

CLAUDIA APARECIDA DE LIMA TOLEDO

ALTERAÇÕES BIOQUÍMICAS DE PLANTAS DE TOMATE (*Solanum esculentum* L.) E PIMENTÃO (*Capsicum annuum* L.) INFESTADAS COM AS ESPÉCIES CRÍPTICAS DE *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) MEAM1 E MED

Botucatu

2021

CLAUDIA APARECIDA DE LIMA TOLEDO

**ALTERAÇÕES BIOQUÍMICAS DE PLANTAS DE TOMATE (*Solanum esculentum*
L.) E PIMENTÃO (*Capsicum annuum* L.) INFESTADAS COM AS ESPÉCIES
CRÍPTICAS DE *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)
MEAM1 E MED**

Dissertação apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da Unesp Câmpus
de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Agronomia (Horticultura)

Orientadora: Profa. Dra. Regiane Cristina
de Oliveira

Coorientador: Prof. Dr. Santino Seabra
Júnior

Botucatu

2021

T649a

Toledo, Claudia Aparecida de Lima

Alterações bioquímicas de plantas de tomate (*Solanum esculentum* L.) e pimentão (*Capsicum annuum* L.) infestadas com as espécies crípticas de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) Meam1 e Med / Claudia Aparecida de Lima Toledo. -- Botucatu, 2021

116 p. : il., tabs.

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

Orientadora: Regiane Cristina de Oliveira

Coorientador: Santino Seabra Júnior

1. Agronomia. 2. Relação inseto-planta. 3. Fenóis totais. 4. Enzimas antioxidantes. 5. Fotossíntese. I. Título.

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

Essa ficha não pode ser modificada.

“Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte”

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: ALTERAÇÕES BIOQUÍMICAS DE PLANTAS DE TOMATE (*Solanum esculentum* L.) E PIMENTÃO (*Capsicum annum* L.) INFESTADAS COM AS ESPÉCIES CRÍPTICAS DE *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) MEAM1 E MED

AUTORA: CLAUDIA APARECIDA DE LIMA TOLEDO
ORIENTADORA: REGIANE CRISTINA OLIVEIRA DE FREITAS BUENO
COORIENTADOR: SANTINO SEABRA JÚNIOR

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em AGRONOMIA (HORTICULTURA), pela Comissão Examinadora:

Prof.ª Dr.ª REGIANE CRISTINA OLIVEIRA DE FREITAS BUENO (Participação Virtual)
Proteção Vegetal / Faculdade de Ciências Agrônômicas de Botucatu - UNESP

Prof.ª Dr.ª GIUSEPPINA PACE PEREIRA LIMA (Participação Virtual)
Ciências Químicas e Biológicas / Instituto de Biociências de Botucatu - UNESP

Prof. Dr. DIRCEU PRATISSOLI (Participação Virtual)
Produção Vegetal / Universidade Federal do Espírito Santo

Botucatu, 09 de abril de 2021

Aos meus queridos e amados pais, Gerson Novais e Josefa Rocha, pelo carinho, compreensão e exemplo de vida.

Meus irmãos, Altamir, Claudemir, Cristiane, Mônica, Rosiane e Viviane, por todo auxílio, amor e por estarem presentes mesmo distantes...

E ao meu avô João Sebastião (*in memoriam*), por todo o carinho!

dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus agradeço de forma honrada, pela vida, e por me manter de pé frente a todos os obstáculos enfrentados!

A Universidade do Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho”, Campus de Botucatu, pela oportunidade oferecida.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil – CAPES – Código de financiamento 001.

A minha Orientadora Prof^ª. Dr^ª. Regiane Cristina de Oliveira pela orientação, ensinamentos, paciência, exemplo de professora e profissional, a ela todo o respeito e admiração!!!

A meu coorientador, Prof. Dr. Santino Seabra por todo o carinho, paciência, ensinamentos e cobranças!!!

Ao Grupo de Pesquisa em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura (AGRIMIP) por me proporcionarem crescimento pessoal e profissional. Agradeço a todos pelo auxílio e amizade, em especial, Franciely Ponce e Moises Daniel Oliveira, por todos os ensinamentos e companhia. Agradeço ainda, a meus amigos Eduardo Berndt e Rodrigo Martins por toda ajuda e amadurecimento durante esse período juntos. Por último, mas não menos importante, agradeço a nossa técnica de laboratório Luciana Fernandes pela ajuda nas criações, paciência, amizade, conselhos e ensinamentos.

Ao Laboratório de Química e Bioquímica Vegetal (LQBV) na pessoa da Prof^ª. Dr^ª Giuseppina Pace Pereira Lima pela ajuda, amizade e disponibilidade do laboratório para a realização das análises bioquímicas.

Ao Prof. Dr. Fernando Javier Sanhueza Salas do Instituto Biológico/SAA-APTA e a Empresa FênixNet pela doação do agrotêxtil para a realização do experimento.

A todos os professores que tive o prazer de conviver, entre eles, Prof. Dr. Filipe Giardini, Prof^ª. Dr^ª Giuseppina Pace Pereira Lima, Prof. Dr. João Domingos Rodrigues, Prof. Dr. Luiz Carlos Forti, agradeço por me proporcionarem o conhecimento, manifestação de caráter e afetividade no processo de formação profissional.

Aos funcionários da UNESP que tornaram meus dias mais animados, em especial, a Eva e o Paulinho. Agradeço em especial ao Paulinho por toda ajuda na condução dos experimentos, pelos conselhos e por ser sempre um paizão...

Aos meus queridos pais pelo apoio incondicional!!!! A todos o meu muito obrigado!!!

“Se você conhece seu inimigo e conhece a si mesmo, pode vencer cem batalhas sem uma única derrota. Se conhece a si mesmo, mas não conhecer o inimigo, para cada vitória sofrerás uma derrota. Se não conhece a si mesmo nem o inimigo, perderás todas as batalhas”.

TZU, S. **A arte da guerra**: os treze capítulos originais. São Paulo: Geração Editorial, 2009.

RESUMO

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera:Aleyrodidae) é uma das pragas mais invasivas do mundo causando danos diretos e indiretos, interferindo na fisiologia, anatomia e bioquímica das plantas. Buscando entender a influência da infestação e as estratégias de defesa das plantas este estudo, teve como objetivos: 1) Avaliar a influência da infestação de espécies crípticas de *B. tabaci* MED e MEAM1 em aspectos fisiológicos e bioquímicos de plantas de tomateiro; e 2) Analisar a influência da infestação de *B. tabaci* MED em plantas de pimentão sob aplicação de biorregulador. O trabalho foi dividido em quatro capítulos, o capítulo I revisão de literatura. Os capítulos II e III foram realizados em tomateiro, sendo um na fase vegetativa e o outro na floração, sendo estudadas plantas de tomateiro infestadas por *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1 e plantas não infestadas, analisando-se a influência nas trocas gasosas, fluorescência da clorofila *a* no PSII (fotossistema II) e aspectos bioquímicos (Fenóis totais, flavonoides totais, superóxido dismutase - SOD, peroxidase - POD e polifenoloxidase – PPO) Quanto ao IV capítulo, o estudo foi realizado em pimentão avaliando-se diferentes dosagens do biorregulador Stimulate® (0; 0,25; 0,5; 0,75; 1,0; 1,25 Litros.ha⁻¹) em plantas infestadas por *B. tabaci* MED, e a influência das diferentes dosagens no teste de livre escolha, parâmetros biológicos (ovo ao adulto) e as respostas bioquímicas das plantas infestadas (fenóis totais, SOD, POD e PPO). Os ensaios foram conduzidos na Faculdade de Ciências Agrônômicas – FCA da Universidade Estadual Paulista “Julio Mesquita Filho” – UNESP, Campus de Botucatu. Os experimentos com plantas de tomate (I- vegetativo; II- floração) foram realizados de julho a setembro. Os experimentos foram conduzidos em ambiente protegido, e as plantas cultivadas em gaiolas individuais envoltas por tecido do tipo agrotêxtil de coloração branca. O ensaio com teste de livre escolha e parâmetros biológicos nas plantas de pimentão foram realizados em condições de laboratório (27±2°C e 14:10h fotoperíodo). As plantas de tomateiro no estágio vegetativo, quando infestadas por *B. tabaci* MED apresentaram menor taxa de assimilação de CO₂ e condutância estomática quando comparada as plantas controle. Quanto aos parâmetros bioquímicos, verificou-se que MED apresentou maior atividade das enzimas de defesa no segundo e terceiro ínstar, o que indica que as plantas são mais resistentes ao ataque. No segundo experimento com tomate - floração, verificou-se que MED provocou menor condutância estomática, concentração interna de CO₂ na folha, transpiração, e aumentou a eficiência do uso da água nas plantas infestadas. Por outro lado, MEAM1 provocou nas plantas infestadas a redução da atividade da enzima POD em todos os estádios de desenvolvimento do inseto. Diante do exposto, podemos mencionar que a maior preferência de *B. tabaci* MEAM1 por tomateiro quando comparamos a *B. tabaci* MED pode está atrelado a redução da atividade da POD. Quanto ao ensaio com plantas de pimentão tratadas com Stimulate®, não se verificou influência do biorregulador sobre a atratividade e biologia dos insetos.

Todavia, a influência na planta na dose de 1,0 L.ha⁻¹ favoreceram a produção de compostos de defesa, reduzindo o estresse causado pelo inseto-praga.

Palavras-chave: *Solanum esculentum* L.; *Capsicum annuum* L.; fotossíntese; Fluorescência da clorofila a; enzimas; relação inseto-planta.

ABSTRACT

The whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) is one of the most invasive pests in the world causing direct and indirect damage, interfering with the physiology, anatomy and biochemistry of plants. Seeking to make sense of the influence of infestation and plant defense strategies, this study aimed to 1) Evaluate the influence of the infestation of cryptic species of *B. tabaci* MED and MEAM1 on physiological and biochemical aspects of tomato plants; and 2) To analyze the influence of *B. tabaci* MED infestation in sweet pepper plants under bioregulator application. The work was divided into four chapters, chapter I literature review. Chapters II and III were carried out in tomato plants, one in the vegetative phase and the other in flowering, being studied tomato plants infested by *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1 and non-infested plants, analyzing the influence on gas exchange, chlorophyll a fluorescence in PSII (photosystem II) and biochemical aspects (Total phenols, total flavonoids, superoxide dismutase - SOD, peroxidase - POD and polyphenoloxidase - PPO), aiming to understand the stress caused by the infestation of cryptic species. As for chapter IV, the study was carried out on sweet pepper, evaluating different dosages of the Stimulate® bioregulator (0; 0.25; 0.5; 0.75; 1.0; 1.25 Liters.ha⁻¹) in plants infested by *B. tabaci* MED, and the influence of different dosages on the free choice test, biological parameters (egg to adult) and biochemical responses of the infested plants (total phenols, SOD, POD and PPO). The trials were conducted at the Faculty of Agronomic Sciences - FCA of the Paulista State University "Julio Mesquita Filho" - UNESP, Botucatu Campus. Experiments with tomato plants (I- vegetative; II- flowering) were carried out from July to September. The experiments were conducted in a protected environment, and the plants grown in individual cages spun by a white agrotex fabric. The assay with free choice test and biological parameters in pepper plants were performed under laboratory conditions (27 ± 2°C and 14: 10h photoperiod). Tomato plants in the vegetative stage, when infested with *B. tabaci* MED, showed a lower CO₂ assimilation rate and stomatal conductance when compared to control plants. As for the biochemical parameters, it was found that MED showed greater activity of defense enzymes in the second and third instar, which indicates that the plants are more resistant to attack. In the second experiment with tomato - flowering, it was found that MED caused lower stomatal conductance, internal CO₂ concentration in the leaf, transpiration, and increased the efficiency of water use in the infested plants. On the other hand, MEAM1 caused a reduction in the activity of the POD enzyme in the infested plants at all stages of development of the insect. Given the above, we can mention that the greater preference of *B. tabaci* MEAM1 for tomato when compared to *B. tabaci* MED may be linked to the reduction in POD activity. As for the assay with sweet pepper plants treated with Stimulate®, there was no influence of the bioregulator on the attractiveness and biology of the insects. However, the influence on the plant at a dose of 1.0 L.ha⁻¹ favored the production of defense compounds, reducing the stress caused by the insect pest.

Keywords: *Solanum esculentum* L.; *Capsicum annuum* L.; photosynthesis; Chlorophyll *a* fluorescence; enzymes; insect-plant relationship.

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 2:

- Tabela 1 – Taxa de assimilação de CO₂, condutância estomática, concentração interna de CO₂ na folha, taxa de transpiração, eficiência instantânea de carboxilação, eficiência do uso da água, rendimento quântico máximo do PSII, eficiência quântica fotoquímica efetiva do PSII, coeficiente de extinção fotoquímica do PSII, coeficiente de extinção não fotoquímica do PSII, taxa de transferência relativa de elétrons (média ± DP) em tomateiros infestados por *Bemisia tabaci* MED.....61
- Tabela 2 – Superóxido dismutase, peroxidase, polifenoloxidase, fenóis totais e flavonoides (média ± DP) em tomateiros infestados por *Bemisia tabaci* MED e MEAM.....65

CAPÍTULO 3:

- Tabela 1 – Taxa de assimilação de CO₂, condutância estomática, concentração interna de CO₂ na folha, taxa de transpiração, eficiência instantânea de carboxilação, eficiência do uso da água, rendimento quântico máximo do PSII, eficiência quântica fotoquímica efetiva do PSII, coeficiente de extinção fotoquímica do PSII, coeficiente de extinção não fotoquímica do PSII, taxa de transferência relativa de elétrons (média ± DP) em tomateiros infestados por *Bemisia tabaci* MED e MEAM186
- Tabela 2 – Superóxido dismutase, peroxidase, polifenoloxidase, fenóis totais e flavonoides (média ± DP) em tomateiros infestados por *Bemisia tabaci* MED e MEAM 1.....89

CAPÍTULO 4:

- Tabela 1 – Número de ovos, número de adultos, índice de atratividade (IA) (Média ± DP) e classificação de atratividade sob aplicação de biorregulador (Stimulate®) na preferência de *B. tabaci* MED em plantas de pimentão (*Capsicum annuum* L.)105
- Tabela 2 – Duração dos estádios de desenvolvimento dos insetos de *B. tabaci* MED sob aplicação de biorregulador (Stimulate®).....106
- Tabela 3 – Influência da aplicação de biorregulador Stimulate® em plantas de pimentão infestadas com *Bemisia tabaci* MED, 2020.....108

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

A	Taxa de assimilação de CO ₂
A/Ci	Eficiência de Carboxilação
AJ	Ácido Jasmônico
AS	Ácido salicílico
CAT	Catalase
Ci	Concentração interna de CO ₂
E	Transpiração
ET	Etileno
ETR	Taxa aparente de transporte de elétrons
EUA	Eficiência do uso da água
Fv/Fm	Eficiência quântica potencial do FSII
Fv'/Fm'	Eficiência quântica da antena
Gs	Condutância estomática
NPQ	Coeficiente de extinção não-fotoquímico
PAL	Fenilalanina amônia-liase
POD	Peroxidase
PPO	Polifenol oxidase
qP	Coeficiente de extinção fotoquímico
SOD	Superóxido dismutase

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	21
CAPÍTULO 1 - SOLANÁCEAS: MANEJO DE <i>Bemisia tabaci</i> DAS CULTURAS DO TOMATEIRO E PIMENTÃO, COM ÊNFASE AS ESTRATÉGIAS DE DEFESA DAS PLANTAS.....	23
1.1 INTRODUÇÃO.....	25
1.2 METODOLOGIA E FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	26
1.2.1 FAMÍLIA SOLANACEAE: CARACTERÍSTICAS GERAIS DE PIMENTÃO E TOMATE.....	26
1.2.2 PRAGAS QUE ACOMETEM A CULTURA DO PIMENTÃO E TOMATE.....	28
1.2.3 MOSCA-BRANCA (<i>Bemisia tabaci</i>).....	31
1.2.4 ESTRATÉGIAS DE DEFESA DAS PLANTAS.....	35
1.2.5 USO DE HORMÔNIOS E BIORREGULADORES VEGETAIS NO MANEJO DE INSETOS-PRAGA.....	38
1.3 CONCLUSÃO.....	39
REFERENCIAS.....	40
CHAPTER 2 - CHANGE IN THE PHYSIOLOGICAL AND BIOCHEMICAL ASPECTS OF TOMATO CAUSED BY INFESTATION OF CRYPTIC SPECIES OF <i>Bemisia tabaci</i> MED AND MEAM1.....	51
2.1 INTRODUCTION.....	52
2.2 MATERIAL AND METHODS.....	53
2.3 RESULTS AND DISCUSSION	58
2.4 CONCLUSION.....	66
2.5 ACKNOWLEDGEMENTS.....	66
REFERENCES.....	67
CAPÍTULO 3 - O TRADE-OFF FISIOLÓGICO ENTRE REPRODUÇÃO E DEFESA AFETA OS PARÂMETROS FISIOLÓGICOS E BIOQUÍMICOS DAS PLANTAS DE TOMATEIRO QUANDO INFESTADAS POR <i>Bemisia tabaci</i> MED E MEAM1?.....	72

3.1	INTRODUÇÃO.....	74
3.2	MATERIAL E MÉTODOS.....	75
3.3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	80
3.4	CONCLUSÃO.....	87
	REFERÊNCIAS.....	88
	CAPÍTULO 4 - INFLUÊNCIA DO USO DE BIORREGULADOR VEGETAL SOB O DESENVOLVIMENTO DE <i>Bemisia tabaci</i> MED E PERFIL BIOQUÍMICO DE PIMENTÃO (<i>Capsicum annuum</i> L.).....	92
4.1	INTRODUÇÃO.....	94
4.2	MATERIAL E MÉTODOS.....	95
4.3	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	100
4.4	CONCLUSÃO.....	108
	REFERÊNCIAS.....	109
	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	114
	REFERÊNCIAS.....	115

INTRODUÇÃO GERAL

A família Solanaceae compreende cerca de 150 gêneros, com aproximadamente 3000 espécies, as quais fazem parte o tomate (*Solanum lycopersicum* L.) e o pimentão (*Capsicum annuum* L.). Em 2019, a produção mundial de tomate e pimentão atingiu cerca de 181,1 milhões de toneladas, da qual o tomate foi responsável por aproximadamente 180 milhões de toneladas e o pimentão por cerca de 1,1 milhões de toneladas. Devido a crescente importância alimentar e economia, sabe-se que a produção destas hortaliças pode ser aumentada, mas para isso, deve se atentar as pragas que proporcionam risco e limitam o bom desempenho das culturas (SOUZA; LORENZI, 2012; FAOSTAT, 2021)

A mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma das principais pragas que infestam as solanáceas em todo mundo, em diferentes sistemas de produção, tanto em campo aberto, como em ambiente protegido. As espécies crípticas de *B. tabaci* encontradas no mundo são cerca de 44 espécies descritas, das quais, quatro estão presentes no Brasil, sendo elas MIDDLE EAST-ASIA MINOR 1 (MEAM1) (biótipo B), MEDITERRANEAM (MED) (biótipo Q), e as nativas NEW WORLD (NW 1 e NW 2) (GANGWAR; GANGWAR, 2018; MUGERWA et al., 2018; DE MARCHI et al., 2017).

As espécies crípticas MEAM1 e MED são consideradas as mais severas causando grandes perdas ao setor agrícola em cerca de 60 países. A invasão de MEAM1 no Brasil ocorreu na década de 90, e desde então vem ocorrendo surtos populacionais e incidência de vírus. Enquanto que MED foi relatada pela primeira vez em 2014, no Rio Grande do Sul, através de plantas ornamentais. A entrada de ambas as espécies crípticas houve o deslocamento das espécies nativas (NW1 e NW2) para plantas espontâneas (LOURENÇO; NAGAI, 1994; BARBOSA et al., 2014; BARBOSA et al., 2015; ZHENG et al., 2017).

As moscas-brancas *B. tabaci* causam danos diretos pela sucção da seiva do floema, deixando as plantas debilitadas, refletindo em menor produtividade e qualidade dos frutos e danos indiretos devido ao desenvolvimento de fungos saprófitos, que interferem na realização da fotossíntese das plantas. Outros danos indiretos são causados pela transmissão de vírus (GILBERTSON et al., 2015; TAMILSELVAN et al., 2020).

Quando a ocorrência de mosca-branca ocorre no início do desenvolvimento da cultura o dano pode ser severo e pode comprometer todo o desenvolvimento das plantas, com redução de até 50% na produção. No entanto, quando o ataque ocorre na fase reprodutiva, devido o custo da produção de metabólitos secundários, as plantas podem não se proteger de modo eficiente, pois isto requer a energia (carboidratos) que seria utilizada na reprodução, ou seja, direcionada para formação e produção dos frutos (TOSCANO et al., 2002; TAIZ; ZEIGER, 2017).

Quando atacadas por insetos, as plantas podem aumentar a produção de espécies reativas de oxigênio (ERO's) (ERO's são moléculas instáveis, reativas, que em contato com outras moléculas são capazes de transforma-las em reativas), e o acúmulo nos vacúolos degradam as estruturas das proteínas, induz a fragmentação e aumenta a peroxidação lipídica da membrana resultando em danos irreversíveis, provocando a morte celular. Além disso, as ERO's estão diretamente conectadas a metabólitos, incluindo fitohormônios como ácido salicílico (SA), ácido jasmônico (JA), etileno (ET), entre outros que estão envolvidos no sistema de defesa das plantas (SILVA; GONÇALVES, 2010; BROETTO; GOMES; JOCA, 2017; MHAMDI; BREUSEGEM, 2018)

Nesse sentido, a compreensão do estresse provocado pela ação das espécies crípticas de *B. tabaci* MEAM1 e MED em plantas de tomate, e a influência da infestação de *B. tabaci* MED em plantas de pimentão sob aplicação de biorregulador (Stimulate®), é muito importante. Visto que, esclarecer o que acontece no hospedeiro, seja variações positivas ou negativas, podem abrir caminhos para descobertas de estratégias que auxiliem no controle desses insetos-praga. Além disso, descobertas de metabólitos secundários que atuem na repelência ou atração destes insetos, podem ser utilizadas no manejo e redução das infestações.

CAPÍTULO 1

SOLANÁCEAS: MANEJO DE *Bemisia tabaci* DAS CULTURAS DO TOMATEIRO E PIMENTÃO, COM ÊNFASE AS ESTRATÉGIAS DE DEFESA DAS PLANTAS

Claudia Aparecida de Lima Toledo; Santino Seabra Júnior; Giuseppina Pace Pereira Lima; Regiane Cristina Oliveira

RESUMO

Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) (Hemiptera:Aleyrodidae) está entre as 100 espécies mais severas e invasivas do mundo, causando danos a mais de 600 espécies de plantas, em campo aberto e ambiente protegido. O tomate e o pimentão são importantes culturas de solanáceas, ambas compõem uma produção mundial de 181,1 milhões de toneladas. A ocorrência de espécies crípticas de *B. tabaci* no Brasil e no mundo tem afetado a produção dessas culturas, já que tomate e pimentão são hospedeiros comumente afetadas por altas infestações. Além disso as perdas podem chegar a 100% da produção. Neste sentido, esforços devem ser feitos para estudar a interação inseto-planta, na qual a compreensão das estratégias utilizadas pelas plantas contra esses insetos são essenciais, principalmente nos programas de melhoramento genético, devido a possibilidade de inserção de genes e desenvolvimento de novas cultivares menos atrativas, buscando a redução dos impactos ambientais que ela proporciona. Nesta revisão abordaremos aspectos gerais de ambas as culturas, e as estratégias que as plantas desenvolveram com o decorrer dos anos.

Palavras-chave: *Solanum esculentum* L.; *Capsicum annuum* L.; enzimas; estratégias de defesa; relação inseto-planta.

SOLANACEOUS: MANAGEMENT OF *Bemisia tabaci* FROM TOMATO AND PEPPER CROPS, WITH EMPHASIS ON PLANT DEFENSE STRATEGIES

ABSTRACT

Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) is among the 100 most severe and invasive species in the world, causing damage to more than 600 species of plants, in an open field and protected environment. Tomatoes and peppers are important crops of solanaceae, both of which make up a world production of 181.1 million tons. The occurrence of cryptic species of *B. tabaci* in Brazil and in the world has affected the production of these crops, since tomatoes and peppers are hosts commonly affected by high infestations. In addition, losses can reach 100% of production. In this sense, efforts should be made to study the insect-plant interaction, in which an understanding of the strategies used by plants against these insects is essential, especially in breeding programs, due to the possibility of inserting genes and developing new less cultivars. attractive, seeking to reduce the environmental impacts it provides. In this review we will cover general aspects of both cultures, and the strategies that plants have developed over the years.

Keywords: *Solanum esculentum* L.; *Capsicum annuum* L.; enzymes; defense strategies; insect-plant relationship.

1.1 INTRODUÇÃO

A família Solanaceae, integra um dos maiores grupos entre as plantas angiospermas, sendo considerada uma das principais famílias de grande importância social e econômica, perdendo apenas para as famílias *Poaceae* e *Fabaceae*. As solanáceas compreendem aproximadamente 150 gêneros, e cerca de 3000 espécies distribuídas mundialmente em regiões tropicais e subtropicais (OLMSTEAD et al., 2008; SOUZA; LORENZI, 2012; GHATAK et al., 2017).

No Brasil, a família possui aproximadamente 34 gêneros e 488 espécies, das quais 228 são exclusivas do país. Sendo considerada uma família muito importante não só pelas espécies alimentícias e ornamentais que dela fazem parte, mais sim por apresentar táxons que são utilizados como modelos biológicos da família. Dentre os exemplares da família podemos citar batata (*Solanum tuberosum* L.), tomate (*Solanum esculentum* L.), pimentão (*Capsicum annuum* L.) e tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) (SÄRKINEN et al, 2013; STEHMANN et al., 2015).

