Y.; LU, Z. T.; PAN, H.; QIU, B. Non-consumptive effects of *Encarsia formosa* on the reproduction and metabolism of the whitefly *Bemisia tabaci*. **BioControl**, v. 66, p. 639-648, 2021.

FATOUROS, N. E.; DICKE, M.; MUMM, R.; MEINERS, T.; HILKER, M. Foraging behavior of egg parasitoids exploiting chemical information. **Behavioral Ecology**, v. 19, n. 3, p. 677-689, 2008.

GAMARRA, H.; SPORLEDER, M.; SUPANTA, L.; RODRÍGUEZ, A.; KROSCHEL, J.; KREUZE, J. Development of *Encarsia tabacivora* (Viggiani) (Hymenoptera: Aphelinidae) in nymphs of *Bemisia tabaci* (Gennadius) MEAM1 (Hemiptera: Aleyrodidae). **bioRxiv**, 2023.

GENEROSO, A. R. Distribuição espacial de *Bemisia tabaci* biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) e comportamento de forrageamento do parasitóide *Encarsia formosa* (Hymenoptera). Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, Brazil, 2006.

GURR, G. M.; LIU, J.; READ, D. M. Y.; CATINDIG, J. L. A.; CHENG, J. A.; LAN, L. P.; HEONG, K. L. Parasitoids of Asian rice planthopper (Hemiptera: Delphacidae) pests and prospects for enhancing biological control by ecological engineering. **Annals of Applied Biology**, v. 158, n. 2, p. 149-176, 2012.

HARE, J. D. Ecological role of volatiles produced by plants in response to damage by herbivorous insects. **Annual Review of Entomology**, v. 56, p. 161-180, 2011.

KAPLAN, I. Attracting parasitoids with plant volatiles: The future of biocontrol or playing with fire? **Biological Control**, v. 60, n. 2, p. 77-89, 2012.

KATONO, K.; MACFADYEN, S.; OMONGO, C. A.; COLVIN, J.; KARUNGI, J.; OTIM, M. Effect of *Bemisia tabaci* SSA1 host density and cassava genotype on host feeding capacity and parasitism by two Hymenoptera parasitoid species. **Biocontrol Science and Technology**, v. 33, n. 1, p. 19-34, 2022.

LI, S.-J.; REN, S.-L.; XUE, X.; REN, S.-X.; CUTHBERTSON, A. G.; VAN DAM, N. M.; QIU, B.-L. Efficiency of plant induced volatiles in attracting *Encarsia formosa* and *Serangium japonicum*, two dominant natural enemies of whitefly *Bemisia tabaci* in China. **Pest Management Science**, v. 70, n. 10, p. 1604-1610, 2014.

LIMA, L. H. C.; CAMPOS, L.; MORETZSOHN, M. C.; NÁVIA, D.; DE OLIVEIRA, M. R. V. Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Genn.) populations in Brazil revealed by RAPD markers. **Genetics and Molecular Biology**, v. 25, n. 2, p. 217-223, 2002.

LIU, C. M.; MATSUYAMA, S.; KAINOH, Y. Synergistic effects of volatiles from host-infested plants on host-searching behavior in the parasitoid wasp *Lytopylus rufipes* (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Chemical Ecology**, v. 45, p. 684-692, 2019.

LIU, X.; HE, Y.; XIE, W.; WU, Q.; ZHANG, Y.; LIU, Y.; WANG, S. Infection of tomato by Tomato Yellow Leaf Curl Virus alters the foraging behavior and parasitism of the parasitoid *Encarsia formosa* on *Bemisia tabaci*. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 21, n. 2, p. 548-552, 2018.

LIU, X.; XIANG, W.; JIAO, X.; ZHANG, Y.; XIE, W.; WU, Q.; ZHOU, X.; WANG, S. Effects of plant virus and its insect vector on *Encarsia formosa*, a biocontrol agent of whiteflies. **Scientific Reports**, v. 4, p. 5926, 2014.

MARMOLEJO, L.; THOMPSON, M.; HELMS, A. Defense suppression through interplant communication depends on the attacking herbivore species. **Journal of Chemical Ecology**, v. 47, p. 1049-1061, 2021.

MCCORMICK, A. C.; UNSICKER, S. B.; GERSHENZON, J. The specificity of herbivore-induced plant volatiles in attracting herbivore enemies. **Trends in Plant Science**, v. 17, n. 5, p. 303-310, 2012.