A produção mundial de tomate e pimentão no ano de 2019 correspondeu a 181,1 milhões de toneladas, em que o Brasil está no *ranking* dos dez maiores produtores. Todavia, essa produção pode ser aumentada, no entanto, junto a implantação de tecnologias no setor hortícola, surge também a ocorrência de novas pragas. A baixa produção brasileira é causada por vários problemas fitossanitários, entre eles o ataque de insetos-praga como as moscas-brancas, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera:Aleyrodidae) (FAOSTAT, 2021; RIBEIRO et al., 2020).

Bemisia tabaci está entre as 100 espécies mais severas e invasivas do mundo causando danos em cultivos em campo aberto e ambiente protegido. Atualmente são conhecidas cerca de 44 espécies crípticas, e entre elas temos MED e MEAM1, que são as mais invasivas, invadindo mais de 60 países e colonizando mais de 600 espécies de plantas (POLSTON; DE BARRO; BOYKIN, 2014; GANGWAR; GANGWAR, 2018; MUGERWA et al., 2018; IUCN, 2021).

Essas espécies diferenciam-se quanto as plantas hospedeiras, resistência a inseticidas, interferência na anatomia do hospedeiro e endossimbiontes. A última espécie críptica a chegar ao Brasil foi a *B. tabaci* MED, descrita pela primeira vez em 2014, a qual vem preocupando os produtores devido a dificuldade de manejo, e sua proximidade aos principais estados produtores do país. Os danos causados por *B. tabaci* são diretos e indiretos, em que os diretos são causados pela alimentação dos

insetos, por meio da sucção da seiva do floema, e indireto através dos excrementos açucarados liberados pelos insetos ao fim da alimentação, que favorece o desenvolvimento de fungos, conhecidos popularmente como fumagina, que pode reduzir em até 70% a fotossíntese. Além disso, esses insetos são vetores de mais de 300 espécies de vírus (LOPES et al., 2009; BARBOSA et al., 2015; GILBERTSON et al., 2015; DE MORAES et al., 2018; BELLO et al., 2020; TAMILSELVAN et al., 2020).

Pelo fato do complexo de espécies crípticas de *B. tabaci* possuírem um potencial de dano, a compreensão das estratégias de defesa das plantas bem como o uso de táticas do manejo integrado é indispensável para a regulação da população desses insetos-praga.

1.2 METODOLOGIA E FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

Revisamos estudos publicados a fim de contruir um suporte de como as plantas hospedeiras respondem a ação de insetos-praga, mas especificamente mosca-branca, *Bemisia tabaci*, e que a alimentação provoca aumento de compostos de defesa. As combinações de palavras foram usadas como critérios de pesquisa nas plataformas de pesquisa do Google Scholar, Scielo e Web of Science: 1) Relação inseto-planta; 2) espécies reativas de oxigênio; 3) enzimas antioxidantes; 4) compostos fenólicos e respostas a insetos sugadores. Os artigos experimentais foram classificados de acordo com o tipo de sistema inseto-planta e resposta ao estresse.

1.2.1 Família *Solanaceae*: Características gerais de pimentão e tomate

O pimentão (*Capsicum annuum* L.) é uma planta da família *Solanaceae*, com origem Americana, encontrada entre o sul dos Estados Unidos ao Norte do Chile. Com produção mundial em 2019 de 1,1 milhões de toneladas, sendo o principal produtor a Etiópia, responsável por 33,9% de toda a produção. O Brasil é o terceiro maior produtor, responsável por 109,4 mil toneladas, com cerca de 35 mil hectares de área colhida (FAOSTAT, 2021).

A espécie é uma solanácea perene, mas cultivadas como anual. Quanto às características morfológicas, a planta apresenta caule semilenhoso, podendo ultrapassar 1 m de altura, com a raiz pouco desenvolvida lateralmente. Tem

reprodução por autofecundação (autógama), porém apresenta alta taxa de fecundação cruzada (CLEMENTE; AQUINO, 2016; FILGUEIRA, 2013).

O fator climático limitante é a temperatura, visto que não suporta temperaturas baixas e geadas, influenciando diretamente na germinação, emergência e desenvolvimento das mudas. Quando adultas, as plantas tornam-se mais tolerantes a redução da temperatura. A faixa de temperatura ótima para geminação é de aproximadamente 30°C, sendo que esta é afetada em temperatura entre 15 e 20°C. A fase de florescimento, tem seu melhor desenvolvimento em temperaturas entre 21 e 27°C; no entanto consequências podem ser observadas em temperatura abaixo de 15°C, onde pode acarretar queda das flores, assim como temperaturas acima de 35°C e baixa umidade relativa do ar, pode ocorrer queda de flores e frutos recém-formados. Sendo assim, a faixa ideal de temperatura para o pegamento dos frutos é de 19 a 21°C, com umidade relativa do ar entre 50 e 70% (FILGUEIRA, 2013; OZBAY; SUSLUOGLU, 2016; LIMA et al., 2019).

O ciclo fenológico do pimentão não possui um modelo clássico em comparação com as demais hortaliças, visto que as mesmas apresentam quatro estádios fenológicos bem definidos que seriam: inicial, vegetativo, reprodutivo e maturação. Para o pimentão, devido ao hábito de crescimento indeterminado, é possível verificar ramos de plantas com flores, frutos em desenvolvimento e frutos maduro na mesma planta, podendo o ciclo se estender de 5 a 6 meses (MAROUELLI, 2016).

Quanto ao tomateiro (*Solanum esculentum* L.), espécie de importância econômica, ficando atrás somente da batata (*Solanum tuberosum* L.). No ano de 2019 a produção mundial foi aproximadamente 180 milhões de toneladas, em que a China foi o maior produtor, responsável por 34,86% da produção mundial. No *ranking* mundial o Brasil está entre os dez maiores produtores desta hortícola, com produção de 3,9 milhões de toneladas no ano de 2019, movimentando anualmente cerca de R\$ 2 bilhões, o que correspondente a 16% do PIB gerado pela produção de hortaliças, gerando aproximadamente 300 mil empregos diretos (ABCSEM, 2014; FAOSTAT, 2021).

A grande demanda dessa olerícola no Brasil está atrelada as características alimentares da sociedade, que visam consumir alimentos mais saudáveis. Visto que o tomate é um alimento funcional, rico em compostos fitoquímicos, entre eles: vitamina C, potássio, ácido fólico e carotenoides, sendo o licopeno um dos mais abundantes. Além de ser associado a prevenção e combate ao câncer, obesidade, doenças

cardiovasculares, hipercolesterêmicos, devido ao poder antioxidante proveniente destes compostos (PERVEEN et al., 2015).

O tomateiro é uma hortaliça herbácea de ciclo perene, porém, comporta-se como planta anual, com ciclo variando entre 4 a 7 meses, podendo ser dividido em quatro fases: sementeira ao transplante (fase 1), transplante ao início da floração (fase 2), florescimento ao início da colheita (fase 3) e por fim, do início ao final da colheita (fase 4). Possui caule flexível, folhas compostas pecioladas e hábito natural na forma de moita, isto também dar-se devido ao peso dos frutos, não possibilitando o crescimento na vertical. Quanto a composição dos frutos, varia de acordo a cultivar, nutrição, condições ambientais e de cultivo, no qual cerca de 65% dos sólidos solúveis concentram-se na fase final da maturação (ALVARENGA, 2004; FILGUEIRA, 2013).

O hábito de crescimento pode ser determinado ou indeterminado, distinguindo-se pela posição dos ramos florais. Em que, as cultivares de hábito indeterminado possui dominância apical no ramo principal, enquanto que o determinado apresenta a inflorescência terminal na haste principal. As cultivares de hábito determinado possuem porte menor, e são mais ramificadas. Além disso, as mesmas apresentam características desejadas pela indústria, como: maior rusticidade, resistência ao transporte, menor necessidade de tratamentos culturais (FILGUEIRA, 2013)

1.2.2 Pragas que acometem a cultura do pimentão e tomate

As plantas de tomate e pimentão são alvos de várias pragas ao longo de seu desenvolvimento, as quais causam perdas de significativas que podem aumentar o custo de produção da cultura. Entre as pragas que ocorrem em ambas as culturas podemos descrever o ácaro-rajado, larva minadora e tripes.

Os insetos do gênero *Liriomyza*, mais especificamente *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1926), *L. trifolii* (Burgess, 1880), *L. sativae* (Blanchard, 1938) (Diptera: Agromyzidae) são comumente conhecidos como larva-minadora, devido às minas que causam nas folhas das culturas hospedeiras. As minas são consequência da alimentação das larvas dos insetos, os quais consomem o mesófilo foliar formando minas, o que causa consequentemente a redução da atividade fotossintética da planta hospedeira (EBRAHIMI; SHIRI; DUNPHY, 2016).

Entre as espécies do gênero *Liriomyza* a mais importante para a cultura do tomateiro é a *L. huidobrensis* (LOPES et al., 2019). Presente nos continentes Africano,

Asiático, Americano e Europeu (ALVES et al., 2014). As fêmeas adultas, no processo de alimentação e deposição dos ovos, realizam punções, o que causa manchas nas bordas e pontas das folhas (WEINTRAUB, 2017). As punções realizadas pelas espécies do gênero *Liriomyza* possuem formato arredondado e coloração branca (MUJICA et al., 2016).

No entanto, o principal dano é provocado pelas larvas devido à abertura de galerias, essas minas tornam-se perceptíveis 3-4 dias após a oviposição, resultado do desenvolvimento das larvas (POHRONEZNY et al., 1986), quando em altas infestações pode causar a senescência prematura das folhas (MUJICA et al., 2016). A espécie *L. huidobrensis* pode chegar a reduzir o rendimento da cultura do tomate em até 15%, no qual o nível estimado de dano econômico é 3,24 larvas por folha (LOPES et al., 2019)

Os tripses estão entre as principais pragas na região subtropical, devido os danos que causam as culturas hospedeiras através da alimentação, e pela capacidade de transmitir vírus como o Tospovirus, sendo o segundo dano, o mais importante, por reduzir a produtividade entre 80 e 100% (RAMANA et al., 2011). As espécies de tripses mais comuns no Brasil que atacam o tomate são *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910) e *Thrips palmi* (Karny, 1925) (Thysanoptera: Thripidae) (EMBRAPA, 2019).

A mandíbula é utilizada como uma espécie de sonda que perfuram o tecido vegetal. Após a perfuração, um par de estiletos se estende mais profundamente na estrutura celular das folhas, por onde é sugado o conteúdo celular (KINDT et al., 2003). Os danos causados por tripses, seja na fase adulta ou ninfal, é resultado da alimentação, visto que preferem alimentar-se de folhagens, flores (alimentam-se do pólen e do tecido floral) e frutos jovens. As folhas quando atacadas apresentam sinais da alimentação de coloração prateada, porém, quando a infestação é severa, as folhas podem chegar a coloração amarronzada. No entanto, quando o alvo é o fruto, o mesmo desenvolve-se marcado e deformado devido às injúrias causadas no momento da alimentação (RAMASAMY; RAVISHANKAR, 2018).

Quanto ao ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), é um aracnídeo polífago severo, alimentando-se de mais de 1100 espécies de plantas, com diferentes compostos de defesa (BAYU; ULLAH; TAKANO; GOTOH, 2017). As perdas econômicas são visíveis em vários cultivos agrícolas (CAZAUX et al., 2014). Os danos geralmente são na área foliar, em que quando atacadas as folhas apresentam clorose

generalizada e nervuras esverdeadas, evoluindo para necrose. Em altas infestações é perceptível a infestação na parte superior das folhas, podendo causar a morte das plantas jovens (MOURA, 2016). Em que, ao inserir o aparelho bucal, as células são perfuradas, afetando os pigmentos e outras estruturas foliares (HERRMANN et al., 2017).

Épocas secas favorecem os surtos ácaros, o que requer maior atenção. A dispersão se dá por meio do vento, através de fios de seda feitos pelos ácaros para a proteção e dispersão (FLESCHNER et al., 1956).

O manejo do ácaro-rajado é dificultado devido características como ciclo de vida curto, maturidade sexual precoce, alta fertilidade, partenogênese arrenotokosa e adaptação rápida a diferentes hospedeiros e condições ambientais (AGUT et al., 2018). Além disso, apresentam tendência em desenvolver resistência a vários inseticidas e acaricidas utilizados em seu manejo (AGUT et al., 2018).

Além das pragas descritas acima, a cultura do tomate é atacada por várias outras pragas, dentre elas podemos mencionar a traça-do-tomateiro e a broca-pequena-do-tomateiro:

A traça-do-tomateiro, *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae), é a praga mais importantes da cultura do tomate (COCCO; DELIPERI; DELRIO, 2012). Desde a introdução no Brasil, no final dos anos setenta, tem causado grandes prejuízos (GUEDES; PICANÇO, 2012), sendo considerada a praga chave da cultura (MOREIRA et al., 2013). Os danos ao tomateiro ocorrem em brotos apicais, caule, botões florais, folhas e nos frutos, tornando-os impróprios para comercialização (GONZÁLEZ-CABRERA et al., 2011). Em condições severas, os danos podem comprometer 100% da produção (VIGGIANI et al., 2009).

O principal método de manejo utilizado pelos produtores é o químico, com uso de inseticidas sintéticos, razão pela qual diversos produtos, pertencentes a diferentes grupos químicos estão registrados para o controle desta praga (AGROFIT, 2018). No entanto, as aplicações de inseticidas nem sempre tem proporcionado resultados satisfatórios (RODITAKIS et al., 2015).

Quanto a broca-pequena-do-tomateiro, *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae), é uma das principais pragas que infestam as *solanaceae* na América do Sul, originária da região neotropical (DA SILVA; KUMAR; SHABANI; PICANÇO, 2017). Considerada como uma das principais ameaças aos

cultivos de tomate no mundo, devido às perdas econômicas causadas, estimada entre 50 e 90% do cultivo (DIAZ-MONTILLA et al., 2013).

As fêmeas adultas depositam os ovos sobre frutos jovens, sendo geralmente colocados sozinhos, e após a eclosão, as lagartas entram nos frutos onde alimentam-se até a pupação (DIAZ-MONTILLA et al., 2013). Como o desenvolvimento das larvas são dentro dos frutos, a detecção e o controle são dificultados. Além disso, o escalonamento dos cultivos de tomate tem favorecido o aumento populacional da praga *N. elegantalis*, visto que terá suprimento de frutos constantemente para oviposição e desenvolvimento (MORAES; FOERSTER, 2015).

Neste sentido, as estratégias do Manejo integrado de pragas (MIP) são fundamentais, sendo a retirada de plantas daninhas da família Solanaceae, rotação de culturas, eliminação dos restos culturais, e o monitoramento com armadilhas de ferômonio podem ser utilizados no monitoramento desta praga (DIAZ et al 2013).

1.2.3 Mosca-branca (*Bemisia tabaci*)

Classificada entre as 100 pragas mais invasivas do mundo, a mosca-branca (*B. tabaci*) é considerada uma das pragas globais mais prejudiciais em culturas de campo aberto e ambiente protegido, com mais de 600 espécies de plantas hospedeiras e vetora de mais de 300 vírus (DE MORAES et al., 2011; POLSTON; DE BARRO; BOYKIN, 2014; GILBERTSON et al., 2015; RAMOS et al., 2018).

O provável centro de origem de *B. tabaci* é na África subsaariana. A disseminação para outros continentes ocorreu provavelmente pelo transporte de material vegetal realizado pelo homem. Descrita pela primeira vez por Gennadius no ano de 1889, em plantas de tabaco, na Grécia. Atualmente, é considerada um complexo de espécies morfológicamente indistinguível, com mais de 40 espécies descritas, dentre as quais as espécies crípticas Mediterranean – MED (biótipo Q) e Middle east-asia minor 1 – MEAM1(biótipo B) são as mais invasivas e importantes (BOYKIN et al., 2007; DE BARRO et al., 2011; ROOPA et al., 2015; HADJISTYLLI et al., 2016).

Quanto a identificação das espécies irmãs, são realizadas com base em um banco de dados do gene mitocondrial citocromo-oxidase I (mtCOI), que contém 544 sequências únicas de *B. tabaci*, sendo a divergência genética utilizada na

identificação de novas espécies dentro do complexo equivalente a 4% (BOYKIN; DE BARRO, 2014; KANAKALA; GHANIM, 2015).

No Brasil, até a década de 90, havia apenas a ocorrência de espécies nativas de mosca-branca New World 1 (NW1) e New World 2 (NW2) que predominavam os campos, colonizando as plantas daninhas, não tendo importância como inseto-praga. Na década de 90 com a introdução da espécie MEAM1 no Brasil, através de plantas ornamentais em São Paulo, começou a surgir com maior frequência, surtos populacionais e incidência de vírus. Sendo a espécie mais difundida no Brasil atualmente (LOURENÇÃO, NAGAI, 1994; MARUBAYASHI et al., 2013; DE MORAES et al., 2018).

A espécie MED, é mais recente no país, sendo identificada pela primeira vez, no estado Rio Grande do Sul, em 2014, por meio de plantas ornamentais. Um ano após a primeira invasão, 2015, surgiu a segunda invasão, mas desta vez nos estados do Paraná e São Paulo. Apesar de serem estados vizinhos, constatou-se que os insetos eram geneticamente diferentes. Atualmente, foi constatado a presença de MED em Minas Gerais, Santa Catarina e Goiás. O avanço de MED aos principais centros produtores do país, tem preocupado os agricultores devido à dificuldade de manejo desta praga, e por ter sido encontrada em plantas como tomate, pimentão, pepino, berinjela e plantas daninhas (BARBOSA et al., 2015; DE MORAES et al., 2017; DE MORAES et al., 2018; BELLO et al., 2020)

Com a chegada das espécies crípticas invasivas, as nativas foram parcialmente deslocadas. No entanto, ainda se tem registros delas no país, em que, segundo o Grupo de Pesquisa em Mosca-branca (GPMB) existe a presença de NW (Novo Mundo) nos estados de Mato Grosso, São Paulo e Rio Grande do Sul (<https://www.fca.unesp.br/#!/pesquisa/gpmb/mapas/>), sendo espécie nativa predominante a NW2, associada a plantas espontâneas. Essas espécies crípticas de *B. tabaci* divergem entre si quanto ao hospedeiro, resistência a inseticidas, tolerância a estresses abióticos, taxa de desenvolvimento, comportamento alimentar (BARBOSA et al., 2014; HOROWITZ, 2014).

As moscas-brancas possuem organismos bacterianos, conhecidos como endossimbiontes, os quais podem influenciar na biologia do hospedeiro, interações com o ambiente e outros organismos. Eles estão envolvidos em muitos aspectos, seja na fisiologia, nutrição, evolução, reprodução e defesa dos insetos. O endossimbionte obrigatório para as moscas-brancas é o *Candidatus portiera aleyrodidarum*,

responsável por sintetizar aminoácidos e carotenoides que a mosca-branca não consegue produzir. Além dos endossimbiontes primários, tem os secundários, conhecidos como: *Arsenophonus*, *Hamiltonella*, *Fritschea*, *Cardinium*, *Rickettsia*, *Wolbachia* (GOTTILIEB et al., 2008; BING et al. 2013; SANTOS-GARCIA et al., 2014; HUSSAIN et al., 2017).

O endossimbionte secundário *Rickettsia* em mosca-branca proporciona maior tolerância a altas temperaturas, suscetibilidade a inseticidas, maior fecundidade e taxa e sobrevivência dos indivíduos. *Wolbachia* atua na reprodução, e aptidão das moscas brancas. Além disso, *Wolbachia* é apontado por causar incompatibilidade citoplasmática, feminização e matança de progênes machos. Enquanto que a *Hamiltonella* proporciona maior oviposição, rápido desenvolvimento do inseto e interfere na defesa das plantas, favorecendo a infestação do inseto hospedeiro (WERREN et al., 2008; BRUMIN et al., 2011; SU et al., 2013; CARDOSO; GÓMEZ-ZURITA, 2020; SUN et al., 2020).

Quanto às características morfológicas, os adultos possuem 1-2 mm de comprimento, coloração amarelada, asas cobertas com cera em pó de coloração esbranquiçada, quando em repouso as asas ficam ligeiramente afastadas de modo que a parte mediana do abdômen fique amostra. Quanto as ninfas, são translúcidas com coloração amarela, passando por 4 ínstar, sendo o primeiro ínstar móvel e o último com presença de olhos vermelhos. Os ovos são depositados na face abaxial da folha, fixados com um pedicelo, com formato oval e coloração creme quando recém depositado, tornando-se marrom dourado quando estão perto de eclodir (BAIG; DUBEY; RAMAMURTHY, 2015).

A reprodução é do tipo haplo-diploide, ou seja, os ovos não fertilizados formaram indivíduos machos, e progênes femininas de ovos fertilizados. O ciclo de vida é diferente entre os sexos, em que os machos vivem em torno de 18-22 dias, e as fêmeas de 18-25 dias, variando conforme a temperatura e o hospedeiro (LIU; COLVIN; DE BARRO, 2012, BAIG; DUBEY; RAMAMURTHY, 2015; BOYKIN et al., 2018).

O manejo dessa praga é dificultado pela localização do mesmo na planta, e pelo uso indiscriminado de inseticidas químicos, que pode selecionar populações resistentes a diversos ingredientes ativos. Além disso, é importante mencionar que o uso de inseticidas não seletivos vem reduzindo populações de agentes de controle biológicos, entre eles do parasitoide de ninfas *Encarsia formosa* (Gahan, 1924)

(Hymenoptera: Aphelinidae), inimigo natural da praga, o qual é considerado o mais dominante e eficiente no controle de mosca-branca em vários países (VIEIRA et al., 2013; HE et al., 2018).

No entanto, os parasitoides são expostos a esses inseticidas seja no momento da aplicação, consumo de néctar em plantas tratadas, ou através de hospedeiros contaminados, o que pode resultar em morte. Neste sentido, testes de toxicidade são muito importantes para auxiliar no Manejo Integrado de Pragas (MIP). Visto que, mais de 98% de *E. formosa* morreu após 6h de tratadas com neonicotinoides comumente utilizados no campo (imidacloprida, nitenpiram e tiametoxam) (STANLEY; PREETHA, 2016; WANG et al., 2019).

Outro método de controle que vem sendo estudado é o método de administração de siRNA, dsRNA de v-ATPase, que segundo ao alimentar os insetos com dsRNA/siRNA, durante seis dias, proporcionou uma mortalidade de 29-97% dos indivíduos. Isso ocorre porque ao ingerir o siRNA ocorre o silenciamento da v-ATPase, causando a morte ou influenciando no ciclo da mosca-branca (UPADHYAY et al., 2011; THAKUR et al., 2014).

A mosca-branca pode interferir na anatomia, fisiologia e bioquímica das plantas hospedeiras, tornando-as atraente a outros vetores. *B. tabaci* interfere em processos básicos da fisiologia do hospedeiro, reduzindo a taxa transpiração, trocas gasosas e fotossíntese, além de diminuir o conteúdo de clorofilas. A camada escura que se formam sobre as folhas, desenvolvimento dos fungos do gênero *Capnodium*, reduz a incidência de luz solar, provocando menor taxa fotossintética. Em tomate, por exemplo, ocorre maturação irregular e murchamento das folhas provocado pelo desenvolvimento de fungos (FIRDAUS et al., 2012; ERRARD et al., 2015; FERERES et al., 2016; MASUDA; KATO; SAITO, 2016; ZHANG et al., 2017).

Entre as culturas colonizadas, o tomate é uma das plantas preferidas pela *B. tabaci* espécies crípticas MED e MEAM1, provocando danos diretos e indiretos, através da sucção de seiva, em que o principal problema é a injeção de toxinas nas plantas. Além disso, ao alimentar-se, a mosca-branca excreta substâncias açucaradas possibilitando o desenvolvimento de fungos. Alterando a fisiologia da planta hospedeira, tornando-a mais atraente a outros vetores (JIAO et al., 2012; FERERES et al., 2016; TAMILSELVAN et al., 2020).

1.2.4 Estratégias de defesa das plantas

As plantas são expostas a uma ampla gama de patógenos e insetos-praga, que podem causar estresse biótico, desencadeando alterações fisiológicas em resposta a ação destes organismos (BAI et al., 2018). Neste cenário, as plantas como organismos sésseis, desenvolveram vias de sinalização para identificar sinais externos. Diferindo insetos sugadores de mastigadores, em que, insetos mastigadores apresentam via de sinalização o ácido jasmônico (JA), enquanto que os sugadores de seiva ativam a via de sinalização do ácido salicílico (SA), como é o caso da mosca-branca (TAIZ; ZEIGER, 2017).

Quando atacadas as plantas podem alterar o metabolismo em resposta as condições adversas as quais são submetidas, fazendo com que haja um acúmulo de espécies reativas de oxigênio (ERO's) como um sinal ativo de estresse (CAMEJO et al., 2016). No entanto, cabe ressaltar que a produção de ERO's ocorre normalmente em consequência do metabolismo celular, em que são produzidas e degradadas em condições normais de desenvolvimento devido os processos metabólicos da fotossíntese, respiração e fotorrespiração (MHAMDI; BREUSEGEM, 2018).

A degradação de ERO's ocorre por dois sistemas, o enzimático e o não enzimático. No não-enzimático podemos citar o ácido ascórbico (AsA) e a glutathiona (GSH), sendo o ácido ascórbico um importante antioxidante na redução de espécies reativas de oxigênio induzida por patógenos (ATHAR; KHAN; ASHRAF, 2008).

Quanto ao enzimático, é composto por enzimas antioxidantes como a superóxido dismutase (SOD), guaiacol peroxidase (guaiacol POD), catalase (CAT) e ascorbato peroxidase (APX) (SHI et al., 2014). A peroxidase (POD) responsável por catalisa a formação de ligninas e fenóis oxidativos que auxilia no reforço da estrutura celular. A catalase (CAT) proporciona maior resistência na parede celular e atua como sinal na indução de genes de defesa (CHEN et al., 1993; ZHAO et al., 2016). Além desses sistemas, as plantas possuem enzimas de resistência como a polifenol oxidase (PPO), responsável por oxidar fenóis em quinona, interagindo com a cadeia lateral nucleotídica de aminoácidos, provocando ligações cruzadas de proteínas que se tornam indisponíveis aos insetos (ZHANG et al., 2008). Fenilalanina amônia-liase (PAL), é uma enzima envolvida na biossíntese de fitoalexinas e ligninas, aumentando

a resistência das plantas. Além disso, o aumento dos níveis de PAL leva ao acúmulo de compostos fenólicos (BHONWONG et al., 2009).

Devido à grande importância como antioxidante e provável correlação com a resistência das plantas ao ataque de insetos (DUAN et al., 2014; WAR; MUNGHATE, 2015), as enzimas antioxidantes vem recebendo cada vez mais destaque. Portanto, buscando demonstrar a importância e ligação com a resistência de plantas, alguns trabalhos serão mencionados abaixo.

O estresse causado pela alimentação de *Trialeurodes ricini* (Misra, 1924) (Hemiptera: Aleyrodidae) em mamona, causou alteração no perfil enzimático (CAT, PPO e PAL), teor de aminoácidos livres, proteínas e compostos fenólicos (KURRA; PATHIPATI, 2015). Em arroz, a alimentação de *Laodelphax striatellus* (Fallén, 1826) (Hemiptera: Delphacidae) induziu respostas bioquímicas em ambas as variedades analisadas, em que as enzimas PAL, PPO e POD tiveram os níveis aumentados, o que pode ter influenciado na resistência das plantas ao ataque, visto que a PAL é a primeira enzima da via fenilpropanoídes e está envolvida na biossíntese de fenóis, fitoalexinas e ligninas (DUAN et al., 2014).

As enzimas protetoras CAT e SOD tiveram os níveis aumentados na cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) quando atacadas por ácaros (*Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval, 1867) (Acari: Tetranychidae), em que verificou-se que a sobrevivência, desenvolvimento e alimentação dos ácaros foram inibidos significativamente (LU et al., 2017). Do mesmo modo, buscando avaliar a resistência de cinco genótipos de amendoim ao ataque de lagartas de *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1809) (Lepidoptera: Noctuidae), *Spodoptera litura* (Fabricius, 1775) (Lepidoptera: Noctuidae) e cigarrinha *Empoasca kerri* (Pruthi, 1940) (Hemiptera: Cicadellidae), analisaram que as cultivares resistentes (4 genótipos resistentes) apesar de possuírem menores níveis de danos nas folhas, as mesmas apresentaram maior atividade enzimática (POD, CAT, PAL, SOD, APX, LOX), fenóis totais, proteínas e peróxido de hidrogênio (H₂O₂) que o genótipo susceptível, sugerindo que as enzimas defensivas estão diretamente ligadas a resistência genotípica aos insetos (WAR; MUNGHATE, 2015).

Os metabólitos secundários, são substâncias de grande diversidade estrutural, presentes em todas as plantas, podendo apresentar modificações dependendo do tecido, órgão e espécie (WINK; SCHIMMER, 2018). Como é o caso do gênero *Capsicum* (pimentas e pimentões) que possuem metabólitos secundários únicos,

conhecidos com capsaicínoides, capsaicina, dihidrocapsaicina e nordihidrocapsaicina (LUNA-RUIZ; NABHAN; AGUILAR-MELÉNDEZ, 2018).

Os metabólitos secundários são importantes mediadores ecológicos, em resposta a fatores bióticos e abióticos, e podem ser ativados nas plantas, com a finalidade de atrair predadores para as pragas que as infestam, através da liberação de compostos voláteis (GASMI et al., 2019), ou simplesmente atração de polinizadores (TAIZ; ZEIGER, 2017). Entre os aleloquímicos defensivos anti-herbívoros conhecidos podemos citar: compostos fenólicos, alcalóides, hidrocarbonetos voláteis e proteínas vegetais (SMITH, 2010).

Os compostos fenólicos são considerados um dos principais grupos de metabólitos secundários com atividades bioativas, das quais fazem parte os ácidos fenólicos, flavonóides, estilbenos e ligninas (DELGADO et al., 2019). Dentre os compostos fenólicos, temos os flavonóides, que são substâncias encontradas em frutas e vegetais, subdivididos em: antocianinas, flavonóis, flavonas, flavanonas, isoflavonas, chalconas e benzofenonas (DINTCHEVA; D'ANNA, 2019).

Produzidos em diferentes órgãos das plantas (raiz, caule, folha, flores, frutos e sementes), com diversas funções, desde proteção contra luz UV à ação anti-herbívoria. A luz UV pode danificar membranas, DNA e proteínas, assim, quando as plantas captam a luz UV para proteger-se sintetizam compostos fenólicos que atuam como filtros solares, evitando a ação oxidante das células (TAIZ; ZEIGER, 2017).

Os compostos fenólicos podem inibir a alimentação de insetos herbívoros, devido a capacidade de interagir com proteínas solúveis, formando compostos não digeríveis nos insetos, causando inativação de enzimas do intestino do inseto herbívoro, além de liberar espécies reativas de oxigênio no trato digestório, que desencadearam uma série de reações que resultaram em morte dos insetos (HARBORNE, 1999). Em repolho, os compostos fenólicos medeiam a escolha de *B. tabaci* MED e MEAM1, ou seja, interferem nessa escolha, em que a busca pelo aumento do teor fenóis totais, que fenóis específicos são essenciais no manejo de *B. tabaci* (YANG et al., 2020).

A aplicação exógena de ácido clorogênico (composto fenólico) em batata-doce conferiu resistência ao gorgulho, e verificou-se que os danos causados pelo inseto provocaram maior produção de ácido clorogênico devido a resposta hormonal provocada (Ácido jasmônico (AJ), ácido abscisíco (ABA) e ácido salicílico (AS) (LIAO et al., 2020).

Os taninos são compostos fenólicos amplamente estudados devido as interações entre as plantas e o ecossistema, como a interação inseto-planta, na qual possui papel fago-inibidores, e os elevados teores de tanino podem reduzir a palatabilidade das plantas quanto aos insetos herbívoros (MONTEIRO et al., 2005). Eles podem causar efeito negativo no desenvolvimento dos insetos-pragas, devido ao sabor adstringente e a capacidade de produção de proteínas complexas, causando menor digestibilidade e por atuar como inativadores enzimáticos (CARETTO et al., 2015).

Ao testar o ácido tânico + clorantraniliprol em *Spodoptera exígua* (Hubner, 1808) (Lepidoptera: Noctuidae) de terceiro ínstar, o tempo de desenvolvimento na fase de larva e pupa foi aumentado, no entanto a fecundidade e sobrevivência dos insetos foi reduzida (HAFEEZ et al., 2019).

1.2.5 Uso de hormônios e biorreguladores vegetais no manejo de insetos-praga

Os hormônios vegetais são pequenas moléculas de sinalização endógenas as plantas, são eles: giberelina (GA), citocina (CK), auxina (AUX), ácido abscísico (ABA), etileno (ET), ácido jasmônico (JA), brassinosteroides (BRs) e ácido salicílico (SA). Os hormônios desempenham papéis fundamentais no crescimento e defesa das plantas, por regularem o processo de sinalização do ataque (YANG et al., 2019). Entre os hormônios citados, etileno, ácido jasmônico e ácido salicílico são conhecidos por hormônios de defesa.

Todavia, o papel da citocinina, giberelina e auxina vem sendo estudado quanto a interação inseto-planta. Por exemplo, citocinina tem sido estudada na interação com insetos, pois ela estimula a expressão de genes induzidos por feridas causadas por insetos broqueadores, provocando a formação de compostos inseticidas (GIRON et al., 2013), modulando respostas de defesa local e sistêmica nas plantas atacadas (SCHÄFER et al., 2015).

A aplicação exógena de citocinina (benzilaminopurina) influencia o desenvolvimento, alimentação e ganho de peso de lagartas de Mariposa cigana *Lymantria díspar* (Linnaeus) (Lepidoptera: Erebidae) (DERVINIS et al., 2010). Em abobora, baixas concentrações (25ppm) de citocinina apresentaram menor infestação de *B. tabaci* (SAAD, 2020). Enquanto a auxina desempenha um papel importante no crescimento e desenvolvimento das plantas, além de participar da defesa das plantas

contra patógenos (ZHANG et al., 2019). No entanto, giberelina é apontada juntamente ao jasmonato, por serem responsáveis por aumentar a quantidade de tricomas nas plantas, as protegendo contra insetos herbívoros, atuando desde crescimento a defesa das plantas (QI et al., 2014).

As auxinas são fortemente ligadas a indução de defesa, aumentando o teor da auxina IAA (ácido indol-3-acético) após 30 a 60s do ataque de insetos, com pico de produção 5 min após a herbívora. Essa resposta ocorre antes do pico de jasmonato, e se espalha rapidamente do local da ferida a outros tecidos não atacados de maneira sistêmica (MACHADO et al., 2016).

1.3 CONCLUSÃO

Resumindo, as plantas quando atacadas apresentam alteração fisiológicas e bioquímicas, que podem ser exploradas pelos programas de melhoramento genético na busca de plantas resistentes. As plantas com elevados níveis de enzimas de resistência e compostos fenólicos, podem reduzir a infestação de insetos pragas devido a formação de compostos menos nutritivos, que podem refletir em menor infestação dos cultivos. Em que, a compreensão das respostas dadas pelas plantas pode ser utilizada no manejo de insetos-praga, junto as táticas de manejo abordadas no manejo integrado de pragas (MIP).

REFERÊNCIAS

- ABCSEM. Associação Brasileira de comércio de sementes e mudas. **Anuário 2014**. Disponível em:<<http://abcsem.com.br/realeases/2420/> Tomaticultura- valioso segmento do agronegócio nacional> Acesso em: Outubro de 2018.
- AGUT, B; PASTOR, V.; JAQUES, J.A.; FLORS, V. Can plant defence mechanisms provide new approaches for the sustainable control of the two-spotted spider mite *tetranychus urticae*? **International Journal of Molecular Sciences**, v.19, 2018. <https://doi.org/10.3390/ijms19020614>
- ALVARENGA, M.A.R. Tomate: produção em campo, em casa-de-vegetação e em hidroponia. Lavras, MG: **Ed. UFLA**, 400p., 2004.
- ALVES, F. M.; DINIZ, J. F.; DA SILVA, Í. W.; FERNANDES, F. L.; DA SILVA, P. R.; GORRI, J. E. A sampling plan for *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) on a potato (*Solanum tuberosum*) plantation. **American journal of potato research**, v. 91, n. 6, p. 663-672, 2014.
- ATHAR, H.; KHAN, A.; ASHRAF, M. Exogenously applied ascorbic acid alleviates salt-induced oxidative stress in wheat. **Environmental and Experimental Botany**, v. 63, n. 1-3, p. 224-231, 2008.
- BAI, Y.; KISSOUDIS, C.; YAN, Z.; VISSER, R. G.; LINDEN, G. V.D. Plant behaviour under combined stress: tomato responses to combined salinity and pathogen stress. **The Plant Journal**, v. 93, n.4, p.781-793, 2018.
- BAIG, M. M.; DUBEY, M.; Kumar, A.; RAMAMURTHY, V. V. Biology and morphology of life stages of three species of whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) from India. **The Pan-Pacific Entomologist**, v. 91, n. 2, p. 168-184, 2015.
- BARBOSA, L.F.; YUKI, V.A.; MARUBAYASHI, J.M.; et al. First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. **Pest Management Science**, v. 71, n. 4, p. 501–504, 2015.
- BARBOSA, L.F; MARUBAYASHI, J.M.; MARCHI, B.R.; YUKI, V. A.; PAVAN, M.A.; MORIONES, E.; KRAUSE-SAKATE, R. Indigenous American species of the *Bemisia tabaci* complex are still widespread in the Americas. **Pest management science**, v. 70, n. 10, p. 1440-1445, 2014.
- BAYU, M. S. Y. I.; ULLAH, M. S.; TAKANO, Y.; GOTOH, T. Impact of constant versus fluctuating temperatures on the development and life history parameters of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 72, n. 3, p. 205-227, 2017.
- BELLO, V. H.; WATANABE, L. F. M.; FUSCO, L. M.; DE MARCHI, B. R.; DA SILVA, F. B.; GORAYEB, E. S.; MOURA, M. F.; SOUZA, I. M.; MULLER, C.; SALAS, F. J. S.; YUKI, V. A.; BUENO, R. C. O. F.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. Outbreaks of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in vegetable crops in São Paulo and Paraná States, Brazil. **Bulletin of Entomological Research**, p. 1-10, 2020.
- BHONWONG, A.; STOUT, M. J.; ATTAJARUSIT, J.; TANTASAWAT, P. Defensive role of tomato polyphenol oxidases against cotton bollworm *helicoverpa armigera*

and beet armyworm spodoptera exigua. **Journal of Chemical Ecology**, v. 35, n. 1, p. 28–38, 2009.

BING, X. L.; YANG, J.; ZCHORI-FEIN; E.; WANG, X. W.; LIU, S. S. Characterization of a newly discovered symbiont of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Applied and environmental microbiology**, v. 79, n. 2, p. 569-575, 2013.

BOYKIN, L. M. SHATTERS JR, R. G.; ROSELL, R. C.; MCKENZIE, C. L.; BAGNALL, R. A.; DE BARRO, P.; FROHLICH, D. R. Global relationships of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) revealed using Bayesian analysis of mitochondrial COI DNA sequences. **Molecular phylogenetics and evolution**, v. 44, n. 3, p. 1306-1319, 2007.

BOYKIN, L. M.; DE BARRO, Paul J. A practical guide to identifying members of the *Bemisia tabaci* species complex: and other morphologically identical species. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 2, p. 45 2014.

BOYKIN, L. M.; KINENE, T.; WAINAINA, J. M.; SAVILL, A.; SEAL, S.; MUGERWA, H.; MACFADYEN, S.; TAY, W. T.; DE BARRO, P.; KUBATKO, L.; ALICAI, T.; OMONGO, C. A.; TAIRO, F.; NDUNGURU, J.; SSERUWAGI, P. Review and guide to a future naming system of African *Bemisia tabaci* species. **Systematic Entomology**, v. 43, n. 3, p. 427-433, 2018.

BRUMIN, M.; KONTSEDALOV, S.; GHANIM, M. Rickettsia influences thermotolerance in the whitefly *Bemisia tabaci* B biotype. **Insect Science**, v. 18, p. 57–66, 2011. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2010.01396.x>

CAMEJO, D.; GUZMAN-CEDENO, A.; MORENO, A. Reactive oxygen species, essential molecules, during plant–pathogen interactions. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 103, p. 10-23, 2016.

CARDOSO, A.; GÓMEZ-ZURITA, J. Food resource sharing of alder leaf beetle specialists (Coleoptera: Chrysomelidae) as potential insect-plant interface for horizontal transmission of endosymbionts. **Environmental Entomology**, v.49, p. 1402–1414, 2020. <https://doi.org/10.1093/ee/nvaa111>

CARETTO, S.; LINSALATA, V.; COLELLA, G.; MITA, G.; LATTANZIO, V. Carbon fluxes between primary metabolism and phenolic pathway in plant tissues under stress. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 16, n.11, p. 26378-26394, 2015.

CAZAUX, M., NAVARRO, M., BRUINSMA, K. A., ZHUROV, V., NEGRAVE, T., VAN LEEUWEN, T., GRBIC, V., GRBIC, M. Application of two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* for plant-pest interaction studies. **Journal of visualized experiments: JoVE**, n. 89, 2014

CHEN, Z.; SILVA, H.; KLESSIG, D. F. Active oxygen species in the induction of plant systemic acquired resistance by salicylic acid. **Science**, v. 262, n. 5141, p. 1883-1886, 1993.

COCCO, A.; DELIPERI, S.; DELRIO, G. Potential of mass trapping for *Tuta absoluta* management in greenhouse tomato crops using light and pheromone traps. **IOBC-WPRS Bull**, v. 80, p. 319-324, 2012.

DA SILVA, R. S.; KUMAR, L.; SHABANI, F.; PICANÇO, M. C. Potential risk levels of invasive *Neoleucinodes elegantalis* (small tomato borer) in areas optimal for open-field *Solanum lycopersicum* (tomato) cultivation in the present and under predicted climate change. **Pest Management Science**, v. 73, n.3, p. 616-627, 2017.

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

DE MORAES, L. A.; MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; GHANIM, M.; BELLO, V. H.; DE MARCHI, B. R.; WECKWERTH, W.; BARBOSA, L. F.; BOYKIN, L. M.; KRAUSE-SAKATE, R.; PAVAN, M. A. New invasion of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in Brazil associated to ornamental plants. **Phytoparasitica**, v. 45, n. 4, p. 517-525, 2017.

DE MORAES, L. A.; MULLER, C.; BUENO, R. C. O. F.; SANTOS, A.; BELLO, V. H.; DE MARCHI, B. R.; WATANABE, L. F. M.; MARUBAYASHI, J. M.; SANTOS, B. R.; YUKI, V. A.; TAKADA, H. M.; BARROS, D. R.; NEVES, C. G.; SILVA, F. N.; GONÇALVES, M. J.; GHANIM, M.; BOYKIN, L.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific reports** v. 8, n. 1, p. 1-13, 2018.

DE MORAES, L. A.; MULLER, C.; BUENO, R. C. O. F.; SANTOS, A.; BELLO, V. H.; DE MARCHI, B. R.; WATANABE, L. F. M.; MARUBAYASHI, J. M.; SANTOS, B. R.; YUKI, V. A.; TAKADA, H. M.; BARROS, D. R.; NEVES, C. G.; SILVA, F. N.; GONÇALVES, M. J.; GHANIM, M.; BOYKIN, L.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific reports**, v. 8, n. 1, p. 1-13, 2018.

DELGADO, A.M; ISSAOUI, M.; CHAMMEM, N. Analysis of Main and Healthy Phenolic Compounds in Foods. **Journal of AOAC International**, 2019.

DERVINIS, C., FROST, C.J., LAWRENCE, S.D., NOVAK, N.G., DAVIS, J.M. Cytokinin primes plant responses to wounding and reduces Insect performance. **Journal of Plant Growth Regulation**, v.29, p. 289–296, 2010.
<https://doi.org/10.1007/s00344-009-9135-2>

DÍAZ-MONTILLA, A. E.; SUÁREZ-BARÓN, H. G.; GALLEGOS-SÁNCHEZ, G.; SALDAMANDO-BENJUMEA, C. I.; TOHME, J. Geographic differentiation of Colombian *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) haplotypes: evidence for Solanaceae host plant association and Holdridge life zones for genetic differentiation. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 106, n. 5, p. 586-597, 2013.

DINTCHEVA, N. T.; D'ANNA, F. Anti-/Pro-oxidant behaviour of naturally occurring molecules in polymers and biopolymers: a brief review. **ACS Sustainable Chemistry & Engineering**, 2019.

DUAN, C.; YU, J.J.; BAI, J.; ZHU, Z.; WANG, X. Induced defense responses in rice plants against small brown planthopper infestation. **The Crop Journal**, v. 2, n. 1, p. 55-62, 2014.

EBRAHIMI, L; SHIRI, M. R.; DUNPHY, G. B. Efficacy of the Entomopathogenic Nematode, *Steinernema feltiae* Against the Vegetable Leaf Miner, *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 26, n. 3, p. 583, 2016.

ERRARD, A.; ULKICHS, C.; KUHNE, S.; MEWIS, I.; DRUNGAWSKI, M.; SCHREINER, M.; BALDERMANN, S. Single-versus multiple-pest infestation affects differently the biochemistry of tomato (*Solanum lycopersicum* 'Ailsa Craig'). **Journal of agricultural and food chemistry**, v. 63, n. 46, p. 10103-10111, 2015.

FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos**: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de Tomate no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.

FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos**: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de pimentão no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.

FERERES, A.; PEÑAFLORES, M. F. G. V.; FAVARO, C. F.; AZEVEDO, K. E.; LANDI, C. H.; MALUTA, N. K. P.; BENTO, J. M.; LOPES, J. R. S. Tomato infection by whitefly-transmitted circulative and non-circulative viruses induce contrasting changes in plant volatiles and vector behaviour. **Viruses**, v. 8, n. 8, 2016.

FILGUEIRA, F.A.R. Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa, MG: **Editora UFV**, 2013. 421p.

FIRDAUS, S.; VAN HEUSDEN, A. W.; HIDAYATI, N.; SUPENA, E. D. J.; VISSER, R. G.; VOSMAN, B. Resistance to *Bemisia tabaci* in tomato wild relatives. **Euphytica**, v. 187, n. 1, p. 31-45, 2012.

FLESCHNER, C. A.; BADGLEY, M. E.; RICKER, D. W.; HALL, J. C. Air drift of spider mites. **Journal of Economic Entomology**, v. 49, n.5, 624-627, 1956.

FLORA DO BRASIL 2020 EM CONSTRUÇÃO. **Jardim Botânico do Rio de Janeiro**. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 10 Ago. 2019

GANGWAR, R. K.; GANGWAR, C. Lifecycle, distribution, nature of damage and economic importance of whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Acta Scientific Agriculture**, v. 2, n. 4, p. 36-39, 2018.

GASMI, L.; MARTÍNEZ-SOLÍS, M.; FRATTINI, A.; YE, M.; COLLADO, M.C.; TURLINGS, T.C.J.; ERB, M.; HERRERO, S. Can herbivore-induced volatiles protect plants by increasing the herbivores' susceptibility to natural pathogens? **Applied and Environmental Microbiology**, v.85, p.1–10, 2018. <https://doi.org/10.1101/317560>

GHATAK, A.; CHATURVEDI, P.; PAUL, P.; AGRAWAL, G. K.; RAKWAL, R.; KIM, S. T.; WECKWERTH, W.; GUPTA, R. Proteomics survey of Solanaceae family: current status and challenges ahead. **Journal of proteomics**, v. 169, p. 41-57, 2017.

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.

GONZÁLEZ-CABRERA, J.; MOLLÁ, O.; MONTÓN, H.; URBANEJA, A. Efficacy of *Bacillus thuringiensis* (Berliner) in controlling the tomato borer, *Tuta absoluta* (Meyrick)(Lepidoptera: Gelechiidae). **BioControl**, v. 56, n.1, p.71-80, 2011.

GOTTLIEB, Y.; GHANIM, M.; GUEGUEN, G.; KONTSEDALOV, S.; VAVRE, F.; FLEURY, F.; ZCHORI-FEIN, E. Inherited intracellular ecosystem: symbiotic bacteria share bacteriocytes in whiteflies. **The FASEB Journal**. v. 22, p. 2591–2599, 2008. <https://doi.org/10.1096/fj.07-101162>

GOTTLIEB, Y.; GHANIM, M.; GUEGUEN, G.; KONTSEDALOV, S.; VAVRE, F.; FLEURY, F.; ZCHORI-FEIN, E. Inherited intracellular ecosystem: symbiotic bacteria share bacteriocytes in whiteflies. **The FASEB Journal**. v. 22, p. 2591–2599, 2008. <https://doi.org/10.1096/fj.07-101162>

GUEDES, R.N.C; PICANÇO, M.C. A broca do tomateiro *Tuta absoluta* na América do Sul: status de pragas, manejo e resistência a inseticidas. **Boletim EPPO**, v. 42, n. 2, p. 211-216, 2012.

HADJISTYLLI, M.; RODERICK, G.K.; BROWN, J.K. Global population structure of a worldwide pest and virus vector: Genetic diversity and population history of the *Bemisia tabaci* sibling species group. **PloS one**, v. 11, n. 11, p. e0165105, 2016.

HAFEEZ, M.; LIU, S.; JAN, S.; GULZAR, A.; FERNÁNDEZ-GRANDON, G.M.; QASIM, M.; KHAN, K.A.; ALI, B.; KEDIR, S.J.; FAHAD, M.; WANG, M. Enhanced effects of dietary tannic acid with chlorantraniliprole on life table parameters and nutritional physiology of *Spodoptera exigua* (Hübner). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.155, p. 108–118, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2019.01.012>

HARBORNE, J.B. The comparative biochemistry of phytoalexin induction in plants. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 27, n. 4, p. 335-367, 1999

HE, Z.; LIU, Y.; WANG, L.; GUO, Q.; ALI, S. assessment of two insecticides on *Encarsia formosa*, parasitoid of whitefly *Bemisia tabaci*. **Insects**, v. 9, n. 3, p. 116, 2018.

HERRMANN, I.; BERENSTEIN, M.; PAZ-KAGAN, T.; SADE, A.; KARNIELI, A. Spectral assessment of two-spotted spider mite damage levels in the leaves of greenhouse-grown pepper and bean. **Biosystems Engineering**, v. 157, p. 72–85, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2017.02.008>

HOROWITZ, A. R.; ISHAAYA, I. Dynamics of biotypes B and Q of the whitefly *Bemisia tabaci* and its impact on insecticide resistance. **Pest management science**, v. 70, n. 10, p. 1568-1572, 2014.

HUSSAIN, M., AKUTSE, K. S., RAVINDRAN, K., LIN, Y., BAMISILE, B. S., QASIM, M., DASH, C.K.; WANG, L. Effects of different temperature regimes on survival of *Diaphorina citri* and its endosymbiotic bacterial communities. **Environmental microbiology**, v. 19, n. 9, p. 3439-3449, 2017.

IUCN – International union for conservation of nature, 2021. **Global invasive species database (ISSG): *Bemisia tabaci***, 2021. Disponível em: <<http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=106>> Acessado em 11 de março de 2021.

JIAO, X.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; ZHOU, L.; PAN, H.; LIU, B.; ZANG, Y. Host preference and nymph performance of B and Q putative species of *Bemisia tabaci* on three host plants. **Journal of Pest Science**, v. 85, n. 4, p. 423–430, 2012.