MORO, D.; WENGRAT, A. P. G. D. S.; COSTA, V. A.; POZEBON, H.; TAY, W. T.; BEVILAQUA, J. G.; CASTILHOS, L. B.; PADILHA, G.; UGALDE, G. A.; FILHO, A. C.; GUEDES, J. V. C.; ARNEMANN, J. A. Integrative techniques confirm the presence of *Bemisia tabaci* parasitoids: *Encarsia formosa*, *Encarsia porteri* and *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on soybean and tomatoes in South Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 593-604, 2021.

PADILHA, G.; POZEBON, H.; PATIAS, L. S.; FERREIRA, D. R.; CASTILHOS, L. B.; FORGIARINI, S. E.; DONATTI, A.; BEVILAQUA, J. G.; MARQUES, R. P.; MORO, D.; ROHRIG, A.; BONES, S. A. S.; CARGNELUTTI FILHO, A.; PES, L. Z.; ARNEMANN, J. A. Damage assessment of *Bemisia tabaci* and economic injury level on soybean. **Crop Protection**, v. 143, p. 105542, 2021.

PAN, D.; WANG, L. L.; LIU, S. S.; LI, Y. X.; LIU, Y. Q. Effects of begomovirus infection of tomato plants on leaf trichome density and foraging performance and fitness of *Eretmocerus hayati* (Hymenoptera: Aphelinidae), a parasitoid of the whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Acta Entomologica Sinica**, v. 56, p. 644-651, 2013.

PONZIO, C.; CASCONE, P.; CUSUMANO, A.; WELDEGERGIS, B. T.; FATOUROS, N. E.; GUERRIERI, E.; DICKE, M.; GOLS, R. Volatile-mediated foraging behaviour of three parasitoid species under conditions of dual insect herbivore attack. **Animal Behaviour**, v. 111, p. 197-206, 2016.

POZEBON, H.; MARQUES, R. P.; PADILHA, G.; O'NEAL, M.; VALMORBIDA, I.; BEVILAQUA, J. G.; TAY, W. T.; ARNEMANN, J. A. Arthropod invasions versus soybean production in Brazil: A review. **Journal of Economic Entomology**, v. 113, n. 4, p. 1591-1608, 2020.

R CORE TEAM. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2024. Disponível em: https://www.R-project.org/.

RAMIREZ-ROMERO, R.; SIVINSKI, J.; COPELAND, C. S.; ALUJA, M. Are individuals from thelytokous and arrhenotokous populations equally adept as biocontrol agents? Orientation and host searching behavior of a fruit fly parasitoid. **BioControl**, v. 57, p. 427-440, 2012.

RIDDICK, E. W.; SIMMONS, A. M. Do plant trichomes cause more harm than good to predatory insects? **Pest Management Science**, v. 70, n. 11, p. 1655–1665, 2014.

RODRIGUES, R. H. F.; SILVA, L. B.; ALMEIDA, L. F. O.; DA SILVA, S. R.; SOBRINHO, N.; MAGGIONI, K.; RODRIGUES, T. F.; PAVAN, B. E. Vertical distribution of *Bemisia tabaci* on soybean and attractiveness of cultivars. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, n. 7, p. 610–622, 2021.

RUFO, T. F.; SOBRINHO, F. L. A.; ARAÚJO, G. C. C. A região do MATOPIBA: modernização agrícola, dinâmicas e transformações urbanas, em especial os cerrados piauienses. **Boletim de Geografia**, v. 37, n. 3, p. 244–261, 2020.

RUSCH, A.; CHAPLIN-KRAMER, R.; GARDINER, M. M.; HAWRO, V.; HOLLAND, J.; LANDIS, D.; THIES, C.; TSCHARNTKE, T.; WEISSER, W. W.; WINQVIST, C.; WOLTZ,

M.; BOMMARCO, R. Agricultural landscape simplification reduces natural pest control: A quantitative synthesis. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 221, p. 198-204, 2016.

SANTOS, H. G.; JACOMINE, P. K. T.; ANJOS, L. H. C.; OLIVEIRA, V. A.; LUMBRERAS, J. F.; COELHO, M. R.; ALMEIDA, J. A.; ARAÚJO FILHO, J. C.; OLIVEIRA, J. B.; CUNHA, T. J. F. Sistema Brasileiro de Classificação de Solos. Brasília: Embrapa, 2018. 356 p.