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Advances in the Genomics of the Whitefly *Bemisia tabaci*: **An Insect Pest and a Virus Vector**. p. 19–40, 2015.

KARBAN, R.; BALDWIN, I. T. **Induced responses to herbivory**. University of Chicago Press, 1997.

KURRA, S.; PATHIPATI, U.R. Whitefly, *Trialeurodes ricini* (Genn) feeding stress induced defense responses in castor, *Ricinus communis* L. plants. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 18, n. 3, p. 425-431, 2015.

LIAO, Y.; ZENG, L.; RAO, S.; GU, D.; LIU, X.; WANG, Y.; ZHU, H.; HOU, X.; YANG, Z. Induced biosynthesis of chlorogenic acid in sweetpotato leaves confers the resistance against sweetpotato weevil attack. **Journal of Advanced Research**, v. 24, p. 513–522, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.jare.2020.06.011>

LIMA, C. E. P.; MAKISHIMA, N.; RIBEIRO, C.S.C. Pimentas: **Clima**. 2019. Disponível em: <<https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/pimenta/arvore/CONT000gn08zc7m02wx5ok0liq1mqdaw0w4t.html>> Acesso em 01 de julho de 2019.

LIU, S.S; COLVIN, J.; DE BARRO, P. J. Species concepts as applied to the whitefly *Bemisia tabaci* systematics: how many species are there? **Journal of Integrative Agriculture**, v. 11, n. 2, p. 176-186, 2012.

LOPES, J.P.; MACHADO, E.C.; DEUBER, R.; MACHADO, R.S. Análise de crescimento e trocas gasosas na cultura de milho em plantio direto e convencional. **Bragantia**, Campinas, v.68, p.839–848, 2009. <https://doi.org/10.1590/s0006-87052009000400003>

LOPES, M.C.; FARIAS, E. S.; COSTA, T. L.; ARCANJO, L. P.; SANTOS, A. A.; RIBEIRO, A. V.; SANTOS, R. C.; PICANÇO, M. C. Economic injury level and sequential sampling plan for *Liriomyza huidobrensis* management in tomato crops. **Crop Protection**, p. 104848, 2019.

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

LU, F.; LIANG, X.; LU, H.; LI, Q.; CHEN, Q.; ZHANG, P.; LI, K.; LIU, G.; YAN, W.; SONG, J; DUAN, C.; ZHANG, L. Overproduction of superoxide dismutase and catalase confers cassava resistance to *Tetranychus cinnabarinus*. **Scientific reports**, v. 7, p. 40179, 2017.

LUNA-RUIZ, J.J.; NABHAN, G.P.; AGUILAR-MELÉNDEZ, A. Shifts in plant chemical defenses of chile pepper (*Capsicum annuum* L.) due to domestication in Mesoamerica. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 6, p. 48, 2018.

MACHADO, R.A.R.; ROBERT, C.A.M.; ARCE, C.C.M.; FERRIERI, A.P.; XU, S.; JIMENEZ-ALEMAN, G.H.; BALDWIN, I.T.; ERB, M. Auxin is rapidly induced by herbivore attack and regulates a subset of systemic, jasmonate-dependent defenses. **Plant Physiology** v.172, p.521–532, 2016. <https://doi.org/10.1104/pp.16.00940>

MARUBAYASHI, J. M.; YUKI, V. A.; ROCHA, K. C. G.; MITUTI, T.; PELEGRINOTTI, F. M.; FERREIRA, F. Z.; MOURA, M.F.; NAVAS-CASTILLO, J.; MORIONES, E.; KRAUSE-SAKATE, R. At least two indigenous species of the *Bemisia tabaci* complex are present in Brazil. **Journal of Applied Entomology**, v. 137, n. 1-2, p. 113-121, 2013.

MASUDA, K.; KATO, M.; SAITO, T. Reduction in carotenoid and chlorophyll content induced by the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci*. **Scientia horticultrae**, v. 200, p. 102-104, 2016.

MHAMDI, A.; BREUSEGEM, F. V. Reactive oxygen species in plant development. **Development**, v. 145, n. 15, p. dev164376, 2018.

MORAES, C. P.; FOERSTER, L. A. Thermal requirements, fertility, and number of generations of *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée)(Lepidoptera:Crambidae). **Neotropical entomology**, v. 44, n. 4, p. 338-344, 2015.

MOREIRA, Gisele R. et al. Herança da resistência ao caráter antixenose de *Solanum pennellii* à traça-do-tomateiro em cruzamento com 'Santa Clara'. **Horticultura Brasileira**, v. 31, n. 4, p. 574-581, 2013.

MOURA A. P.; FILHO M. M.; GUIMARÃES, J. A.; AMARO, G. B.; LIZ, R. S. Manejo integrado de pragas de pimentas do gênero *Capsicum*. Embrapa Hortaliças, 1ª edição, 2013. Disponível em: < http://www.cnph.embrapa.br/paginas/serie_documentos/publicacoes2013/ct_115.pdf >. Acesso em: 20 mar.2021.

MUGERWA, H.; SEAL, S.; WANG, H. L.; PATEL, M. V.; KABAALU, R.; OMONGO, C. A.; TITUS, A.; TAIRO, F.; NDUNGURU, J.; SSERUWAGI, P.; COLVIN, J. African ancestry of New World, *Bemisia tabaci*-whitefly species. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1–11, 2018.

MUJICA, N.; ALVITES, D.; CARHUAPOMA, P.; KROSCHEL, J. Vegetable leafminer, *Liriomyza sativae* (Blanchard 1938). In: KROSCHEL, J.; MUJICA, N.; CARHUAPOMA, P.; SPORLEDER, M. (eds.). Pest distribution and risk atlas for Africa. Potential global and regional distribution and abundance of agricultural and horticultural pests and associated biocontrol agents under current and future climates. Lima (Peru). **International Potato Center (CIP)**, 2016. ISBN 978-92-9060-476-1. DOI 10.4160/9789290604761-10. pp. 126-138

MUTISYA, S.; SAIDI, M.; OPIYO, A.; NGOUAJIO, M. Synergistic effects of agronet covers and companion cropping on reducing whitefly infestation and improving yield of open field-grown tomatoes. **Agronomy**, v. 6, n. 3, p. 42, 2016.

CLEMENTE, J. M.; AQUINO, L. A. Correção do solo e adubação. In: NICK, C.; BORÉM, A. **Pimentão: do plantio a colheita**. Viçosa, MG: UFV, p. 54, 2016.

MARQUELLI, W. A. Manejo de Irrigação. In: NICK, C.; BORÉM, A. **Pimentão: do plantio a colheita**. Viçosa, MG: UFV, p. 157, 2016.

OLMSTEAD, R. G.; BOHS, L.; MIGID, H. A.; SANTIAGO-VALENTIN, E.; GARCIA, V. F.; COLLIER, S. M. A molecular phylogeny of the *Solanaceae*. **Taxon**, v. 57, n. 4, p. 1159-1181, 2008.

OZBAY, N.; SUSLUOGLU, Z. Assessment of growth regulator prohexadione calcium as priming agent for germination enhancement of pepper at low temperature. **The Journal Animal Plant Science**, v. 26, n.6, p. 1652- 1658, 2016.

PERVEEN, R.; SULERIA, H. A. R.; ANJUM, F. M.; BUTT, M. S.; PASHA, I.; AHMAD, S. Tomato (*Solanum lycopersicum*) carotenoids and lycopenes chemistry; metabolism, absorption, nutrition, and allied health claims—a comprehensive review. **Critical reviews in food science and nutrition**, v. 55, n. 7, p. 919-929, 2015.

POHRONEZNY, K.; WADDILL, V. H.; SCHUSTER, D. J.; SONODA, R. M. Integrated management for Florida tomatoes. **Plant Disease**, v. 70, n. 2, p. 97, 1986.

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

QI, T.; HUANG, H.; WU, D.; YAN, J.; QI, Y.; SONG, S.; XIE, D. ARABIDOPSIS DELLA AND J. A. Z. Proteins bind the WD-Repeat/ bHLH/MYB complex to modulate gibberellin and jasmonate signaling synergy. **Plant Cell** v. 26, p. 1118–1133, 2014. <https://doi.org/10.1105/tpc.113.121731>

RAMANA, C.V.; VENKATA RAO, P.; PRASADA RAO, R.D.V.J.; KUMAR, S.S.; REDDY, I.P.; REDDY, Y.N. Genetic analysis for Peanut bud necrosis virus (PBNV) resistance in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). **Acta Horticulturae**, v. 914, p. 459–463, 2011.

RAMASAMY, S.; RAVISHANKAR, M. Integrated pest management strategies for Tomato under protected structures. In: Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato. **Academic Press**, p. 313-322, 2018.

RAMOS, R.S.; KUMAR, L.; SHABANI, F.; PICANÇO, M. C. Mapping global risk levels of *Bemisia tabaci* in areas of suitability for open field tomato cultivation under current and future climates. **PloS one**, v. 13, n. 6, p. e0198925, 2018.

RIBEIRO, A. V.; RAMOS, R.S.; DE ARAÚJO, T.A.; SOARES, J.R.S.; PAES, J. DA S.; DE ARAÚJO, V.C.R.; BASTOS, C.S.; KOCH, R.L.; PICANÇO, M.C. Spatial distribution and colonization pattern of *Bemisia tabaci* in tropical tomato crops. **Pest Management Science**, 2020. <https://doi.org/10.1002/ps.6237>

RODITAKIS, E.; VASAKIS, E.; GRISPOU, M.; STAVRAKAKI, M.; NAUEN, R.; GRAVOUIL, M.; BASSI, A. First report of *Tuta absoluta* resistance to diamide insecticides. **Journal of Pest Science**, v. 88, n.1, p. 9-16, 2015.

ROOPA H.K.; ASOKAN, R.; REBIJITH, K. B.; HANDE, R. H.; MAHMOOD, R.; KUMAR N.K.K. Prevalence of a new genetic group, MEAM-K, of the whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in Karnataka, India, as evident from mtCOI sequences. **Florida Entomologist**, v.98, p.1062-1071, 2015.

SAAD, H.M. Effect of Treated Squash Plants by Cytokinin Hormone (CKs) on the Infestation by *Bemisia tabaci* and *Tetranychus urticae*. Egypt. Acad. **Journal of Biological Sciences**, v. 13, p. 33–40, 2020.

SANTOS-GARCIA, D.; SILVA, F. J.; MOYA, A.; LATORRE, A. No exception to the rule: *Candidatus portiera aleyrodidarum* cell wall revisited. **FEMS microbiology letters**, v. 360, n. 2, p. 132-136, 2014.

SÄRKINEN, T.; BOHS, L.; OLMSTEAD R.G.; KNAPP, S. A phylogenetic framework for evolutionary study of the nightshades (*Solanaceae*): a dated 1000-tip tree. **BMC evolutionary biology**, v.13, n.1, p. 214, 2013. doi: 10.1186/1471-2148-13-214

SHI, W.; HAO, L.; LI, J.; LIU, D.; GUO, X.; LI, H. The *Gossypium hirsutum* WRKY gene GhWRKY39-1 promotes pathogen infection defense responses and mediates salt stress tolerance in transgenic *Nicotiana benthamiana*. **Plant cell reports**, v. 33, n. 3, p. 483-498, 2014.

SMITH, C. M. Biochemical plant defenses against herbivores. In: **All flesh is grass**. Springer, Dordrecht, p. 287-310, 2010.

SOUZA, V.C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG III**. 3ª ed. Instituto Plantarum, São Paulo, 2012.

STANLEY, J.; PREETHA, G. Pesticide toxicity to parasitoids: exposure, toxicity and risk assessment methodologies. In: **Pesticide Toxicity to Non-target Organisms**. Springer, p. 99-152, 2016.

STEHMANN, J.R., MENTZ, L.A., AGRA, M.F.; VIGNOLI-SILVA, GIACOMIN, L., RODRIGUES, I.M.C. Solanaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil. **Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, v.66, n.4, p.1085-1113. 2015. doi: 10.1590/2175-7860201566411

SU, Q.; OLIVER, K. M.; PAN, H.; JIAO, X.; LIU, B.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; XU, B.; WHITE, J. A.; ZHOU, X.; ZHANG, Y. Facultative symbiont *Hamiltonella* confers benefits to *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), an invasive agricultural pest worldwide. **Environmental entomology**, v. 42, n. 6, p. 1265-1271, 2013.

SUN, Y.; WANG, C.; CHEN, H.Y.H.; RUAN, H. Response of plants to water stress: A meta-analysis. **Frontiers in Plant Science** v.11, p. 1–8, 2020. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00978>

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6 ed. Porto Alegre: Artmed, 2017.

TAMILSELVAN, R.; MAHALINGAM, C.A.; MOHANKUMAR, S.; SENGUTTUVAN, K. Characterization of resistance mechanisms to the whitefly, *Bemisia tabaci* Asia-II-8

(Hemiptera: Aleyrodidae) in cotton genotypes. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 8, 2020.

THAKUR, N.; UPADHYAY, S.K.; VERMA, P.C.; CHANDRASHEKAR, K.; TULI, R.; SINGH, P.K. Enhanced whitefly resistance in transgenic tobacco plants expressing double stranded RNA of v-ATPase A gene. **PLoS ONE**, v. 9, n. 3, 9 p., 2014.

TOSCANO, L.C.; BOIÇA, A. L.; JR., MARUYAMA, W. I. Fatores que atuam na oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) B biótipo (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro. **Neotropical Entomology**, v. 31: 631-634, 2002.

TRANI, P. E.; TIVELLI, S. W., CARRIJO, O. A.; **Fertirrigação em hortaliças**. 2.^a ed. rev. atual. Campinas: Instituto Agronômico, 2011. 51p. (Série Tecnologia APTA. Boletim Técnico IAC, 196)

UPADHYAY, S. K.; CHANDRASHEKAR, K.; THAKUR, N.; VERMA, P. C.; BORGIO, J. F.; SINGH, P. K.; TULI, R. RNA interference for the control of whiteflies (*Bemisia tabaci*) by oral route. **Journal of biosciences**, v. 36, n. 1, p. 153-161, 2011.

VIEIRA, S. S.; BUENO, R. C. O. D. F.; BUENO, A. D. 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.

VIGGIANI, G.; FILELLA, F.; DELRIO, G.; RAMASSINI, W.; FOXI, C. Tuta absoluta, nuovo lepidottero segnalato anche in Italia. **L'informatore Agrario**, v.65, n.2, p. 66-67, 2009.

WADDILL, V. H.; SCHUSTER, D. J.; SONODA, R. M. Integrated pest management for Florida tomatoes. **Plant Disease**, v. 70, p. 96–102, 1986.

WAISHAMPAYAN, S. M.; WALDBAUER, G. P.; KOGAN, M. Visual and olfactory responses in orientation to plants by the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 18: 412-422, 1975.

WANG, Z. et al. Selectivity of novel and traditional insecticides used for management of whiteflies on the parasitoid *Encarsia formosa*. **Pest management science**, 2019.

WAR, A. R.; PAULRAJ, M. G.; IGNACIMUTHU, S.; SHARMA, H. C. Induced resistance to *Helicoverpa armigera* through exogenous application of jasmonic acid and salicylic acid in groundnut, *Arachis hypogaea*. **Pest Management Science**. 2014. doi:10.1002/ps.3764.

WAR, A.R.; MUNGHATE, R.S.; SHARMA, H.C. Expression of different mechanisms of resistance to insects in groundnut under field conditions. **Phytoparasitica** v.43, p. 669–677, 2015. <https://doi.org/10.1007/s12600-015-0479-9>

WEINTRAUB, P. G.; SCHEFFER, S. J.; VISSER, D.; VALLADARES, G.; SOARES CORREA, A.; SHEPARD, B. M.; RAUF, A.; MURPHY, S. T.; MUJICA, N.; MACVEAN, C.; KROSCHEL, J.; KISHINEVSKY, M.; JOSHI, R. C.; JOHANSEN, N. S.; HALLETT, R. H.; CIVELEK, H. S.; CHEN, B.; Metzler, H. B. The invasive *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae): understanding its pest status and management globally. **Journal of Insect Science**, v. 17, n. 1, 2017.

WERREN, J. H.; BALDO, L.; CLARK, M. E. Wolbachia: master manipulators of invertebrate biology. **Nature Reviews Microbiology**, v. 6, n. 10, p. 741-751, 2008.

WINK, M.; SCHIMMER, O. Modes of action of defensive secondary metabolites. **Annual Plant Reviews online**, p. 18-137, 2018.

YANG, F.; ZHANG, Q.; YAO, Q.; CHEN, G.; TONG, H.; ZHANG, J.; LI, C.; SU, Q.; ZHANG, Y. Direct and indirect plant defenses induced by (Z)-3-hexenol in tomato against whitefly attack. **Journal of Pest Science**, v. 93, p.1243–1254, 2020.
<https://doi.org/10.1007/s10340-020-01234-6>

YANG, J.; DUAN, G.; LI, C.; LIU, L.; HAN, G.; ZHANG, Y.; WANG, C. The Crosstalks Between Jasmonic Acid and Other Plant Hormone Signaling Highlight the Involvement of Jasmonic Acid as a Core Component in Plant Response to Biotic and Abiotic Stresses. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, p.1–12, 2019.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01349>

ZHANG, H.; TAN, X.; LI, L.; HE, Y.; HONG, G.; LI, J.; LIN, L.; CHENG, J.; SUN, Z.. Suppression of auxin signalling promotes rice susceptibility to Rice black streaked dwarf virus infection. **Molecular plant pathology**, v. 20, n. 8, p. 1093-1104, 2019.
ZHANG, J.; WANG, L.; ZHENG, Y.; FENG, J.; RUAN, Y.; DIAO, S.; CHEN, S.; JIANG, B. O.; SHEN, Z.; LU, H. Effects of *Bemisia tabaci* (Gennadius) infestation and squash silverleaf disorder on *Cucurbita pepo* L. leaf. **Scientia Horticulturae**, v. 217, p. 8-16, 2017.

ZHANG, S. Z.; HUA, B. Z.; ZHANG, F. Induction of the activities of antioxidative enzymes and the levels of malondialdehyde in cucumber seedlings as a consequence of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) infestation. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 2, n. 4, p. 209–213, 2008.

ZHAO, H.; SUN, X.; XUE, M.; ZHANG, X.; LI, Q. Antioxidant enzyme responses induced by whiteflies in tobacco plants in defense against aphids: Catalase may play a dominant role. **PloS one**, v. 11, n. 10, p. e0165454, 2016

CHAPTER 2

CHANGE IN THE PHYSIOLOGICAL AND BIOCHEMICAL ASPECTS OF TOMATO CAUSED BY INFESTATION OF CRYPTIC SPECIES OF *Bemisia tabaci* MED AND MEAM1

(Artigo submetido a Revista Scientia Horticulturae)

Claudia Aparecida de Lima Toledo; Franciely da Silva Ponce; Moisés Daniel de Oliveira;
Eduardo Santana Aires; Santino Seabra Júnior; Giuseppina Pace Pereira Lima; Regiane
Cristina de Oliveira

ABSTRACT

The infestation of *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) can cause direct and indirect damage in tomatoes with production losses of up to 100%, by producing changes in the physiological and biochemical aspects of the host plants. The objective of this study was to analyze the influence of infestation of cryptic species of *B. tabaci* MED and MEAM1 on these physiological and biochemical aspects in tomato plants. Santa Adélia Super tomato plants infested with *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1, and non-infested plants (control) were evaluated for the effect on gas exchange, chlorophyll *a* fluorescence of photosystem II (PSII), and biochemical factors (total phenols, total flavonoids, superoxide dismutase – SOD, peroxidase – POD, and polyphenol oxidase – PPO). Plants infested with *B. tabaci* MED and MEAM1 showed lower CO₂ assimilation rates than the control by 55% and 20%, respectively. Stomatal conductance was 52% lower in MED-infested plants compared to non-infested plants. The instant efficiency of carboxylation was reduced by 40% in MED and 60% in MEAM1 compared to the control. In biochemical aspects, plants infested by MED cryptic species showed higher activity of POD and PPO enzymes and total phenol content in the second and third instar when compared to control plants. Our results indicate that infestation by *B. tabaci* MED on tomato plants had a greater influence than *B. tabaci* MEAM1 on physiological parameters (CO₂ assimilation rate (*A*), Stomatal Conductance (*G_s*) and apparent carboxylation efficiency (*A/C_i*)), and caused a higher activity of POD and PPO enzymes, indicating greater resistance of plants to attack. In contrast, *B. tabaci* MEAM1 caused a reduction in POD enzyme activity, favoring the performance of the offspring.

KEYWORDS: *Solanum esculentum*; photosynthesis; chlorophyll fluorescence *a*; enzymes; insect-plant relationship.

33 2.1 INTRODUCTION

34 Tomato (*Solanum esculentum* L.) is the second most economically important vegetable
35 in the world and in Brazil, due to its production and consumption. The main production risk for
36 tomatoes is pest infestation, which can cause losses of up to 100% of production (FAOSTAT,
37 2021; MUTISYA et al., 2016).

38 The whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), is one of the
39 largest phytosanitary challenges both in Brazil and globally, infesting crops in approximately
40 60 countries and colonizing more than 600 plant species. *B. tabaci* is a complex cryptic group,
41 with approximately 44 sister species described, of which MED and MEAM1 are the most
42 invasive. Differentiation between these species is based on biochemical markers, choice of host
43 plants, susceptibility to insecticides, ability to cause disturbances in the host plant, transmission
44 of viruses, and types of endosymbionts (SHI et al., 2017; MUGERWA et al., 2018; DE
45 MORAES et al., 2018; WANG et al., 2019).

46 The losses caused by *B. tabaci* are either related to direct damage, which is caused by
47 the feeding process through the suction of phloem sap, or indirect damage through honeydew
48 excreted by the insects or virus transmission (GILBERTSON et al., 2015; TAMILSELVAN et
49 al., 2020).

50 Plants perceive attacks by insect pests through compounds released in saliva, known as
51 elicitors, and these attacks cause depolarization of the plasma membrane accompanied by an
52 increase in $[Ca^{2+}]_{cyt}$ and the production of reactive oxygen species (ROS). The presence of Ca^{2+}
53 in the cytosol activates calcium-dependent protein kinases, NADPH oxidases (RBOHs), and
54 mitogen-activated protein kinases (MAPK) (MITTLER, 2017; BONAVENTURE, 2018; XU
55 et al., 2020).

56 In response to insect attacks, plants can utilize induced or constitutive resistance.
57 Induced resistance makes the host plant less attractive and nutritious to these insects, and the
58 resistance can be felt in other parts of the plant (systemic) or it can alert neighboring plants,
59 whereas constitutive defense is present regardless of external stimuli (WAR et al., 2012; LIN
60 et al, 2013).

61 ROS are generated through the plant's immune response, mediating the interactions of
62 constitutive and induced defenses, resulting in phytohormone activation; however, at high
63 concentrations, they degrade the structures of proteins, DNA, and other organelles. The
64 degradation of reactive oxygen species is by two systems, enzymatic and non-enzymatic, the
65 enzymatic being through antioxidant enzymes that participate in various biochemical reactions

66 in plants, being directly linked to plant resistance against attack by herbivorous insects. The
67 greater the activity of these enzymes, the greater the level of plant resistance to insect pests
68 (DUAN et al., 2014; WAR; MUNGHATE, 2015; KOCH et al., 2016; BROETTO; GOMES;
69 JOCA, 2017).

70 This pest can provide changes in physiological and biochemical aspects of host plants,
71 with this, the objective was to analyze the influence of the feeding of cryptic species of *B. tabaci*
72 MED and MEAM1 on physiological and biochemical aspects of tomato.

73

74 2.2 MATERIAL AND METHODS

75

76 2.2.1 Creation of the cryptic species *Bemisia tabaci* MEAM1 and MED

77 The virus-free cryptic species *B. tabaci* MED and MEAM1 were obtained from the
78 collection of the Research Group on Integrated Pest Management in Agriculture (AGRIMIP) at
79 the School of Agronomy (FCA), São Paulo State University “Júlio de Mesquita Filho”
80 (UNESP), Campus of Botucatu. The insects were kept and multiplied in the laboratories in an
81 air-conditioned room, under conditions of 26 ± 2 °C, photophase of 14 h, and RH of 70 ± 10 .
82 Kale (*Brassica oleracea* var. *Acephala* L.) was used as the host plant for *B. tabaci* MEAM1,
83 and the hybrid sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) Magali R was the host for *B. tabaci* MED.

84 The host plants were grown in 750 mL pots of Carolina Soil® commercial substrate,
85 irrigated with 50 mL of H₂O/day, and fertilized as required by the culture. The plants were
86 replaced every 30 days when adult insects emerged.

87

88 2.2.2 Treatments and experimental design

89 The experimental design was randomized blocks consisting of three treatments and 10
90 repetitions, totaling 30 plots, with three plants per plot. In this study, the influence of plants
91 infested with *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1, and non-infested plants (control) was
92 analyzed. For the study of the physiological attributes, the effects on only the third instar of the
93 insect were studied, whereas for the biochemical attributes, the isolated effects of the treatments
94 at each stage of development of the whitefly were analyzed (oviposition and second, third, and
95 fourth instars).

96

97 2.2.3 Description of the site, implementation, and conduction of the experiment

98 The study was carried out at the School of Agronomy, FCA / São Paulo State University
99 “Júlio de Mesquita Filho”, UNESP, Campus of Botucatu, located at an altitude of 800 meters

100 above sea level, with coordinates 22°52'20" S and 48°26'37" W . The climate of the region is
101 classified as Cwb (Koppen) type.

102 The experiment was conducted in a protected environment, arch-shaped with
103 dimensions of 6 m × 21 m × 3 m (W ×L × H), covered with 150 µm polyethylene film, and side
104 windows with 50% shading screens.

105 Santa Adélia Super (Topseed®) tomato seedlings were sown in a 200 mL container filled
106 with commercial substrate (Carolina Soil®) in a greenhouse protected with voile tissue, to avoid
107 insect infestation during the seedling phase.

108 After 30 days of sowing, the tomato seedlings were transplanted in 10 L pots, filled with
109 soil, sand, and manure, in the proportion of 1: 1: 1, and kept in protected cultivation. The
110 spacing between plants was 1 × 0.4 m.

111 Fertilization for planting and cover was based on the chemical analysis of the soil,
112 following the recommendations for tomato (RAIJ et al, 1997). At planting, the following levels
113 were applied: 60 kg.h⁻¹ of N (urea), 300 kg.h⁻¹ of P₂O₅ (simple superphosphate), and 100 kg.h⁻¹
114 of K₂O (potassium chloride (KCl), and the top dressing was carried out at 200 kg.h⁻¹ of N and
115 120 kg.h⁻¹ of K₂O. Drip-irrigation was used for the pots, with a distance between the drippers
116 of 0.2 m, with two drippers per pot, aiming to keep the plants in field capacity.

117 The plants were kept throughout the cultivation in individual cylindrical cages (D: 0.6
118 m; H: 1.5 m), consisting of galvanized wire (n.18, 1.24 mm), wrapped in white agrotexile fabric
119 (17 g.m²). The brightness inside the cultivation cages was 27,200 lx.

120 The plants were infested at 33 DAS (days after sowing) using a manual aspirator. The
121 procedure consisted of drawing the adults from the infested host plant and transferring them to
122 flat-bottomed tubes (2.5 × 8.5 cm). The plants were subsequently infested with 150 adult insects
123 of known age (± 72 h after emergence), and after maintaining for four days, the adult insects
124 were removed from the plants. The plants were monitored from oviposition to the fourth instar
125 stage of the whiteflies.

126

127 2.2.4 Variables analyzed

128

129 2.2.4.1 Monitoring of environmental variables

130

131 The climatic variables were monitored daily, with the aid of a temperature and humidity
132 data logger (AKSO®, model AK174) located inside the tomato cultivation cages, at a height of

133 0.5 m. The climatic parameters recorded were maximum and minimum relative humidity and
134 air temperature, taking into account the daily record of temperatures recorded at 14:00 h.

135

136 2.2.4.2 Analysis of the physiological aspects of tomato

137

138 Gas exchange evaluations were performed with the aid of the infrared gas analyzer
139 IRGA (Infra Red Gas Analyzer, model Li-6400, LI-COR Biosciences, Lincoln, USA) at 34 days
140 after the transplant (DAT) when the nymphs reached the third instar of development, causing
141 greater stress to host plants. The measurements were made on a sunny day, from 07:30 to 09:00
142 with an ambient temperature of 20 °C. Gas exchanges were analyzed using CO₂ assimilation
143 rate parameters (A, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$), transpiration rate (E, $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$), stomatal
144 conductance (Gs, $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$), and internal CO₂ concentration in the leaf (Ci, $\mu\text{mol CO}_2$
145 mol^{-1}). The water use efficiency (WUE, $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) was determined from the
146 relationship between CO₂ assimilation and transpiration, and the apparent carboxylation
147 efficiency (A/Ci) was established based on the CO₂ assimilation (A) and the internal
148 concentration of CO₂ in the leaf (Ci) (LI et al., 2013; VON CAEMMERER; FARQUHAR,
149 1981).

150 For chlorophyll *a* fluorescence, measurements were made on the third expanded sheet,
151 counted from the apex of the plant, using a portable fluorometer coupled to the IRGA, in which
152 the maximum fluorescence (Fm') and minimum fluorescence (Fo') were quantified under
153 artificial light. Based on previous data, the maximum potential quantum efficiency of PSII
154 (Fv/Fm), maximum efficiency of PSII (Fv'/Fm'), coefficient of photochemical quenching (qP),
155 non-photochemical extinction coefficient (NPQ), and apparent electron transport rate (ETR)
156 were determined (GENTY et al., 1989; KRALL; EDWARDS, 1992).

157

158 2.2.4.3 Biochemical analyses in tomato

159

160 2.2.4.3.1 Collection and preparation of tomato samples

161

162 For biochemical analyses, completely expanded leaves were collected from the upper
163 third of the plant, with no signs of senescence. One leaf per plant was collected at each stage of
164 development of the whitefly (oviposition, second, third, and fourth instars), washed, placed in
165 transparent plastic bags, identified, and wrapped in aluminum foil to avoid material light

166 degradation. The leaves were then subjected to freezing with liquid nitrogen for later
167 maceration, placed in 15 g containers, and stored in a freezer at -20 °C.

168

169 2.2.4.3.2 Enzymatic analyses

170

171 The extract used for the enzymes peroxidase (POD) and polyphenol oxidase (PPO)
172 consisted of 300 mg of fresh sample, macerated in liquid nitrogen, and homogenized with 8 mL
173 of 0.2 M potassium phosphate buffer solution (pH 6.7). The samples were centrifuged (Hettich,
174 model Mikro 220R) (6000 × g for 15 min at 5 °C). The supernatant was removed and stored in
175 an amber glass.

176 The activity of peroxidase enzyme (POD, EC 1.11.1.7) was determined according to the
177 method described by Lima et al. (1999). The reaction consisted of 1 mL of the enzyme extract,
178 500 µL of H₂O₂ at 30% P.A in 0.2 M potassium phosphate buffer (pH 6.7), and 500 µL of phenol
179 and aminoantipyrine. The tubes were subsequently placed in a water bath (30 °C) for 5 min,
180 and following this, they were submerged in hot water at 85–90 °C for 1 min to stop the reaction.
181 Readings were performed at 505 nm absorbance, and POD activities were expressed in µmol
182 H₂O₂ decomposed.min⁻¹.g⁻¹ FW⁻¹.

183 The polyphenol oxidase activity (PPO, EC 1.10.3.1) was analyzed according to the
184 methodology of Kar and Mishra (1976) with modifications. For the reaction, 300 µL of the
185 enzymatic extract and 1.85 mL of 0.1 M catechol were used. Subsequently, the tubes were
186 placed in a water bath (30 °C) for 30 min. The reaction was stopped in hot water (85–90 °C).
187 The absorbance was measured at 395 nm, and the results expressed in µmol catechol were
188 transformed into min⁻¹.g⁻¹ FW⁻¹.

189 The extract used for superoxide dismutase (SOD, EC 1.11.1.6) consisted of 300 mg of
190 plant material macerated in liquid nitrogen and homogenized with 5 mL of 100 mmol potassium
191 phosphate L⁻¹ (pH 7.5), supplemented with 0.372 g tetrasodium ethylenediaminetetraacetic acid
192 (EDTA), 0.462 g dithiothreitol (DTT), and 0.300 g polyvinylpyrrolidone (PVPP). After
193 centrifugation (6000 × g at 4 °C) for 20 min, the supernatant was collected and stored in an
194 amber bottle in a freezer at -20 °C.

195 Superoxide dismutase (SOD) content was determined using the methodology proposed
196 by Sun et al. (1988) with adaptations. The reaction process consisted of pipetting 2 mL sodium
197 phosphate buffer (pH 7.8), 50 µL of the enzyme extract, 250 µL of NBT, 200 µL of tetrasodium
198 EDTA, 250 µL of methionine, and 250 µL of riboflavin. The reaction took place at 25°C
199 temperature for 10 min in a chamber composed of fluorescent lamps (20 W). The reaction was

200 halted when the lamps were turned off (GIANNOPOLITIS; RIES, 1977), and the absorbance
201 was read at 560 nm. Enzyme content was determined based on the inhibition of the reduction
202 of tetrazolium blue nitro chloride (NBT), with the need to inhibit 50% of the photoreduction
203 defined as a unit of activity, and the content of SOD was expressed as U of activity. $\text{g}^{-1} \text{FW}^{-1}$.

204

205 2.2.4.3.3 Analysis of total phenols and flavonoids

206

207 The total phenol content was determined spectrophotometrically using the Folin-
208 Ciocalteu reagent (SINGLETON; ROSSI, 1965). Fresh leaf samples (50 mg) were extracted in
209 80% methanol, acidified with 1% acetic acid (80/19/1, v/v/v), homogenized, and placed in an
210 ultrasonic bath (Eco-Sonics, model Q3.0/40A) for 20 min. Subsequently, the samples were
211 centrifuged (Hettich, model Mikro 220R) at $5000 \times g$ for 10 min at 4 °C. After centrifugation,
212 the supernatant was removed, 4 mL of the extractor was added to the precipitate, and the same
213 extraction process was conducted. The supernatants were grouped, and the sample supernatant,
214 500 μL of Folin-Ciocalteu (20% v/v), and 2.5 mL of Na_2CO_3 (4% p/v) were added to the test
215 tubes. The tubes were incubated in the dark for 30 min, and immediately afterwards, the
216 absorbance was read at 725 nm. The total phenol content was expressed in gallic acid
217 equivalents per 100 g of fresh mass ($\text{mg GAE} \cdot 100\text{g}^{-1} \cdot \text{FW}^{-1}$).

218 The flavonoid content was quantified using the methodology described by Popova et al.
219 (2004), with adaptations. Fresh leaf samples (100 mg) were homogenized in 70% methanol,
220 acidified with 10% acetic acid (v/v), and stored in an ultrasonic bath (Eco-Sonics, model
221 Q3.0/40A) for 30 min. The sample tubes were homogenized with 1 mL of 5% aluminum
222 chloride and placed in the dark for 30 min. Subsequently, the reaction was centrifuged (Hettich,
223 model Mikro 220R) ($6000 \times g$ for 20 min at 5 °C) and the absorbance was measured at 425 nm.
224 The flavonoid content was expressed as quercetin equivalents (mg of QE) per 100 g of fresh
225 weight ($\text{mg QE} \cdot 100\text{g}^{-1} \cdot \text{FW}^{-1}$).

226 2.2.4.3.4 STATISTICAL ANALYSIS

227 The results were subjected to exploratory analyses to assess normality (SHAPIRO,
228 1965) and homogeneity of the data (BARTLETT, 1937).

229 Analysis of variance (ANOVA) was conducted and compared by Tukey's test at 5% (P
230 <0.05) of significance using the AGROESTAT software (BARBOSA; MALDONADO
231 JÚNIOR, 2015).

232

233 2.3 RESULTS AND DISCUSSION

234

235 2.3.1 Physiological aspects of tomato

236

237 Whitefly infestation in tomato plants causes changes in the physiological parameters of
238 CO₂ assimilation rate (A), stomatal conductance (Gs), apparent carboxylation efficiency (A/Ci),
239 maximum efficiency of PSII (Fv'/Fm'), and non-photochemical extinction coefficient of PSII
240 (Table 1). There were no differences between infested and non-infested plants in regard to
241 internal CO₂ concentration in the leaf (Ci), transpiration rate (E), water use efficiency (WUE),
242 maximum potential quantum efficiency of PSII (Fv/Fm), coefficient of photochemical
243 quenching (qP), and apparent electron transport rate (ETR).

244 Tomato plants infested with *B. tabaci* MED had a reduced rate of CO₂ assimilation
245 (liquid photosynthesis) (A) by 55.5% (7.09 μmol CO₂.m⁻².s⁻¹) compared to control plants (Table
246 1). However, this trend was not observed in plants infested with *B. tabaci* MEAM1.

247 Photosynthesis is influenced by several parameters, such as the availability of water,
248 and light, hydraulic, and chemical signals that interfere with the opening of the stomata.
249 Stomatal conductance (Gs) is one of the main factors affecting photosynthesis, since a reduction
250 in Gs causes resistance to CO₂ uptake, and lower concentrations of CO₂ in the leaf mesophyll
251 results in decreased availability for chloroplasts, and therefore less production of
252 photoassimilates. Thus, the infestation of *B. tabaci* MED in tomato plants caused insect feeding
253 to interfere with parameters such as Gs, which is directly linked to the synthesis of
254 photoassimilates through gas exchange (FLEXAS et al., 2009; KILLI; HAWORTH, 2017;
255 TAIZ; ZEIGER, 2017).

256 In addition, whiteflies cause indirect and direct damage to the photosynthetic apparatus
257 during feeding due to the suction of the phloem sap. Feeding causes a reduction in vigor in
258 plants, and the sugar released by insects that feed on phloem provides for the development of
259 fungi of the genus *Capnodium* sp., known as fumagine, on the surface of plants, hindering
260 physiological processes, such as photosynthesis, respiration, and perspiration of the attacked
261 parts, which can block photosynthetically active radiation, causing a reduction of up to 70%
262 CO₂ assimilation (TAMILSELVAN et al., 2020; LOPES et al., 2009).

263 The plants infested with *B. tabaci* showed yellow spots on the leaves in places with
264 nymphs. In addition, the presence of molasses was observed on the leaves; however, little
265 fumagine was noted.

266 **Table 1. CO₂ assimilation rate, stomatal conductance, internal CO₂ concentration in the leaf, transpiration rate, instant carboxylation**
 267 **efficiency, water use efficiency, maximum potential quantum efficiency of PSII, maximum efficiency of PSII, coefficient of photochemical**
 268 **quenching, non-photochemical extinction coefficient, apparent electron transport rate (mean \pm SD) in infested and non-infested tomatoes**
 269 **(control) by *Bemisia tabaci* MED and MEAM1 in the third instar of the insect.**

	A	Gs	Ci	E	A/Ci	WUE	Fv/Fm	Fv'/Fm'	qP	NPQ	ETR
Control	15.93 \pm 2.68 a	0.27 \pm 0.07 ab	311.82 \pm 18.83 a	5.05 \pm 1.07 a	0.05 \pm 0.01 a	3.20 \pm 0.70 a	0.92 \pm 0.02 a	0.57 \pm 0.03 ab	0.47 \pm 0.06 a	1.39 \pm 0.25 ab	111.69 \pm 18.24 a
MED	7.09 \pm 1.71 b	0.13 \pm 0.09b	290.69 \pm 25.68 a	3.24 \pm 1.62 a	0.02 \pm 0.01 c	2.67 \pm 0.75 a	0.93 \pm 0.03 a	0.53 \pm 0.03 b	0.42 \pm 0.09 a	1.56 \pm 0.21 a	103.37 \pm 23.02 a
MEAM1	12.60 \pm 1.52 a	0.40 \pm 0.10 a	332.17 \pm 22.96 a	5.78 \pm 1.49 a	0.03 \pm 0.01 b	2.50 \pm 0.37 a	0.88 \pm 0.05 a	0.60 \pm 0.04 a	0.42 \pm 0.09 a	1.06 \pm 0.14 b	103.41 \pm 25.70 a
CV (%)	21.05	40.72	8.91	36.97	20.43	27.72	4.81	7.30	23.14	18.72	26.00

270 Means followed by the same letter in the column do not differ statistically by the Tukey's test at 5% ($P > 0.05$).

271

272 Subtitles: CO₂ assimilation rate (A; $\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); Stomatal Conductance (Gs; $\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); Internal CO₂ concentration in the leaf (Ci; $\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{mol}^{-1}$); Transpiration
 273 rate (E; $\text{mmol water vapor}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) apparent carboxylation efficiency (A / Ci); Water use efficiency (WUE; $\mu\text{mol CO}_2\cdot(\text{Mmol H}_2\text{O})^{-1}$); maximum potential quantum efficiency
 274 of PSII (Fv / Fm); maximum efficiency of PSII (Fv' / Fm'); coefficient of photochemical quenching (qP); non-photochemical extinction coefficient (NPQ); apparent electron
 275 transport rate (ETR).

276

277

278

279 Plants infested with *B. tabaci* MED had lower stomatal conductance (G_s) (0.13 mol
280 $\text{CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) when compared to plants infested with *B. tabaci* MEAM1, which had G_s of 0.40
281 mol $\text{CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. However, there was no difference in G_s when comparing infested and non-
282 infested plants (Table 1). When G_s is high, there is an increase in the CO_2 assimilation rate
283 depending on the use of internal carbon to maintain the variation of the chemical CO_2 gradient,
284 which allows entry into the leaf. Plants with lower G_s have a lower CO_2 assimilation rate, since
285 the opening of the stomatal gap allows the entry of CO_2 into the leaf mesophyll and a reduction
286 of water loss. Thus, the greater the limitation of G_s , the lower the carbon dioxide content in the
287 leaf mesophyll, causing less substrate for the photosynthetic process, influencing the production
288 of carbohydrates, and interfering with the development of plants. This tendency to a reduced
289 G_s (0.11 mol $\text{CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) was also observed in citrus infested by *Aleurocanthus woglumi*
290 (Ashby, 1915) (Hemiptera: Aleyrodidae) when compared to non-infested plants (0.24 mol $\text{CO}_2\cdot$
291 $\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) (SHIMAZAKI et al., 2007; DE BEECK et al., 2010; TSUTSUMI et al., 2014; GOMES
292 et al., 2019).

293 Apparent carboxylation efficiency (A/C_i) decreased by 40% (0.03 ± 0.01) and 60%
294 (0.02 ± 0.01) in tomato plants infested with *B. tabaci* MED and MEAM1, respectively (Table
295 1). The instant efficiency of carboxylation is directly related to the assimilation of CO_2 and its
296 intercellular concentration. Therefore, the reduction in A/C_i in the present study is due to the
297 lower rate of CO_2 assimilation, and consequently to the lower internal concentration of carbon
298 dioxide in the leaf mesophyll. There is a close relationship with stomatal conductance (G_s), as
299 C_i and G_s generally increase simultaneously, and changes in G_s are identified as the main
300 factors affecting the photosynthetic performance of the plant, directly interfering with the
301 quantum efficiency of carboxylation (A/C_i) (FERRAZ et al., 2012; SILVA et al., 2015).

302 The infestation of *B. tabaci* on tomatoes did not cause significant damage to the
303 maximum potential quantum efficiency of PSII (F_v/F_m), with a small reduction in the
304 relationship when the plants were attacked by the cryptic species *B. tabaci* MEAM1 (Table 1).
305 Fluorescence is a process by which when chlorophyll is excited, it re-emits photons and returns
306 to the base state. The re-emitted photons have less energy than those previously absorbed, as
307 part of the photon energy is lost in the form of heat. Thus, as an indication of stress to the PSII
308 photosystem and/or photoinhibition, chlorophyll *a* fluorescence accurately provides answers
309 regarding the photosynthetic apparatus (YAO et al., 2017; TAIZ; ZEIGER, 2017).

310 The whitefly attack interfered with the effective maximum efficiency of PSII (F_v'/F_m')
311 by feeding of *B. tabaci*. In tomato plants infested with the cryptic species MED, the F_v'/F_m'
312 was reduced by 7% (0.53 ± 0.03) compared to the control plants. However, infestation with

313 MEAM1 showed a 5% greater increase in F_v'/F_m' than non-infested plants (Table 1). Maximum
314 efficiency of PSII (F_v'/F_m') is a parameter that allows analysis of the ability of chlorophylls to
315 absorb photons. In addition, it reveals the physiological state of chlorophylls, the decrease in
316 which can interrupt the ability to absorb photons, reduce the production of ATP and NAD, and
317 affect photosynthesis (MAXWELL; JOHNSON, 2000; LIU et al., 2015).

318 Tomatoes infested by the cryptic species MED showed a higher non-photochemical
319 extinction coefficient of PSII (NPQ) of 12% (1.56 ± 0.21) compared to control plants ($1.39 \pm$
320 0.25) (Table 1). This increase in NPQ can prevent damage caused by stress due to excess energy
321 in the photosynthetic apparatus. In this sense, the increase in NPQ induced by the feeding of *B.*
322 *tabaci* can reduce the number of electrons flowing through to photosynthesis, that is, reducing
323 the stress due to excess light in photosystem II. This process avoids damage to the
324 photosynthetic apparatus, in which the unused energy is dissipated in a non-radioactive manner,
325 increasing the NPQ (MAXWELL; JOHNSON, 2000; KROMDIJK et al., 2016; PAN et al.,
326 2018; DAI et al., 2019).

327 Plants infested with MED showed greater damage to the photosynthetic apparatus,
328 causing reduced photosynthesis and stomatal conductance, and, consequently, lower instant
329 carboxylation efficiency. The greater influence of rubisco activity affects the production of
330 photoassimilates and biomass production.

331

332 2.3.2 Biochemical aspects of tomato

333

334 The tomato plants infested with *B. tabaci* (MED and MEAM1) and not infested (control)
335 showed biochemical alterations in the parameters: peroxidase (POD), polyphenol oxidase
336 (PPO), total phenols and flavonoids in the analyzed instars, but did not differ in activity of the
337 superoxide dismutase enzyme (SOD) (Table 2).

338 The plants infested with *B. tabaci* (MED and MEAM1) had an influence on POD
339 activity in all stages of development of the tested insects (Table 2). During oviposition,
340 peroxidase (POD) showed less activity in plants infested with MEAM1 than those of the control
341 or infestation by MED, with values lower than 46% and 52%, respectively.

342 In the second instar, the plants infested by MED similarly showed higher enzyme
343 activity (POD) than the control and those infected with MEAM1, but at rates of 53% and 30%,
344 respectively. There was no statistical difference between plants that were not infested (control)
345 and those infested with MEAM1 (Table 2).

346 **Table 2. Superoxide dismutase, peroxidase, polyphenoloxidase, total phenols and flavonoids (mean \pm SD) in infested and non-infested**
 347 **tomatoes (control) by *Bemisia tabaci* MED and MEAM1, at each instar of the insect.**

		SOD	POD	PPO	Total phenols	Flavonoids
0	Control	41,03 \pm 0.13 a	0.15 \pm 0.00 a	173.38 \pm 21.79 c	126.55 \pm 13.97 b	61.53 \pm 1.25 b
	MED	40,99 \pm 0.34 a	0.17 \pm 0.01 a	239.49 \pm 5.34 b	167.86 \pm 7.83 a	73.68 \pm 4.66 a
	MEAM1	40,97 \pm 0.02 a	0.08 \pm 0.00 b	389.13 \pm 5.34 a	150.81 \pm 4.85 a	63.82 \pm 5.87 ab
	CV (%)	0.51	7.25	5.16	3.87	6.62
2	Control	41,47 \pm 0.01 a	0.14 \pm 0.02 b	106.76 \pm 7.14 c	121.76 \pm 13.97 b	53.62 \pm 1.31 a
	MED	41,16 \pm 0.28 a	0.30 \pm 0.04 a	467.13 \pm 62.79 a	192.95 \pm 7.83 a	57.51 \pm 5.87 a
	MEAM1	40,97 \pm 0.44 a	0.21 \pm 0.00 b	323.91 \pm 22.31 b	177.89 \pm 3.21 a	59.90 \pm 5.98 a
	CV (%)	0.74	13.25	12.93	4.74	8.59
3	Control	41,16 \pm 0.28 a	0.13 \pm 0.00 b	685.32 \pm 10.16b	164.45 \pm 2.58 b	69.56 \pm 3.38 a
	MED	41,11 \pm 0.35 a	0.23 \pm 0.03 a	823.70 \pm 35.83 a	214.67 \pm 11.98 a	69.09 \pm 2.32 a
	MEAM1	41,12 \pm 0.13 a	0.26 \pm 0.01 a	270.09 \pm 14.68 c	142.07 \pm 2.16 c	68.61 \pm 12.20 a
	CV (%)	0.66	9.34	3.89	4.13	10.76
4	Control	41,18 \pm 0.22 a	0.18 \pm 0.01 b	376.68 \pm 39.20 a	151.29 \pm 12.75 a	69.11 \pm 1.69 b
	MED	41,08 \pm 0.01 a	0.22 \pm 0.00 b	309.58 \pm 15.32 a	121.97 \pm 4.46 b	65.68 \pm 0.78 c
	MEAM1	41,29 \pm 0.11 a	0.31 \pm 0.03 a	299.62 \pm 65.53 a	143.45 \pm 5.91 a	72.60 \pm 1.23 a
	CV (%)	0.35	7.80	13.68	6.13	1.86

348 Means followed by the same letter in the column do not differ statistically by the Tukey's test at 5% ($P > 0.05$).

349 Subtitles: 0 - Oviposition; 2 - second instar; 3 - third instar; 4 - fourth instar. Superoxide dismutase (SOD) (U of activity. g^{-1} FW $^{-1}$), peroxidase (POD) ($\mu\text{mol H}_2\text{O}_2\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{g}^{-1}$ FW $^{-1}$);
 350 polyphenol oxidase (PPO) ($\mu\text{mol catecol}\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{g}^{-1}$ FW $^{-1}$); total phenols (mg of EAG.100g FW $^{-1}$); flavonoids (mg of EQ.100g FW $^{-1}$).

351

352

353 In the oviposition phase and second instar of *B. tabaci* MEAM1, tomato showed reduced
354 activity of the POD enzyme, which is an indicator of lower stress on the plants. This defense
355 strategy against the tomato immune system is correlated with the secondary Hamiltonella
356 endosymbionts, which cause the tomato to reduce the activity of POD enzymes, being a way to
357 ensure that the offspring find plant tissue less lignified, facilitating the insertion of the
358 mouthparts (SU et al., 2015).

359 As for the third instar, the plants infested by the cryptic species of *B. tabaci* (MED and
360 MEAM1) showed no statistical difference between them, differing only between infested and
361 non-infested plants, whereas plants attacked by *B. tabaci* MEAM1 displayed 42% greater POD
362 activity in the fourth instar of insect development when compared to the control plants, and
363 29% higher activity than the MED-infested plants at this stage (Table 2).

364 The third instar stage of the cryptic species of *B. tabaci* (MED and MEAM1) is the most
365 active, involving the suction of the phloem sap causing higher POD enzyme activity in tomato.
366 The pressure by the pest renders the attacked tissue less attractive to insects because of the
367 transformation of phenols into quinone, and its participation in the synthesis of lignin, resulting
368 in the attacked tissue becoming more rigid. The trend of increasing POD activity was
369 maintained for MEAM1 in the fourth instar (LI et al., 2013; LATOURNERIE-MORENO et al.,
370 2015).