SARANYA, M.; KENNEDY, J. S. Behavioral response of parasitoid *Encarsia guadeloupae* Vigiani to infested host plants of Rugose Spiraling whitefly *Aleurodicus rugioperculatus* Martin. **Indian Journal of Entomology**, v. 84, n. 1, p. 34-37, 2022.

SILVA, M. C. F.; RODRIGUES, A. S.; RODRIGUES, R. H. F.; PAVAN, B. E.; SILVA, L. B. Performance of *Bemisia tabaci* MEAM1 on soybean and resistance traits of cultivars. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 26, n. 2, p. 102100, 2023.

STANSLY, P. A.; NARANJO, S. E., Eds. **Bemisia: Bionomics and Management of a Global Pest**. Dordrecht: Springer Science & Business Media, 2010. 540 p.

TURLINGS, T. C.; ERB, M. Tritrophic interactions mediated by herbivore-induced plant volatiles: Mechanisms, ecological relevance, and application potential. **Annual Review of Entomology**, v. 63, p. 433–452, 2018.

VANDERVOET, T. F.; ELLSWORTH, P. C.; CARRIÈRE, Y.; NARANJO, S. E. Quantifying Conservation Biological Control for Management of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Cotton. **Journal of Economic Entomology**, v. 111, n. 3, p. 1056–1068, 2018.

VELASCO-HERNÁNDEZ, M. C.; RAMIREZ-ROMERO, R.; CICERO, L.; MICHEL-RIOS, C.; DESNEUX, N. Intraguild predation on the whitefly parasitoid *Eretmocerus eremicus* by the generalist predator *Geocoris punctipes*: a behavioral approach. **PLoS ONE**, v. 8, n. 11, p. e80679, 2013.

VET, L. E. M.; DICKE, M. Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. **Annual Review of Entomology**, v. 37, p. 141–172, 1992.

WANG, J.; CHEN, L.; ULLAH, F.; WANG, Y.; ZHAO, Y.; PAN, Y.; YI, S.; CHEN, T.; JIN, A.; ZHU, Q.; LI, X.; LU, Y. Bottom-up effects of bamboo-charcoal soil amendment on the tomato insect pest *Bemisia tabaci*. **Entomologia Generalis**, v. 44, n. 4, p. 883-893, 2024.

WATERMAN, J. M.; COFER, T. M.; WANG, L.; GLAUSER, G.; ERB, M. High-resolution kinetics of herbivore-induced plant volatile transfer reveal clocked response patterns in neighboring plants. **eLife**, v. 12, p. RP89855, 2024.

ZHU, J.; PARK, K. C. Mating disruption of aphid sex pheromone and plant volatiles for attraction of parasitoids. **Biological Control**, v. 32, n. 2, p. 273–279, 2005.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS

Os resultados integrados desta tese demonstram que a resistência da soja a *Bemisia tabaci* MEAM1 está ligado diretamente ao genótipo, em que cultivares como M 8808 IPRO e Olimpo mobilizam respostas fisiológicas, enzimáticas e metabolômicas coordenadas que preservam desempenho fotossintético e limitam o desenvolvimento do inseto-praga, enquanto cultivares susceptíveis apresentam declínio fotossintético, acúmulo de metabólitos associados a estresse oxidativo e descompasso entre metabolismo energético e sinalização defensiva. Paralelamente, o comportamento de *Encarsia* sp. varia conforme o perfil químico da planta, indicando que a eficácia do controle biológico depende da compatibilidade entre cultivar de soja e o inimigo natural.

Esses achados sugerem a incorporação de biomarcadores metabolômicos em estratégias de triagem e melhoramento assistido e a avaliação conjunta da atratividade com parasitoides e agentes de controle biológico ao selecionar cultivares resistentes.

Com isso, recomenda-se validar os biomarcadores encontrados neste estudo em condições de campo por meio de metabolômica dirigida, caracterizar COVs funcionais e seus efeitos comportamentais, e integrar dados metabolômicos com transcriptômica e mapeamento genético para identificar loci candidatos. Estudos futuros devem também avaliar a robustez dessas respostas sob variações abióticas e em contextos multitróficos e quantificar impactos agronômicos e econômicos das estratégias de manejo integrado que combinem cultivares resistentes e controle biológico conservativo.