371 In oviposition, plants infested with *B. tabaci* (MED and MEAM1) presented higher PPO
372 enzyme activity; however, the cryptic species MEAM1 was more active than the control and
373 MED in approximately 55% (173.38 $\mu\text{mol catechol}\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{g}^{-1}\text{FW}$) and 38% (239.49 μmol
374 $\text{catechol}\cdot\text{min}^{-1}\cdot\text{g}^{-1}\text{FW}^{-1}$), respectively. The highest activity of this enzyme occurred in
375 response to oviposition of the pest *B. tabaci* MEAM1, in which tomato plants attacked by these
376 insects increased the activity of the PPO enzyme responsible for transforming phenolic
377 compounds into reactive quinones, creating less attractive tissues for pests (WAR et al. al.,
378 2012).

379 Plants identify the oviposition of insects from exudates released at this time through
380 hypersensitive responses, commonly necrosis, neoplasia, and an increase in reactive oxygen
381 species and defense proteins when the presence of herbivorous insect eggs are detected in their
382 leaves. These activities result in the death of insects still in the egg phase, and/or if the eggs
383 survive, plant defense mechanism activation induced by their feeding (HILKER; FATOUROS,
384 2016; GEUSS et al., 2017).

385 In the second and third instars, plants infested with MED showed higher PPO activity,
386 with greater than 77% and 30% activity relative to control plants and those infested with

387 MEAM1 in the second instar, and 16% and 67% higher PPO enzyme activity than the control
388 and MEAM1, respectively in the third instar stage.

389 The greatest PPO activity occurred in tomatoes infested by *B. tabaci* MED in the second
390 and third instars of insect development, resulting from the continuous suction of phloem sap,
391 causing weakening of the host plants. However, this demonstrated that tomato plants are
392 tolerant to attack by this cryptic species, because the greater the activity of POD and PPO
393 resistance enzymes, the greater the defense against insect infestation and feeding (ZHANG et
394 al., 2008; ZHANG et al., 2017).

395 Although both PPO and POD transform phenols into quinone, POD is also involved in
396 the biosynthesis of lignin and suberin (LATOURNERIE-MORENO et al., 2015), and
397 increasing the concentration of these substances hardens the cell wall which makes it difficult
398 to insert the stylet insect mouth. Plants with higher production of antioxidant enzymes (SOD,
399 POD, PPO, CAT, and PAL) are considered more resistant. This trend was observed in peanuts
400 with revealing greater enzymatic activity and total phenol content, resulting in cultivars
401 resistant to *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1809), *Spodoptera litura* (Fabricius, 1775)
402 (Lepidoptera: Noctuidae), and *Empoasca kerri* (Pruthi, 1940) (Hemiptera: Cicadellidae)
403 (WAR; MUNGHATE; SHARMA, 2015). Castor bean infested by *Trialeurodes ricini* (Misra,
404 1924) (Hemiptera: Aleyrodidae) also displayed increased enzymatic activity (KURRA;
405 PATHIPATI, 2015).

406 In oviposition, the infestation of cryptic species resulted in greater production of total
407 phenols than control tomato plants, with a 19% and 32% increase in relation to MEAM1 and
408 MED, respectively. This increase likely relates directly to the higher activity of PAL, the first
409 enzyme in the phenylpropanoid pathway, which is involved in the biosynthesis of phenols and
410 salicylic acid (SA). This result was observed in Brassica in the oviposition of *Pieris brassicae*
411 (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Pieridae), in which there was an accumulation of SA and genes
412 (EDS1 and NPR1), responsible for regulating the activity of the PAL enzyme, causing greater
413 production of SA and, consequently, greater production of phenolic compounds
414 (BHONWONG et al., 2009; VLOT; DEMPSEY; KLESSIN, 2009; DONG; WAN; LIANG,
415 2010; DUAN et al., 2014; DIXIT et al., 2020).

416 In the second and third instars, tomato plants infested with MED showed higher
417 production of total phenols, and in the second instar, there was no statistical difference between
418 the two cryptic species analyzed, indicating that the tomato plants infested by MED showed
419 higher levels of total phenols than the control plants (Table 2). However, in the third instar, the

420 MED infested plants returned levels 23% and 34% higher than the both the control and MEAM1
421 plants, respectively.

422 In the fourth instar, tomato infested by MED had a lower content of total phenols,
423 compared to control plants and those infested by MEAM1 (Table 2). This is related to the lack
424 of feeding at this stage (PERRING et al., 2018).

425 Total phenols are important metabolites for tomato defense against herbivorous insects.
426 These compounds inhibit insect feeding through their characteristics of providing toxicity,
427 binding to soluble proteins, forming non-digestible compounds, and inactivating enzymes in
428 the insect digestive tract, which can lead to death (HARBORNE, 1999). Thus, plants with high
429 levels of phenolic compounds may cause higher insect mortality, deformation of nymphs, or
430 changes in biological parameters.

431 As for the flavonoid content in the infested and control plants, there was a statistical
432 difference only in the oviposition and in fourth-instar nymph stages (Table 2). The plants
433 attacked by MED showed higher levels of flavonoids than the control plants during oviposition;
434 however, there was no difference between the cryptic species analyzed.

435 In the fourth instar, the plants infested with MEAM1 had higher levels of flavonoids
436 than those of the other treatments (Table 2).

437 The higher content of flavonoids in tomatoes attacked by *B. tabaci* MED in oviposition
438 relates to the perception by plants of the presence of eggs on the leaf surface and the anticipated
439 response to future feeding by hatched insects; the higher content of flavonoids produced are
440 linked to the fluidity and rigidity of the cell membrane. Low levels of these compounds
441 facilitated the feeding of insects in these plants, and therefore constituted a greater preference
442 for oviposition by females of *B. tabaci* (SCHEIDT et al., 2004; SU et al., 2018). However, in
443 the fourth instar, the highest flavonoid content was observed for MEAM1.

444 In view of the data presented here, we suggest that tomato plants are more susceptible
445 to damage caused by *B. tabaci* MEAM1, owing to the ability to suppress plant defense
446 mechanisms. In oviposition, the ability to interfere with the activity of the POD enzyme allows
447 the offspring to have less lignified places for insertion of the oral apparatus. However, *B. tabaci*
448 MED does not manipulate the defense of tomato plants instead it enables the activation of
449 defense enzymes, which consequently can reduce infestation and preference for the host plant.
450 It is likely that the defense manipulation capacity caused by *B. tabaci* MEAM1 is related to the
451 adaptation of this insect pest to tomatoes in the country, due to the adaptation time, since the
452 first report of MEAM1 in Brazil occurred in the 1990s and MED was registered here only two

453 decades later, in 2014. At that time, this forced MEAM1 to improve its strategies of attack
454 against the defenses of tomato plants.

455 2.4 CONCLUSION

456 Tomato plants infested by *B. tabaci* cryptic species MED showed greater interference
457 in physiological and biochemical parameters when compared to *B. tabaci* MEAM1. *B. tabaci*
458 MED caused greater interference in the CO₂ assimilation rate, Stomatal Conductance and
459 apparent carboxylation efficiency

460 As for the biochemical responses, the tomato plants infested by *B. tabaci* MEAM1
461 showed lower activity of the POD enzyme, which may result in less lignified places for insertion
462 of the insect's oral apparatus, since this enzyme participates in the synthesis of lignin.

463 2.5 ACKNOWLEDGEMENTS

464 This study was funded by the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível
465 Superior - Brazil (CAPES) - Financial Code 001. The authors would also like to thank the
466 Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and the Fundação de
467 Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) for financial support – Process
468 2020/02913-7 and 2018/18274-3.

469

470

471

472

473

474

475

476

477

478

479

480

481

482

483

484

485 REFERENCES

- Barbosa, J. C., Maldonado Junior, W., 2015. AgroEstat - sistema para análises estatísticas de ensaios agrônômicos. **Jaboticabal: FCAV/UNESP**, p.396.
- Bartlett, M. S. 1937. Properties of sufficiency and statistical tests. **Proceedings of the Royal Society of London. Series A-Mathematical and Physical Sciences** 160, n.901, p.268-282.
- Bhonwong, A., Stout, M.J., Attajarusit, J., Tantasawat, P., 2009. Defensive role of tomato polyphenol oxidases against cotton bollworm *Helicoverpa armigera* and beet armyworm *Spodoptera exigua*. **J. Chem. Ecol.** 35, 28–38. <https://doi.org/10.1007/s10886-008-9571-7>
- Bonaventure, G., 2018. Plants Recognize Herbivorous Insects by Complex Signalling Networks. **Annual Plant Reviews** 47, p. 1-35.
- Broetto, F., Gomes, E. R., Joca, T. A. C., 2017. O estresse das plantas: teoria & pratica. São Paulo: **Cultura Acadêmica- Editora UNESP**.
- Dai, C., Qiu, L., Guo, L., Jing, S., Chen, X., Cui, X., Yang, Y., 2019. Salicylic acid alleviates aluminum-induced inhibition of biomass by enhancing photosynthesis and carbohydrate metabolism in *Panax notoginseng*. **Plant and Soil** 445, 183–198. <https://doi.org/10.1007/s11104-019-04293-6>
- De Beeck, M.O, Löw, M., Deckmyn, G., Ceulemans, R., 2010. A comparison of photosynthesis-dependent stomatal models using twig cuvette field data for adult beech (*Fagus sylvatica* L.). **Agricultural and Forest Meteorology** 150, n. 4, p. 531–540.
- De Moraes, L. A., Muller, C., Bueno, R. C. O. F., Santos, A., Bello, V. H., De Marchi, B. R., Watanabe, L. F. M., Marubayashi, J. M., Santos, B. R., Yuki, V. A., Takada, H. M., Barros, D. R., Neves, C. G., Silva, F. N., Gonçalves, M. J., Ghanim, M., Boykin, L., Pavan, M. A., Krause-Sakate, R., 2018. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific reports** 8, n. 1, p. 1-13.
- Dixit, A. K., Skeath, S., McAdams, D. 2020. **Games of Strategy: Fifth International Student Edition**. WW Norton & Company.
- Dong, J., Wan, G., Liang, Z., 2010. Accumulation of salicylic acid-induced phenolic compounds and raised activities of secondary metabolic and antioxidative enzymes in *Salvia miltiorrhiza* cell culture. **Journal of Biotechnology** 148, 99–104. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2010.05.009>
- Duan, L., Liu, H., Li, X., Xiao, J., Wang, S., 2014. Multiple phytohormones and phytoalexins are involved in disease resistance to *Magnaporthe oryzae* invaded from roots in rice. **Physiologia Plantarum** 152, n. 3, p. 486–500.
- FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de Tomate no ano de 2019**. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.
- Ferraz, R.L. de S., Melo, A.S. de, Suassuna, J.F., Brito, M.E.B. de, Fernandes, P.D., Júnior, E. da S.N., 2012. Trocas gasosas e eficiência fotossintética em ecótipos de feijoeiro cultivados no semiárido. **Pesquisa Agropecuária Tropical** 42, 10-1590/S1983-40632012000200010.
- Flexas, J., Barón, M., Bota, J., Ducruet, J. M., Gallé, A., Galmés, J., Jiménez, M., Pou, A., Ribas-Carbó, M., Sajnani, C., Tomàs, M., Medrano, H. 2009. Photosynthesis limitations during water stress acclimation and recovery in the drought-adapted *Vitis* hybrid Richter-110 (*V. berlandieri* × *V. rupestris*). **Journal of experimental Botany**, 60, n.8, p.2361-2377.

- Genty, B., Briantais, J. M., Baker, N. R. 1989. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-General Subjects** 990, n.1, p.87-92.
- Geuss, D., Stelzer, S., Lortzing, T., Steppuhn, A., 2017. *Solanum dulcamara*'s response to eggs of an insect herbivore comprises ovicidal hydrogen peroxide production. **Plant Cell and Environment** 40, n. 11, p. 2663–2677.
- Giannopolitis, C. N., Ries, S. K. 1977. Superoxide dismutases: II. Purification and quantitative relationship with water-soluble protein in seedlings. **Plant physiology** 59, n.2, p.315-318.
- Gilbertson, R. L., Batuman, O., Webster, C. G., Adkins, S. 2015. Role of the insect supervectors *Bemisia tabaci* and *Frankliniella occidentalis* in the emergence and global spread of plant viruses. **Annual Review of Virology** 2, n.1, p.67-93.
- Gomes, A.M.S. do V., Reis, F. de O., Lemos, R.N.S. de, Mondego, J.M., Braun, H., Araujo, J.R.G., 2019. Physiological characteristics of citrus plants infested with citrus blackfly. **Revista Brasileira de Entomologia** 63, 119–123.
<https://doi.org/10.1016/j.rbe.2019.02.002>
- Harborne, J.B. The comparative biochemistry of phytoalexin induction in plants. **Biochemical Systematics and Ecology** 27, n. 4, p. 335-367, 1999
- Hilker, M., Fatouros, N.E., 2016. Resisting the onset of herbivore attack: Plants perceive and respond to insect eggs. **Current Opinion in Plant Biology** 32, 9–16.
<https://doi.org/10.1016/j.pbi.2016.05.003>
- Kar, M., Mishra, D., 1976. Catalase, Peroxidase, and Polyphenoloxidase Activities during Rice Leaf Senescence. **Plant Physiology** 57, 315–319.
<https://doi.org/10.1104/pp.57.2.315>
- Killi, D., Haworth, M. 2017. Diffusive and metabolic constraints to photosynthesis in quinoa during drought and salt stress. **Plants** 6, n.4, p.49.
- Koch, K.G., Chapman, K., Louis, J., Heng-Moss, T., Sarath, G., 2016. Plant tolerance: A unique approach to control hemipteran pests. **Frontiers in Plant Science** 7, 1–12.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2016.01363>
- Krall, J. P., Edwards, G. E., 1992. Relationship between photosystem II activity and CO₂ fixation in leaves. **Physiologia Plantarum** 86, n. 1, p. 180-187.
- Kromdijk, J., Głowacka, K., Leonelli, L., Gabilly, S. T., Iwai, M., Niyogi, K. K., Long, S. P. 2016. Improving photosynthesis and crop productivity by accelerating recovery from photoprotection. **Science** 354, n.6314, p.857-861.
- Kurra, S., Pathipati, U.R., 2015. Whitefly, *Trialeurodes ricini* (Genn) feeding stress induced defense responses in castor, *Ricinus communis* L. plants. **Journal of Asia-Pacific Entomology** 18, 425–431. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2015.04.013>
- Latournerie-Moreno, L., Ic-Caamal, A., Ruiz-Sánchez, E., Ballina-Gómez, H., Islas-Flores, I., Chan-Cupul, W., González-Mendoza, D., 2015. Survival of *Bemisia tabaci* and activity of plant defense-related enzymes in genotypes of *Capsicum annuum* L. **Chilean Journal of Agricultural Research** 75, 71–77. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392015000100010>
- Li, Q., Tan, W., Xue, M., Zhao, H., Wang, C., 2013. Dynamic changes in photosynthesis and chlorophyll fluorescence in *Nicotiana tabacum* infested by *Bemisia tabaci* (Middle East-Asia Minor 1) nymphs. **Arthropod-Plant Interactions** 7, 431–443.
<https://doi.org/10.1007/s11829-013-9260-5>
- Lima, G. P. P., Brasil, O. G., Oliveira, A. M., 1999. Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivado sob estresse salino. **Scientia agrícola** 56, n. 1, p. 21-26.

- Liu, L., Zhu, B., Wang, G. X. 2015. Azoxystrobin-induced excessive reactive oxygen species (ROS) production and inhibition of photosynthesis in the unicellular green algae *Chlorella vulgaris*. **Environmental Science and Pollution Research**, 22, v.10, p.7766-7775.
- Lopes, J.P., Machado, E.C., Deuber, R., Machado, R.S., 2009. Análise de crescimento e trocas gasosas na cultura de milho em plantio direto e convencional. **Bragantia** 68, 839–848. <https://doi.org/10.1590/s0006-87052009000400003>
- Maxwell, K., Johnson, G. N., 2000. Chlorophyll fluorescence: a practical guide. **Journal of experimental botany**. 51, n. 345, p. 659-668, 2000.
- Mittler, R., 2017. ROS Are Good. **Trends in Plant Science** 22, 11–19. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.08.002>
- Mugerwa, H., Seal, S., Wang, H.L., Patel, M. V., Kabaalu, R., Omongo, C.A., Alicai, T., Tairo, F., Ndunguru, J., Sseruwagi, P., Colvin, J., 2018. African ancestry of New World, *Bemisia tabaci*-whitefly species. **Scientific Reports** 8, 1–11. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-20956-3>
- Mutisya, S., Saidi, M., Opiyo, A., Ngouajio, M., 2016. Synergistic effects of agronet covers and companion cropping on reducing whitefly infestation and improving yield of open field-grown tomatoes. **Agronomy** 6, n. 3, p. 42.
- Pan, C., Ahammed, G.J., Li, X., Shi, K., 2018. Elevated CO₂ Photosynthesis under high temperature by attenuating the functional limitations to energy fluxes, electron transport and redox homeostasis in tomato leaves. **Frontiers in Plant Science** 871, 1–11. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01739>
- Perring, T.M., Stansly, P.A., Liu, T.X., Smith, H.A., Andreason, S.A., 2018. **Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato: Whiteflies: Biology, Ecology, and Management**. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802441-6.00004-8>
- Popova, M., Bankova, V., Butovska, D., Petkov, V., Nikolova-Damyanova, B., Sabatini, A. G., Marcuzzan, G. L., Bogdanov, S. 2004. Validated methods for the quantification of biologically active constituents of poplar-type propolis. **Phytochemical Analysis: An International Journal of Plant Chemical and Biochemical Techniques** 15, n.4, p. 235-240.
- Raij, B. V., 1997. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. Campinas: Instituto Agrônômico/Fundação IAC.
- Ramos, R.S., Kumar, L., Shabani, F., da Silva, R.S., de Araújo, T.A., Picanço, M.C., 2019. Climate model for seasonal variation in *Bemisia tabaci* using CLIMEX in tomato crops. **International Journal of Biometeorology**. 63, 281–291. <https://doi.org/10.1007/s00484-018-01661-2>
- Scheidt, H.A., Pampel, A., Nissler, L., Gebhardt, R., Huster, D., 2004. Investigation of the membrane localization and distribution of flavonoids by high-resolution magic angle spinning NMR spectroscopy. **Biochimica et Biophysica Acta - Biomembranes** 1663, 97–107. <https://doi.org/10.1016/j.bbamem.2004.02.004>
- Shapiro, S. S., Wilk, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika** 52, n. 3/4, p. 591-611, 1965.
- Shi, X., Pan, H., Xie, W., Wang, S., Wu, Q., Chen, G., Tian, L., Zhou, X., Liu, Y., Zhang, Y., 2017. Different effects of exogenous jasmonic acid on preference and performance of viruliferous *Bemisia tabaci* B and Q. **Entomologia Experimentalis et Applicata** 165, 148–158. <https://doi.org/10.1111/eea.12635>
- Shimazaki, K.I., Doi, M., Assmann, S.M., Kinoshita, T., 2007. Light regulation of stomatal movement. **Annual Review of Plant Biology** 58, 219–247. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.57.032905.105434>

- Silva, F.G., Dutra, W.F., Dutra, A.F., de Oliveira, I.M., Filgueiras, L.M.B., de Melo, A.S., 2015. Gas exchange and chlorophyll fluorescence of eggplant grown under different irrigation depths. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental** 19, 946–952. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v19n10p946-952>
- Singleton, V. L., Rossi, J. A., 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. **American journal of Enology and Viticulture** 16, n. 3, p. 144-158.
- Su, Q., Chen, G., Mescher, M.C., Peng, Z., Xie, W., Wang, S., Wu, Q., Liu, J., Li, C., Wang, W., Zhang, Y., 2018. Whitefly aggregation on tomato is mediated by feeding-induced changes in plant metabolites that influence the behaviour and performance of conspecifics. **Functional Ecology** 32, 1180–1193. <https://doi.org/10.1111/1365-2435.13055>
- Su, Q., Oliver, K. M., Xie, W., Wu, Q., Wang, S., Zhang, Y., 2015. The whitefly-associated facultative symbiont *Hamiltonella* defensa suppresses induced plant defences in tomato. **Functional Ecology** 29, n.8, p. 1007-1018.
- Sun, Y., Oberley, L.W., Li, Y., 1988. A simple method for clinical assay of superoxide dismutase. **Clinical Chemistry** 34, 497–500. <https://doi.org/10.1093/clinchem/34.3.497>
- Taiz, L., Zeiger, E., 2017. Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal. **6 ed.** Porto Alegre: Artmed.
- Tamilselvan, R., Mahalingam, C.A., Mohankumar, S., Senguttuvan, K., 2020. Characterization of resistance mechanisms to the whitefly, *Bemisia tabaci* Asia-II-8 (Hemiptera: Aleyrodidae) in cotton genotypes. **International Journal of Tropical Insect Science** 8, 373-381. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00215-7>
- Tsutsumi, K., Konno, M., Miyazawa, S.I., Miyao, M., 2014. Sites of action of elevated CO₂ on leaf development in rice: Discrimination between the effects of elevated CO₂ and nitrogen deficiency. **Plant and Cell Physiology** 55, 258–268. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcu006>
- Vlot, C. A., Dempsey, D.A., Klessig, D.F., 2009. Salicylic acid, a multifaceted hormone to combat disease. **Annual Review of Phytopathology** 47, 177–206. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.050908.135202>
- Von Caemmerer, S., Farquhar, G. D., 1981. Some relationships between the biochemistry of photosynthesis and the gas exchange of leaves. **Planta** 153, n. 4, p. 376-387.
- Wang, Z., Dai, P., Yang, X., Ruan, C.C., Biondi, A., Desneux, N., Zang, L.S., 2019. Selectivity of novel and traditional insecticides used for management of whiteflies on the parasitoid *Encarsia formosa*. **Pest Management Science** 75, p. 2716–2724. <https://doi.org/10.1002/ps.5380>
- War, A.R., Munghate, R.S., Sharma, H.C., 2015. Expression of different mechanisms of resistance to insects in groundnut under field conditions. **Phytoparasitica** 43, 669–677. <https://doi.org/10.1007/s12600-015-0479-9>
- War, A.R., Paulraj, M.G., Ahmad, T., Buhroo, A.A., Hussain, B., Ignacimuthu, S., Sharma, H.C., 2012. Mechanisms of plant defense against insect herbivores. **Plant Signaling and Behavior** 7, 10, p – 1306-1320. <https://doi.org/10.4161/psb.21663>
- Xu, Y., Qu, C., Sun, X., Jia, Z., Xue, M., Zhao, H., Zhou, X., 2020. Nitric Oxide Boosts *Bemisia tabaci* Performance Through the Suppression of Jasmonic Acid Signaling Pathway in Tobacco Plants. **Frontiers in Physiology** 11, 2–4. <https://doi.org/10.3389/fphys.2020.00847>
- Yao, C.J., Guo, S.M., Ma, Y.C., Lai, X.L., Yang, X.H., 2017. Effect of drought stress on characteristics of photosynthesis and chlorophyll fluorescence of four species of Cassia. **Pratacultural Science**, p.9. [Doi:10.11829/j.issn.1001-0629.2016-0588](https://doi.org/10.11829/j.issn.1001-0629.2016-0588)
- Zhang, J., Wang, L., Zheng, Y., Feng, J., Ruan, Y., Diao, S., Chen, S., Jiang, B., Shen, Z., Lu, H., 2017. Effects of *Bemisia tabaci* (Gennadius) infestation and squash silverleaf disorder

on *Cucurbita pepo* L. leaf. **Scientia Horticulturae** 217, 8–16.

<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.01.017>

Zhang, S.Z., Hua, B.Z., Zhang, F., 2008. Induction of the activities of antioxidative enzymes and the levels of malondialdehyde in cucumber seedlings as a consequence of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) infestation. **Arthropod-Plant Interactions** 2, 209–213.

<https://doi.org/10.1007/s11829-008-9044-5>

CAPÍTULO 3

O TRADE-OFF FISIOLÓGICO ENTRE REPRODUÇÃO E DEFESA AFETA OS PARÂMETROS FISIOLÓGICOS E BIOQUÍMICOS DAS PLANTAS DE TOMATEIRO QUANDO INFESTADAS POR *Bemisia tabaci* MED E MEAM1?

Claudia Aparecida de Lima Toledo; Franciely da Silva Ponce; Moisés Daniel de Oliveira; Eduardo Santana Aires; Santino Seabra Júnior; Giuseppina Pace Pereira Lima; Regiane Cristina de Oliveira

RESUMO

Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) é uma das principais pragas do tomateiro (*Solanum esculentum* L.) no Brasil, causa danos no aparato fisiológico e bioquímico das plantas hospedeiras. Nesse sentido, objetivou-se avaliar a influência da infestação das espécies crípticas de *B. tabaci* MED e MEAM1 nos aspectos fisiológicos e bioquímicos do tomateiro no estágio de floração. Foram estudadas plantas infestadas por *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1 e não infestadas (Controle). Em que, foram analisadas as trocas gasosas, fluorescência da clorofila *a* e parâmetros bioquímicos (SOD- superóxido dismutase; POD- peroxidase; PPO- polifenol oxidase e fenóis totais). As plantas de tomateiro infestados por *B. tabaci* MED apresentaram os menores resultados nos parâmetros: Gs, Ci e E. Os tomateiros infestados por MED apresentaram condutância estomática (Gs) inferior em 45 e 38% quando comparado as plantas controle e MEAM1. Quanto a concentração interna de CO₂ na folha (Ci), os tomateiros apresentaram resultados inferiores em 10% em plantas controle e 33% em plantas infestadas por MEAM1. A transpiração foi reduzida em plantas infestadas por MED em 42 e 33% quando comparado ao controle e MEAM1. Todavia, a eficiência do uso da água (EUA) nas plantas infestadas por *B. tabaci* MED e MEAM1 foram 38 e 12% maiores que as plantas controle. As plantas infestadas por MEAM1 apresentaram redução da atividade da POD em todos os estádios de desenvolvimento dos insetos, sendo mais evidente no 3º e 4º ínstar quando comparado a controle e *B. tabaci* MED. Na oviposição, MED apresentou menor atividade enzimática (SOD, POD e PPO) e compostos fenólicos em comparação a MEAM1. A infestação de *B. tabaci* MED no estágio floração causou alteração nos parâmetros fisiológicos dos tomateiros. Enquanto que MEAM1, reduziu a atividade da enzima POD em todos os estádios de desenvolvimento do inseto-praga.

Palavras-chave: *Solanum esculentum* L.; floração; enzimas; compostos fenólicos; relação inseto-planta.

**DOES THE PHYSIOLOGICAL TRADE-OFF BETWEEN REPRODUCTION AND
DEFENSE AFFECT THE PHYSIOLOGICAL AND BIOCHEMICAL PARAMETERS
OF TOMATO PLANTS THAT ARE AFFECTED WHEN INFESTED BY *Bemisia
tabaci* MED AND MEAM1?**

ABSTRACT

Bemisia tabaci (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) is one of the main phytosanitary problems found in tomato crops (*Solanum esculentum* L.) in Brazil. Causing direct and indirect damage, and consequently physiological and biochemical damage to host plants. In this sense, the objective was to evaluate the influence of the infestation of the cryptic species of *B. tabaci* MED and MEAM1 on the physiological and biochemical aspects of tomato in the flowering stage. Plants infested by *B. tabaci* MED, *B. tabaci* MEAM1 and non-infested (Control) were studied. In which gas exchange, chlorophyll fluorescence and biochemical parameters (SOD- superoxide dismutase) were analyzed; POD- peroxidase; PPO- polyphenol oxidase and total phenols). Tomato plants infested by *B. tabaci* MED presented the lowest results in the following parameters: Gs, Ci and E. Tomato plants infested by MED presented lower stomatic conductance (Gs) in 45 and 38% when compared to control plants and MEAM1. As for the internal concentration of CO₂ in the leaf (Ci), the tomato plants presented lower results in 10% in control plants and 33% in plants infested by MEAM1. Transpiration was reduced in MED-infested plants by 42 and 33% when compared to control and MEAM1. However, the efficiency of water use (USA) in plants infested by *B. tabaci* MED and MEAM1 were 38 and 12% higher than the control plants. Plants infested by MEAM1 showed reduced POD activity in all stages of insect development, being more evident in the 3rd and 4th instar when compared to control and *B. tabaci* MED. In oviposition, MED showed lower enzymatic activity (SOD, POD and PPO) and phenolic compounds compared to MEAM1. The infestation of *B. tabaci* MED in the flowering stage caused changes in the physiological parameters of tomato plants. While MEAM1, it reduced the activity of the POD enzyme in all stages of insect-pest development.

Keywords: *Solanum esculentum* L.; flowering; enzymes; phenolic compounds; insect-plant relationship.

3.1 INTRODUÇÃO

O tomate (*Solanum esculentum* L.) é uma hortaliça cultivada em todo o mundo, sendo uma das culturas de maior importância econômica e social, perdendo apenas para a batata (*Solanum tuberosum* L.) (FAOSTAT, 2021). O Brasil está entre os dez maiores produtores, com produção de 3,9 milhões de toneladas (FAOSTAT, 2021). Todavia, a menor produção brasileira é causada por vários problemas fitossanitários, entre eles o ataque de insetos-praga como as moscas-brancas, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera:Aleyrodidae) (RIBEIRO et al., 2020).

A mosca-branca (*Bemisia tabaci*) é considerada uma das pragas globais mais prejudiciais em culturas de campo aberto e ambiente protegido (RAMOS et al., 2019), causando danos expressivos no cenário agrícola mundial (ZHENG et al., 2017), com perdas anuais expressivas (JIANG et al. 2012). *B. tabaci* (Gennadius) é um complexo de espécies crípticas com cerca de 44 espécies (MUGERWA et al., 2018), sendo MED e MEAM1 as espécies mais invasivas (SHI et al., 2017), colonizando mais de 600 espécies de plantas e invadindo mais de 60 países (ZHENG et al., 2017). Essas espécies crípticas diferenciam entre si na escolha da planta hospedeira, distúrbios causados as plantas e susceptibilidade a inseticidas (DE MORAES et al., 2018).

Os danos causados pelos insetos são diretos e indiretos, em que os danos diretos são causados pela alimentação contínua da seiva do floema e injeção de toxinas, interferindo no desenvolvimento vegetativo e reprodutivo da planta hospedeira. Os danos indiretos são causados pelo excremento açucarado dos insetos que favorece o desenvolvimento de fungos fuliginosos do gênero *Capnodium* sp. (SANTOS et al., 2020), conhecido como fumagina que pode reduzir em até 70% da fotossíntese das plantas comprometendo a produtividade (LOPES et al., 2009). Além disso, a mosca-branca é vetora de mais de 300 espécies de vírus (GILBERTSON et al., 2015), sendo em sua maioria do gênero Begomovirus (KANAKALA; GHANIM, 2015). Em tomate, a infestação de mosca-branca pode causar a maturação irregular dos frutos, reduzindo a qualidade, torna-os não comerciáveis (SCHUSTER et al., 1996).

os eliciadores são moléculas biológicas importantes no estabelecimento das estratégias de defesa, induzindo nas plantas respostas de defesa local ou sistêmica (CHEN; MAO, 2020). Quando atacadas as plantas aumentam a produção de espécies reativas de oxigênio (ERO's) devido a alteração do metabolismo em resposta a

condições adversas as quais são submetidas (CAMEJO et al., 2016). Todavia, o acúmulo de ERO's no vacúolo provoca a degradação das proteínas, induz a fragmentação e aumenta a peroxidação lipídica da membrana, podendo causar danos irreversíveis, causando a morte celular (BROETTO; GOMES; JOCA, 2017), e a alimentação da mosca-branca as plantas atacadas apresentam aumento da produção de espécies reativas de oxigênio.

As plantas possuem um trade-off fisiológico, ou seja, um equilíbrio entre crescimento e diferenciação de tecidos, dessa forma, o metabolismo secundário é restrito nas células de crescimento, pois a energia utilizada nele é direcionada para o desenvolvimento de novos tecidos (CIPOLLINI; WALTERS; VOELCKEL, 2014), e quando as plantas estão na fase de reprodução, os fotoassimilados são direcionados a produção de frutos não protegendo-se de maneira eficiente (TAIZ et al., 2017).

Neste sentido, objetivou-se analisar os aspectos fisiológicos e bioquímicos em plantas de tomateiro, no estágio de floração, infestadas por espécies crípticas de *B. tabaci* MED e MEAM1

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

3.2.1 Multiplicação dos insetos

As moscas-brancas (*B. tabaci* MED e MEAM1) foram mantidas e multiplicadas em salas climatizadas sob condições controladas de temperatura ($26 \pm 2^\circ \text{C}$), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo (14:10h, claro: escuro), no laboratório do Grupo de Pesquisa em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura (AGRIMIP) na Faculdade de Ciências Agrômicas (FCA), da Universidade Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho” (UNESP), Campus de Botucatu. A multiplicação dos insetos foi realizada em plantas de couve-folha (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.) (*B. tabaci* MEAM1) e pimentão (*Capsicum annuum* L.) (*B. tabaci* MED). As plantas foram cultivadas em vasos de 750mL preenchidos com substrato comercial Carolina Soil®, e substituídas a cada 30 dias nas salas de criação.

3.2.2 Implantação, delineamento experimental e condução do experimento

O ensaio foi conduzido na Faculdade de Ciências Agrômicas (FCA), da

Universidade Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho” (UNESP), Campus de Botucatu. As plantas foram cultivadas de julho a setembro de 2020, sob ambiente protegido do tipo arco, com 6m de largura, 21m de comprimento e 3 m de pé direito, e janelas laterais com telas de sombreamento preta de 50%, coberta com plástico de polietileno de 150 micras. O ambiente estava situado na latitude Sul 22° 52' 20" e longitude Oeste 48° 26' 37", a 800 metros de altitude acima do nível do mar, com clima classificado como do tipo Cwb (Koppen).

O delineamento experimental foi em blocos casualizados, consistindo em três tratamentos e dez repetições, consistindo em 30 parcelas, em que avaliou-se três plantas por parcela. Os tratamentos analisados foram: T1 – Plantas não infestadas (controle); T2- *B. tabaci* MED e T3 - *B. tabaci* MEAM1.

Mudas de tomate (*Solanum lycopersicum* cv. Santa Adélia Super (Topseed®)) foram semeadas em recipiente de 200mL preenchidos com substrato comercial (Carolina Soil®), cultivadas em casa de vegetação e protegidas por tecido *voile*.

Aos 30 DAS (dias após a semeadura) quando as plantas apresentaram de 4-5 folhas definidas, as mudas foram transplantadas para vasos de 10 litros, preenchidos com uma mistura de solo na proporção 1:1:1 (solo, areia e esterco bovino) autoclavada.

As adubações de plantio e cobertura foram baseadas na análise química do solo, conforme as exigências da cultura do tomateiro (tutorado) (RAIJ et al, 1997). Para a adubação de plantio foram utilizados 60 quilogramas (Kg). ha⁻¹ de N, 300 Kg.ha⁻¹ de P₂O₅ e 100 Kg. ha⁻¹ de K₂O. Na cobertura utilizou-se 200 Kg. ha⁻¹ de N e 120 Kg. ha⁻¹ de K₂O. Os fertilizantes utilizados nas adubações foram uréia, superfosfato simples e cloreto de potássio, como fontes de N, P₂O₅ e K₂O, respectivamente. O espaçamento utilizado foi 1 x 0,4m entre as plantas, e a irrigação via gotejamento, buscando manter o solo em capacidade de campo.

As plantas foram cultivadas sob estruturas individuais de proteção com tecido não-tecido branco - TNT (17g.m²) com formato cilíndrico (D:0,6 m; h: 1,5 m). Conduzidas dentro da gaiola de cultivo, com tutor individual e vertical, sendo cultivadas até que os insetos completassem o ciclo de desenvolvimento. A luz dentro das gaiolas era de 27.200 Lux.

A infestação das plantas ocorreu aos 68 DAS (dias após a semeadura) com o auxílio do aspirador manual. Os insetos adultos foram sugados e transferidos para tubos de fundo chato (2,5 x 8,5cm), e em seguida realizada a infestação. Nas plantas

infestadas foram colocados 250 insetos adultos não sexados por planta/gaiola, com idade conhecida (± 72 h). Mantendo a planta infestada durante todo o período do experimento. As plantas foram monitoradas da oviposição ao 4º ínstar das moscas-brancas.

3.2.3 Variáveis analisadas

3.2.3.1 Monitoramento de variáveis ambientais

As variáveis ambientais foram mensuradas com o auxílio do datalogger de temperatura e umidade (AKSO®, modelo AK174), instalado dentro das gaiolas de cultivo do tomateiro a 0,5 m do solo.

3.2.3.2 Análise dos aspectos fisiológicos do tomateiro

As avaliações das trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a* foram realizadas aos 64 dias após o transplante (DAT) (quando as ninfas atingiram o 3º ínstar de desenvolvimento, momento de maior dano as plantas hospedeiras (LI et al., 2013)), em folhas totalmente expandidas, localizadas no terço superior. As medições foram realizadas das 7:30h às 9:00h da manhã, em dia ensolarado, com temperatura ambiente de 20°C. Para as leituras de trocas gasosas foi utilizado o equipamento analisador de gás infravermelho – IRGA (Infra Red Gas Analyser, modelo Li-6400, LICOR). Os parâmetros analisados através das trocas gasosas foram: taxa de assimilação de CO₂ (A, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$), transpiração (E, $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$), condutância estomática (Gs, $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2}\text{s}^{-1}$), e concentração interna de CO₂ na folha (Ci $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1} \text{ ar}$) (VON CAEMMERER; FARQUHAR, 1981). A eficiência do uso da água (EUA, $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mol H}_2\text{O})^{-1}$) foi determinada a partir da relação entre assimilação de CO₂ e a transpiração, bem como, a eficiência instantânea de carboxilação (A/Ci) foi estabelecida através da relação entre assimilação de CO₂ (A) e a concentração interna de CO₂ na folha (Ci).

Quanto a Fluorescência da Clorofila *a*, as medições foram realizadas na terceira folha expandida, contada a partir do ápice da planta, por meio de um fluorômetro acoplado ao IRGA, em que foram realizados as medições com a folha adaptada ao escuro por 30 min. Foram obtidos os parâmetros: fluorescência máxima

(Fm'), fluorescência do estado de equilíbrio dinâmico (F') e fluorescência mínima (F0'). A partir dos dados anteriores determinou-se: eficiência quântica potencial do FSII (Fv/Fm), eficiência quântica da antena (Fv'/Fm'), coeficiente de extinção fotoquímico (qP), coeficiente de extinção não-fotoquímico (NPQ) (GENTY et al., 1989), taxa aparente de transporte de elétrons (ETR) (KRALL; EDWARDS, 1992)

3.2.3.3 Análises bioquímicas em tomateiro

3.2.3.3.1 Coleta e preparo das amostras de tomateiro

As folhas foram coletadas do terço superior da planta para a realização das análises bioquímica, sendo coletado uma folha por planta, totalizando 3 folhas por tratamento em cada parcela. As coletas respeitaram os estádios de desenvolvimento da mosca branca (oviposição, 2º, 3º e 4º ínstars). Depois de coletadas, as folhas foram lavadas com água e colocadas em sacos plásticos transparentes com identificação, envolvidos por papel alumínio e congelados em nitrogênio líquido. O material vegetal foi macerado e acomodados em recipientes em porções de 50 g, e em seguida armazenados em freezer -20°C.

As análises bioquímicas foram realizadas no laboratório de Química e Bioquímica Vegetal – LQBV, no Departamento de Química e Bioquímica, localizado no Instituto de Biociências da UNESP, Campus de Botucatu.

3.2.3.3.2 Análises enzimáticas

O extrato utilizado para as enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO), consistiu em pesar 400mg da amostra fresca macerada em nitrogênio líquido homogeneizada com 10 mL de solução tampão de fosfato de potássio a 0,2 M (pH 6,7). Em seguida, os tubos foram centrifugados (Hettich, modelo Mikro 220R) a 6000 x g por 15 min (5°C). O sobrenadante foi armazenado em vidro âmbar em freezer -20°C.

A atividade da enzima peroxidase (POD, EC 1.11.1.7) foi determinada de acordo a metodologia de Lima, Brasil e Oliveira (1999) com modificações. Para parar a reação, os tubos foram submersos em água quente a 90°C, por 1 min. A leitura foi realizada a 505 nm de absorbância, e os resultados expressos $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2$

decomposto. $\text{min}^{-1}.\text{g}^{-1} \text{MF}^{-1}$. Quanto a atividade enzima polifenoloxidase (PPO, EC 1.10.3.1) o método seguido foi de Kar e Mishra (1976) com modificações. A reação foi parada em água quente (90°C). A leitura em absorvância a 395 nm, e os resultados expressos em $\mu\text{mol catecol transformado em min}^{-1}.\text{g}^{-1} \text{MF}^{-1}$.

O extrato utilizado para a superóxido dismutase (SOD, EC 1.11.1.6) consistiu em pesar 150 mg de material vegetal macerado em nitrogênio líquido, em que adicionou-se 5 mL da solução tampão fosfato de potássio 100 mmol. L^{-1} (pH 7,5), suplementada com 0,372 g EDTA tetrassodico, 0,462 g DTT, 0,300g PVPP. Em seguida, os tubos foram homogeneizados e colocados na centrifugadas ($6000 \times g$ a 4°C) por 20 min. O sobrenadante foi armazenado em recipiente tipo âmbar em freezer a -20°C .

Para a determinação da atividade da superóxido dismutase (SOD) utilizamos a metodologia de Sun, Oberley e Li (1988). O processo de reação consistiu em pipetar 2000 μL tampão fosfato de sódio (pH 7,8), 50 μL do extrato enzimático; 250 μL de NBT; 200 μL de EDTA Tetrassodico; 250 μL de Metionina; 250 μL de Riboflavina. Para o Tubo 100%, substitui-se os 50 μL do extrato enzimático por 2050 μL tampão fosfato de sódio (pH 7,8). A reação ocorreu em temperatura ambiente (25°C) por 10 min, em câmara composta por lâmpadas fluorescentes (20W). A reação foi paralisada através do desligamento das lâmpadas (GIANNOPOLITIS; RIES, 1977). A leitura em absorvância foi realizada em 560 nm, e a atividade da enzima SOD expressa em U de atividade. $\text{g}^{-1} \text{MF}^{-1}$.

3.2.3.3.3 Análise de fenóis totais

O teor de fenóis totais foi determinado utilizando o reagente reativo Folin-Ciocalteu pelo método de Singleton e Rossi (1965), sendo utilizado ácido gálico como padrão. Os resultados de fenóis totais foram expressos em mg de EAG (equivalente de ácido gálico) por 100g de massa fresca ($\text{mg EAG. } 100\text{g}^{-1} \text{ M.F}^{-1}$).

3.2.4 Análise dos dados

Os resultados foram submetidos a análises exploratórias para avaliar as pressuposições de normalidade dos resíduos (SHAPIRO, 1965), e homogeneidade de variância dos tratamentos (BARTLETT, 1937).

Os resultados foram submetidos a análise de variância (ANOVA), comparando-se os tratamentos pelo teste de Tukey a 5% ($P < 0,05$) de probabilidade, utilizando o software AGROESTAT (BARBOSA; MALDONADO JÚNIOR, 2015).

3.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.3.1 Influência de *B. tabaci* nos parâmetros fisiológicos

A alimentação de *B. tabaci* MED e MEAM1 provocaram influência nos parâmetros fisiológicos: condutância estomática (G_s), concentração interna de CO_2 na folha (C_i), taxa de transpiração (E) e eficiência do uso da água (EUA). Quanto aos demais parâmetros (taxa de assimilação de CO_2 (A), eficiência instantânea de carboxilação (A/C_i), rendimento quântico máximo do PSII (F_v/F_m), eficiência quântica fotoquímica efetiva do PSII (F_v'/F_m'), coeficiente de extinção fotoquímica do PSII (qP), coeficiente de extinção não fotoquímica do PSII (NPQ) e taxa de transferência relativa de elétrons (ETR) não apresentaram diferença estatística entre os tratamentos analisados (Tabela 1).

Os tomateiros infestados por *B. tabaci* MED e MEAM1 apresentaram condutância estomática (G_s) reduzida. Porém, MEAM1 não diferiu estatisticamente das plantas controle. As plantas infestadas por *B. tabaci* MED apresentaram redução na G_s em 42% ao comparar as plantas controle (Tabela 1). A interferência na condutância estomática causada pela espécie críptica (MED) de mosca-branca nas plantas de tomateiro, está relacionada a maior produção do hormônio ácido abscísico (ABA) em plantas infestadas por estes insetos (SUN et al., 2020). O ácido abscísico provoca o fechamento estomático, buscando reduzir a perda de água através da transpiração, o que conseqüentemente aumenta o conteúdo de água na folha (DESHPANDE; MANOHARAN; MITRA, 2020). No entanto, quanto maior a limitação da abertura da fenda estomática, menor é a entrada de CO_2 por difusão na folha (GOMES et al., 2019). Em tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), a infestação com *B. tabaci* provocou a maior produção de ABA e reduziu em 71% a condutância estomática (SUN et al., 2020).

Tabela 1 - Taxa de assimilação de CO₂, condutância estomática, concentração interna de CO₂ na folha, taxa de transpiração, eficiência instantânea de carboxilação, eficiência do uso da água, rendimento quântico máximo do PSII, eficiência quântica fotoquímica efetiva do PSII, coeficiente de extinção fotoquímica do PSII, coeficiente de extinção não fotoquímica do PSII, taxa de transferência relativa de elétrons (média ± DP) em tomates no estágio de floração infestados e não infestados (controle) por *Bemisia tabaci* MED e MEAM1

	Controle	Plantas infestadas		CV (%)
		MED	MEAM1	
A	9,83 ± 0,68 a	9,94 ± 0,44 a	9,53 ± 0,82 a	8,37
Gs	0,33 ± 0,04 a	0,19 ± 0,04 b	0,26 ± 0,04 ab	20,33
Ci	354,35 ± 7,49 a	313,21 ± 15,54 b	342,52 ± 10,32 a	4,22
E	3,47 ± 0,25 a	2,02 ± 0,30 b	2,92 ± 0,30 a	12,48
A/Ci	0,028 ± 0,00 a	0,032 ± 0,00 a	0,027 ± 0,00 a	8,53
EUA	2,86 ± 0,46 b	5,22 ± 0,77 a	3,39 ± 0,36 b	18,02
Fv/Fm	0,92 ± 0,01 a	0,93 ± 0,01 a	0,90 ± 0,02 a	2,41
Fv'/Fm'	0,65 ± 0,01 a	0,64 ± 0,01 a	0,63 ± 0,02 a	3,35
Qp	0,17 ± 0,02 a	0,20 ± 0,02 a	0,21 ± 0,03 a	17,46
NPQ	0,98 ± 0,20 a	1,00 ± 0,09 a	1,01 ± 0,22 a	22,09
ETR	49,45 ± 7,66 a	55,40 ± 5,30 a	58,48 ± 7,58 a	15,11

Média seguidas de mesma letra na linha, não diferiram estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% (P<0,05).

Legenda: Taxa de assimilação de CO₂ (A; $\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); Condutância Estomática (Gs; $\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); Concentração Interna de CO₂ na folha (Ci; $\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{mol}^{-1}$); Taxa de transpiração (E; $\text{mmol vapor d'água}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); Eficiência instantânea de carboxilação (A/Ci); Eficiência do uso da água (EUA; $\mu\text{mol CO}_2\cdot(\text{mmol H}_2\text{O}^{-1})$); Rendimento Quântico máximo do PSII (Fv/Fm); Eficiência quântica fotoquímica efetiva do PSII (Fv'/Fm'); Coeficiente de extinção fotoquímica do PSII (qP); Coeficiente de extinção não fotoquímica do PSII (NPQ); Taxa de transferência relativa de elétrons (ETR).

Quanto a concentração interna de CO₂ na folha (Ci), as plantas infestadas com MED tiveram os menores resultados, tendo uma redução de apro. Em que, MED teve redução de aproximadamente 11 e 8% em comparação com o controle e MEAM1, respectivamente. Por outro lado, *B. tabaci* MEAM1 e o controle não diferiram entre si (Tabela 1). Como esperado, a concentração de Ci foi reduzida em plantas de tomateiro infestadas por MED em consequência da redução da Gs, pois geralmente aumentam juntos (SILVA et al., 2015). Em condições normais, as células-guardas estomáticas respondem a concentração interna de CO₂, ou seja, quando Ci reduz, os estômatos se abrem, se a concentração de Ci aumenta, os estômatos se fecham (MOTT, 2009). Porém, devido a redução da Gs, as plantas infestadas por MED apresentaram menor Ci na câmara subestomática.

As plantas de tomateiro infestadas com MED apresentaram taxa de transpiração (E) inferior em 41 e 30% em relação ao controle e MEAM1,

respectivamente. O tratamento controle e MEAM1 não diferiram estatisticamente entre si (Tabela 1). O ataque de *B. tabaci* MED em tomateiro resultou em menor taxa de transpiração e condutância estomática, provocando conseqüentemente, aumento da temperatura da folha (GOMES et al., 2019), isso pode ser devido a transpiração, que é o principal meio de resfriamento foliar das plantas, na qual os estômatos são importantes por possibilitar perdas de água e as trocas gasosas. Essa hipótese também foi relatada por Monteiro et al. (2016). Além disso, a redução da transpiração pode estar relacionada ao acúmulo de ABA (ácido abscísico) nas folhas em resposta ao estresse (TAIZ; ZEIGER, 2017) causado pelos insetos. A redução da transpiração causada pelo ataque de *B. tabaci* foi relatado também em plantas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) (SUN et al., 2020). Em abóbora, a baixa transpiração e condutância estomática fez com que as plantas apresentassem maior eficiência do uso da água (EUA) (FORMISANO et al., 2020).

Quanto a eficiência do uso da água (EUA), as plantas infestadas por *B. tabaci* (MED e MEAM1) diferiram estatisticamente entre si. Todavia, MEAM1 não diferiu das plantas controle. As plantas infestadas por MED apresentaram diferença estatística significativa, com resultados superiores a 45 e 35% quando comparado ao controle e MEAM1, respectivamente (Tabela 1). A evidência da eficiência do uso da água pode ser devido a capacidade das plantas de tomateiro infestados com *B. tabaci* MED, em apresentar maior taxa de assimilação de CO₂, baixa transpiração e baixa taxa de condutância estomática. Em face dessa análise podemos pressupor que quaisquer alterações na G_s, desde que não tenha interferência na assimilação de CO₂, terão interferência na eficiência do uso da água. Evidências essas também constadas em outras pesquisas como a de DIAZ-ESPEJO et al., (2012). Segundo Ramos et al., (2015) quando a EUA é evidenciada, isso demonstra que as plantas de tomateiro possuem capacidade de assimilar CO₂ com baixa perda de água, favorecendo a síntese de fotoassimilados.

Em vista os fatos descritos acima, podemos mencionar que as plantas de tomateiro infestados por *B. tabaci* MED na floração tiveram redução da condutância estomática, transpiração e concentração interna de CO₂, o que resultou em maior eficiência do uso da água (EUA), isso pode ser resultado de uma resposta hormonal provocada por *B. tabaci*, que causa maior produção de ácido abscísico (ABA), responsável por controlar a condutância estomática (G_s), transpiração (E), e conseqüentemente, a concentração interna de CO₂.

3.3.2 Parâmetros bioquímicos de tomateiro influenciados por *B. tabaci* MED E MEAM1.

As plantas infestadas por *B. tabaci* MED e MEAM1 apresentaram influência nas atividades de todas as enzimas e bioativos avaliados, ou seja, superóxido dismutase (SOD), peroxidase (POD) e polifenol oxidase (PPO) e no teor de fenóis totais (Tabela 2)

Os tomateiros infestados por *B. tabaci* (MED e MEAM1) apresentaram influência na atividade da enzima SOD apenas na oviposição, não verificando diferença significativa nos demais estádios de desenvolvimento dos insetos (Tabela 2). Na oviposição, as plantas infestadas por *B. tabaci* MED apresentaram redução da enzima SOD em 3 e 4% quando comparada as plantas controle e MEAM1.

As plantas infestadas por *B. tabaci* (MED e MEAM1) apresentaram influência na atividade da POD na oviposição, 3º e 4º ínstar, porém para avaliação no 2º ínstar de desenvolvimento do inseto não foi observado diferença (Tabela 2).

Na oviposição, as plantas infestadas por *B. tabaci* (MED e MEAM1) apresentaram atividade da POD inferior quando comparada as plantas controle, cerca de 31 e 45%, respectivamente (Tabela 2). A redução da atividade da enzima POD por *B. tabaci* (MED e MEAM1) pode ser explicada em face que as plantas atacadas apresentem tecido menos lignificados, essa enzima participar da síntese de lignina na parede celular, fato este também associado aos estudos de ZHAO et al., (2016).

Quando os níveis de POD são reduzidos, não ocorre a ativação dos monolignóis secretados pelas células lignificantes e não lignificantes, não ocorrendo o acoplamento do radical combinatório para a formação dos polímeros de lignina (TOBIMATSU; SCHUETZ, 2019). Sendo assim, a redução da atividade da POD possibilita às ninfas de 1º ínstar local de alimentação menos rígido para a inserção do aparelho bucal. Essa interferência na atividade da POD por moscas-brancas é causada pelo endossimbionte secundário *Hamiltonella*, que faz com que a planta infestada tenha menor atividade da enzima POD (SU et al., 2015) e por consequência menor lignificação da parede celular da planta hospedeira, sendo uma estratégia para contornar o sistema de defesa das plantas atacada.

Tabela 2 - Superóxido dismutase, peroxidase, polifenoloxidase, fenóis totais e flavonoides (média ± DP) em tomateiros no estágio de floração infestados por *Bemisia tabaci* MED e MEAM1

		SOD	POD	PPO	Fenóis Totais
0 + Adultos	Controle	40,16±0,15 b	0,61 ±0,05 a	436,67±20,39 b	139,80±0,49 b
	MED	41,42±0,41 a	0,42 ±0,07 b	449,14±16,12 b	141,23±9,38 b
	MEAM1	39,78±0,29 b	0,33 ±0,05 b	509,85±25,71 a	206,62±12,87 a
	Cv (%)	0,75	13,50	4,54	5,66
2 + Adultos	Controle	40,57± 0,68 a	0,57 ±0,02 a	488,08±9,55 a	188,05 ±3,37 a
	MED	39,61± 0,98 a	0,63±0,11 a	417,5±2,21 b	176,16 ±25,46 a
	MEAM1	40,37 ± 0,81	0,59 ±0,09 a	529,48±32,92 a	199,15 ±6,62 a
	Cv (%)	2,06	13,98	4,14	8,15
3 + Adultos	Controle	40,93±0,24 a	0,87 ±0,10 ab	483,46 ±18,43 b	228,43 ±29,79 b
	MED	41,11±0,77 a	1,00 ±0,15 a	497,03 ±5,95 ab	237,68 ±13,49 ab
	MEAM1	40,44±0,53 a	0,59 ±0,16 b	548,57 ±36,38 a	282,04 ±4,28 a
	Cv (%)	1,38	16,75	4,67	7,64
4 + Adultos	Controle	40,75±0,79 a	0,87 ±0,01 ab	470,97±27,01 a	249,10 ±15,96 a
	MED	41,04±0,51 a	1,16 ±0,23 a	419,60±50,52 a	234,10 ±10,33 ab
	MEAM1	40,79±0,66 a	0,58 ±0,04 b	462,88±7,62 a	208,79 ±2,82 b
	Cv (%)	1,63	15,46	7,39	4,81

Média seguidas de mesma letra na coluna, não se diferenciam estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% (Média ± DP).

Legenda: 0 – Oviposição + Adultos; 2 – 2º ínstar + Adultos; 3 – 3º ínstar + Adultos; 4 – 4º ínstar + Adultos. Superóxido dismutase (U de atividade. g⁻¹ MF⁻¹), Peroxidase (POD) (umol H₂O₂.min⁻¹.g⁻¹ MF); Polifenoloxidase (PPO) (umol catecol.min⁻¹.g⁻¹ MF); Fenóis Totais (mg/100g MF)

As plantas de tomateiro infestados por MED apresentaram maior atividade da enzima POD no 3º e 4º ínstar de desenvolvimento dos insetos. A maior atividade da POD nestes ínstars pode está relacionado a alimentação do inseto praga, isso ocorre porque o 3º ínstar é considerado o de maior influência e estresse nas plantas atacados, consequência da alimentação contínua de seiva do floema (LI et al., 2013). Enquanto que no 4º ínstar, a alimentação ocorre somente no início do estágio de desenvolvimento do inseto (PERRING et al., 2018).

Além disso, verificou-se que à medida que os insetos mudaram de ínstar, a atividade da POD também aumenta, isto é atribuído a capacidade da planta em suportar o estresse, buscando manter os processos metabólicos atuando normalmente (SCHNEIDER et al., 2018). No entanto, se a planta não conseguir regular o processo, as ERO's produzidas pelas plantas devido ao ataque do inseto, faz com que ocorra a degradação de proteínas, DNA e outras organelas, e por fim resultando em morte da célula (BROETTO et al., 2017). Outro fator, a POD atua na oxidação de compostos fenólicos em quinonas, tornando a planta menos atrativa aos insetos herbívoros (WAR et al., 2012).

A atividade da polifenol oxidase (PPO) nas plantas de tomateiro teve influência na oviposição, 2º e 3º ínstar (Tabela 2). Na oviposição, as plantas infestadas por MEAM1 apresentaram maior atividade da PPO em 14 e 12% quando comparada as plantas controle e infestadas com MED, respectivamente. Todavia, não houve diferença estatística entre as plantas controle e infestadas por *B. tabaci* MED (Tabela 2).

As plantas de tomateiro aumentaram a produção de PPO na oviposição de *B. tabaci* MEAM1, isto devido as respostas de hipersensibilidade (HR) das plantas, que possibilitam a antecipação da defesa contra os insetos herbívoros que irão eclodir (BANDOLY; HILKER; STEPPUHN, 2015). Assim, a oxidação de compostos fenólicos pela PPO, faz com que as ninfas ao eclodirem dos ovos encontrem o tecido que irão alimentar de tecido menos nutritivo, devido a formação de complexos de o-quinona-proteína, formados através dos danos celulares (BOECKX et al., 2015) causados pelos insetos.

No 2º ínstar, as plantas infestadas por MEAM1 não diferiu das plantas controle, mas apresentou maior atividade da enzima PPO em 21% quando comparada as plantas infestadas com MED (Tabela 2). No 3º ínstar houve diferença estatística apenas entre plantas infestadas e não infestadas. As plantas infestadas com as

espécies crípticas de *B. tabaci* (MED e MEAM1) não diferiram entre si. No entanto, MEAM1 apresentou atividade superior as plantas controle em 11% (Tabela 2).

A maior atividade da enzima PPO no 3º ínstar está relacionado a alimentação dos insetos, pois é o ínstar que causa maior sucção da seiva do floema e consequentemente maiores danos a planta hospedeira, deixando-as debilitadas (LI et al., 2013). Assim, em consequência ao ferimento causado por *B. tabaci* (MED e MEAM1). A compartimentação da célula vegetal é destruída, fazendo com que a PPO interaja aos compostos presente no vacúolo celular (ex. compostos fenólicos), causando a transformação de fenóis em quinonas tóxicas, resultando em tecidos menos nutritivos (BOECKX et al., 2015). O produto transformado (quinona) liga-se as proteínas da folha, interferindo na digestão dos insetos, redução do valor nutricional das proteínas das plantas, afetando diretamente o desenvolvimento dos insetos (WAR et al., 2012).

Quanto ao teor de fenóis totais, verificou-se influência na oviposição, 3º e 4º ínstar de *B. tabaci* (MED e MEAM1) (Tabela 2). Na oviposição, as plantas atacadas com MEAM1 apresentaram maior teor de fenóis totais em 32 e 31% quando comparado as plantas controle e MED, respectivamente. Os tomateiros infestados por MEAM1 aumentaram a síntese de compostos fenólicos devido as respostas de hipersensibilidade (HR) das plantas, que possibilitam a antecipação da defesa contra os insetos herbívoros que irão eclodir (BANDOLY; HILKER; STEPPUHN, 2015).

No 3º ínstar de desenvolvimento dos insetos, os tomateiros infestados por *B. tabaci* (MED e MEAM1) apresentaram maior teor de fenóis totais quando comparada as plantas controle, porém não houve diferença entre MED e as plantas não infestadas (Tabela 2). As plantas de tomateiro infestadas por MEAM 1 apresentaram teor de fenóis totais maior que as plantas controle em 19% (Tabela 2). A maior produção de compostos no 3º ínstar está relacionada aos danos causados pela alimentação dos insetos, visto que este é o ínstar de maior influência nas plantas atacadas (LI et al., 2013). Assim, para inibir a alimentação e colonização, as plantas aumentaram a produção de compostos fenólicos. Visto que, os compostos fenólicos podem inibir a alimentação devido a toxicidade, interagir com proteínas formando compostos não digeríveis pelos herbívoros, inativar enzimas do trato digestório, causando a morte do inseto (HARBORNE, 1999). Em repolho, a produção de compostos fenólicos interferiu diretamente na escolha da planta por *B. tabaci* MED e MEAM1 (YANG et al., 2020).

Quanto ao 4º ínstar, as plantas de tomateiro não infestadas não diferiram de plantas infestadas com MED. Todavia, o teor de fenóis do controle foi superior a MEAM1 em 16% (Tabela 2). Como mencionado anteriormente, as ninfas de 4º ínstar alimenta-se apenas no início do estágio de desenvolvimento (PIERRING et al., 2018), e devido ao trade-off fisiológico as plantas só direcionaram energia para a defesa quando o custo for menor que o benefício, ou seja, a alocação de recursos da reprodução para a defesa só ocorre quando há riscos desses danos serem aumentados (PEZZOLA; MANCUSO; KARBAN, 2017).

Em virtude dos dados aqui descritos, as plantas de tomateiro infestados por *B. tabaci* MED apresentaram maior produção de compostos de defesa, mostrando que as plantas apesar de estarem no estágio reprodutivo, direcionaram energia (carboidratos) para a defesa, mostrando-se resistentes ao ataque. Por outro lado, *B. tabaci* MEAM1 mostrou-se capaz de interferir na síntese de lignina na parede celular, através da redução da atividade da enzima peroxidase, fazendo com que o tecido atacado pelos insetos seja menos enrijecido, e conseqüentemente, favorecendo a colonização desta praga.

3.4 CONCLUSÃO

As plantas infestadas por *B. tabaci* MED no estágio floração apresentaram maior alteração nos parâmetros fisiológicos como condutância estomática, transpiração, concentração interna de CO₂ e eficiência do uso da água no tomateiro.

As plantas infestadas por *B. tabaci* MEAM1 apresentaram menor atividade da enzima POD, responsável por participar da síntese de lignina, o que pode favorecer a alimentação dos insetos.

REFERÊNCIAS

- BANDOLY, M.; HILKER, M.; STEPPUHN, A. Oviposition by *Spodoptera exigua* on *Nicotiana attenuata* primes induced plant defence against larval herbivory. **The Plant Journal**, v. 83, n. 4, p. 661-672, 2015.
- BARBOSA, JC; MALDONADO JUNIOR, W. AgroEstat - sistema para análises estatísticas de ensaios agrônômicos. Jaboticabal: **FCAV/UNESP**, p.396, 2015.
- BARTLETT, M. S. Properties of sufficiency and statistical tests. **Proceedings of the Royal Society of London. Series A-Mathematical and Physical Sciences**, v. 160, n. 901, p. 268-282, 1937.
- BOECKX, T.; WINTERS, A. L.; WEBB, K. J.; KINGSTON-SMITH, A. H. Polyphenol oxidase in leaves: Is there any significance to the chloroplastic localization? **Journal of Experimental Botany**, v. 66, n. 12, p. 3571–3579, 2015.
- BROETTO, F.; GOMES, E. R.; JOCA, T. A. C. O estresse das plantas: teoria & pratica. São Paulo: Cultura Acadêmica- **Editora UNESP**, 2017.
- CAMEJO, D.; GUZMÁN-CEDEÑO, Á.; MORENO, A. Reactive oxygen species, essential molecules, during plant-pathogen interactions. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 103, p. 10–23, 2016.
- CHEN, C. Y.; MAO, Y. B. Research advances in plant-insect molecular interaction. **F1000Research**, v. 9, 2020.
- CIPOLLINI, D.; WALTERS, D.; VOELCKEL, C. Costs of resistance in plants: from theory to evidence. **Annual Plant Reviews**, v.47, p. 263–307, 2014.
- DE MORAES, L. A.; MULLER, C.; BUENO, R. C. O. F.; SANTOS, A.; BELLO, V. H.; DE MARCHI, B. R.; WATANABE, L. F. M.; MARUBAYASHI, J. M.; SANTOS, B. R.; YUKI, V. A.; TAKADA, H. M.; BARROS, D. R.; NEVES, C. G.; SILVA, F. N.; GONÇALVES, M. J.; GHANIM, M.; BOYKIN, L.; PAVAN, M. A.; KRAUSE-SAKATE, R. Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. **Scientific reports** v. 8, n. 1, p. 1-13, 2018.
- DESHPANDE, S.; MANOHARAN, R.; MITRA, S. Exogenous β -cyclocitral treatment primes tomato plants against drought by inducing tolerance traits, independent of abscisic acid. **Plant Biology**, p. 1–11, 2020.
- DIAZ-ESPEJO, A. et al. The effect of strobilurins on leaf gas exchange, water use efficiency and ABA content in grapevine under field conditions. **Journal of Plant Physiology**, v. 169, n. 4, p. 379–386, 2012.
- FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos**: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de Tomate no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.
- FORMISANO, L.; PANNICO, A.; EL-NAKHEL, C.; STARACE, G.; POLEDICA, M.; PASCALE, S. D.; ROUPHAEL, Y. Improved porosity of insect proof screens enhances quality aspects of zucchini squash without compromising the yield. **Plants**, v. 9, n. 10, p. 1–15, 2020.

- GENTY, B.; BRIANTAIS, J.; BAKER, N. R. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-General Subjects**, v. 990, n. 1, p. 87-92, 1989.
- GIANNOPOLITIS, C. N.; RIES, S. K. Superoxide dismutases: II. Purification and quantitative relationship with water-soluble protein in seedlings. **Plant physiology**, v. 59, n. 2, p. 315-318, 1977.
- 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.
- GOMES, A. M. S. DO V.; REIS, F. O.; DE LEMOS, R. N. S.; MONDEGO, J. M.; BRAUN, H.; ARAUJO, J. R. G. Physiological characteristics of citrus plants infested with citrus blackfly. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 63, n. 2, p. 119–123, 2019.
- HARBORNE, J.B. The comparative biochemistry of phytoalexin induction in plants. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 27, n. 4, p. 335-367, 1999.
- JIANG, Z. F.; XIA, F.; JOHNSON, K. W.; BARTOM, E.; TUTEJA, J. H.; STEVENS, R.; GROSSMAN, R. L.; BRUMIN, M.; WHITE, K.P.; GHANIM, M. Genome sequences of the primary endosymbiont “*Candidatus Portiera aleyrodidarum*” in the whitefly *Bemisia tabaci* B and Q biotypes. 2012.
- KANAKALA, S.; GHANIM, M. Advances in the Genomics of the Whitefly *Bemisia tabaci*: An Insect Pest and a Virus Vector. **Short Views on Insect Genomics and Proteomics**, p. 19–40, 2015. https://doi.org/10.1007/978-3-319-24235-4_2
- KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, Peroxidase, and Polyphenoloxidase Activities during Rice Leaf Senescence. **Plant Physiology**, v. 57, n. 2, p. 315–319, 1976.
- KRALL, J. P.; EDWARDS, G. E. Relationship between photosystem II activity and CO₂ fixation in leaves. **Physiologia Plantarum**, v.86, n. 1, p. 180-187, 1992.
- LI, Q.; TAN, W.; XUE, M.; ZHAO, H.; WANG, C. Dynamic changes in photosynthesis and chlorophyll fluorescence in *Nicotiana tabacum* infested by *Bemisia tabaci* (Middle East-Asia Minor 1) nymphs. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 7, n. 4, p. 431–443, 2013.
- LIMA, G. P. P.; BRASIL, O. G.; OLIVEIRA, A. M. Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivado sob estresse salino. **Scientia Agricola**, v. 56, n. 1, p. 21-26, 1999.
- LOPES, J.P.; MACHADO, E.C.; DEUBER, R.; MACHADO, R.S. Análise de crescimento e trocas gasosas na cultura de milho em plantio direto e convencional. **Bragantia**, v.68, p.839–848, 2009. <https://doi.org/10.1590/s0006-87052009000400003>
- MONTEIRO, M.V.; BLANUŠA, T.; VERHOEF, A.; HADLEY, P.; CAMERON, R.W.F. Relative importance of transpiration rate and leaf morphological traits for the

regulation of leaf temperature. **Australian Journal of Botany**, v. 64, p.32–44, 2016. <https://doi.org/10.1071/BT15198>

MOTT, K. A. Opinion: stomatal responses to light and CO₂ depend on the mesophyll. **Plant, Cell & Environment**, v. 32, n. 11, p. 1479-1486, 2009.

MUGERWA, H.; SEAL, S.; WANG, H. L.; PATEL, M. V.; KABAALU, R.; OMONGO, C. A.; ALICAI, T.; TAIRO, F.; NDUNGURU, J.; SSERUWAGI, P.; COLVIN, J. African ancestry of New World, *Bemisia tabaci*-whitefly species. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1–11, 2018.

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

PEZZOLA, E.; MANCUSO, S.; KARBAN, R. Precipitation affects plant communication and defense. **Ecology**, v. 98, n. 6, p. 1693–1699, 2017.

RAIJ, B. V. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. Campinas: Instituto Agrônomo/Fundação IAC, 1997.

RAMOS, A. R. P.; AMARO, A. C. E.; MACEDO, A. C.; SOUZA, E. R.; RODRIGUES, J. D.; ONO, E. O. Acúmulo de carboidratos no desenvolvimento de tomateiro tratado com produtos químicos. **Semina:Ciencias Agrarias**, v. 36, n. 2, p. 705–718, 2015.

RAMOS, R. S.; KUMAR, L.; SHABANI, F.; DA SILVA, R. S.; DE ARAÚJO, T. A.; PICANÇO, M. C. Climate model for seasonal variation in *Bemisia tabaci* using CLIMEX in tomato crops. **International Journal of Biometeorology**, v. 63, n. 3, p. 281–291, 2019.

RIBEIRO, A. V.; RAMOS, R. S.; DE ARAÚJO, T. A.; SOARES, J. R.; PAES, J. D. S.; DE ARAÚJO, V. C.; BASTOS, C. S.; KOCH, R. L.; PICANÇO, M. C. Spatial distribution and colonization pattern of *Bemisia tabaci* in tropical tomato crops. **Pest Management Science**, 2020.

SANTOS, T. L. B.; BALDIN, E. L. L.; RIBEIRO, L. P.; SOUZA, C. M.; SOARES, M. C. E.; FANELA, T. L. M.; LOURENÇÃO, A. L. Resistance Sources and Antixenotic Factors in Brazilian Bean Genotypes Against *Bemisia tabaci*. **Neotropical Entomology**, v. 1, p. 1-16, 2020.

SCHNEIDER, W. D. H.; FONTANA, R. C.; MENDONÇA, S.; DE SIQUEIRA, F. G.; DILLON, A. J. P.; CAMASSOLA, M. High level production of laccases and peroxidases from the newly isolated white-rot basidiomycete *Marasmiellus palmivorus* VE111 in a stirred-tank bioreactor in response to different carbon and nitrogen sources. **Process Biochemistry**, v. 69, p. 1-11, 2018.

SCHUSTER, D. J.; STANSLY, P. A.; POLSTON, J. E. Expressions of plant damage by *Bemisia*. **Bemisia: 1995, taxonomy, biology, damage, control and management**, 1996.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, v. 52, n. 3/4, p. 591-611, 1965.

SHI, X.; PAN, H.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; CHEN, G.; TIAN, L.; ZHOU, X.; LIU, Y.; ZHANG, Y. Different effects of exogenous jasmonic acid on preference and

performance of viruliferous *Bemisia tabaci* B and Q. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 165, n. 2–3, p. 148–158, 2017. <https://doi.org/10.1111/eea.12635>

SILVA, F.G.; DUTRA, W.F.; DUTRA, A.F.; DE OLIVEIRA, I.M.; FILGUEIRAS, L.M.B.; DE MELO, A.S. Gas exchange and chlorophyll fluorescence of eggplant grown under different irrigation depths. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.19, 946–952, 2015. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v19n10p946-952>

SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. **American journal of Enology and Viticulture**, v. 16, n. 3, p. 144-158, 1965.

SU, Q.; OLIVER, K. M.; XIE, W.; WU, Q.; WANG, S.; ZHANG, Y. The whitefly-associated facultative symbiont *Hamiltonella defensa* suppresses induced plant defences in tomato. **Functional Ecology**, v. 29, n. 8, p. 1007–1018, 2015.

SUN, X.; ZHAO, H.; XU, Y.; ZHANG, X.; LIANG, X.; XUE, M. Phytohormone content variation manipulated by *Bemisia tabaci* participated in inhibiting tobacco growth: Gibberellin may play a crucial role. **Chilean journal of agricultural research**, v. 80, n. 1, p. 90–99, 2020.

SUN, Y.; OBERLEY, L. W.; LI, Y. A simple method for clinical assay of superoxide dismutase. **Clinical Chemistry**, v. 34, n. 3, p. 497–500, 1988.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6 ed. Porto Alegre: Artmed, 2017.

TOBIMATSU, Y.; SCHUETZ, M. Lignin polymerization: how do plants manage the chemistry so well? **Current Opinion in Biotechnology**, v. 56, p. 75–81, 2019.

VON CAEMMERER, S.; FARQUHAR, G. D. Some relationships between the biochemistry of photosynthesis and the gas exchange of leaves. **Planta** v.153, n. 4, p. 376-387, 1981.

WAR, A.R.; PAULRAJ, M.G.; AHMAD, T.; BUHROO, A.A.; HUSSAIN, B.; IGNACIMUTHU, S.; SHARMA, H.C. Mechanisms of plant defense against insect herbivores. **Plant Signaling and Behavior**, v. 7, n. 10, 2012.

YANG, F.; ZHANG, Q.; YAO, Q.; CHEN, G.; TONG, H.; ZHANG, J.; LI, C.; SU, Q.; ZHANG, Y. Direct and indirect plant defenses induced by (Z)-3-hexenol in tomato against whitefly attack. **Journal of Pest Science**, v. 93, n. 4, p. 1243–1254, 2020.

ZHAO, H.; SUN, X.; XUE, M.; ZHANG, X.; LI, Q. Antioxidant enzyme responses induced by whiteflies in tobacco plants in defense against aphids: Catalase may play a dominant role. **PLoS ONE**, v. 11, n. 10, p. 1–17, 2016.

ZHENG, H.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; ZHOU, X.; ZHANG, Y. Dynamic monitoring (B versus Q) and further resistance status of Q-type *Bemisia tabaci* in China. **Crop Protection**, v. 94, p. 115–122, 2017

CAPÍTULO 4
INFLUÊNCIA DO USO DE BIORREGULADOR VEGETAL SOB O
DESENVOLVIMENTO DE *Bemisia tabaci* MED E PERFIL BIOQUÍMICO DE
PIMENTÃO (*Capsicum annum* L.)

Claudia Aparecida de Lima Toledo; Moisés Daniel de Oliveira; Franciely da Silva Ponce; Santino Seabra Júnior; Giuseppina Pace Pereira Lima; Regiane Cristina de Oliveira

RESUMO

O uso de inseticidas sintéticos é atualmente, a principal tática de manejo contra *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). No entanto, devido à dificuldade de controle causado pela seleção de populações resistentes, outras táticas de manejo devem ser viabilizadas. Partindo desse princípio, objetivou-se analisar a influência da infestação de *B. tabaci* MED em plantas de pimentão sob aplicação de biorregulador (Stimulate®). Foram investigadas diferentes dosagens de Stimulate® (0; 0,25; 0,5; 0,75; 1,0; 1,25 Litros/ha⁻¹) em plantas infestadas por *B. tabaci* MED. Além disso, verificou-se a influência das diferentes dosagens no teste de livre escolha, parâmetros biológicos (ovo ao quarto ínstar) e nas respostas bioquímicas das plantas infestadas (fenóis totais, superóxido dismutase - SOD, peroxidase - POD e polifenoloxidase -PPO). As plantas de pimentão infestadas por *B. tabaci* MED submetidas aos tratamentos com biorregulador não apresentaram diferença estatística quando comparadas as plantas controle nos testes de atratividade (Nº de ovos. Planta⁻¹, Nº de adultos.planta⁻¹ e IA) e biologia (N1 a adultos). Quanto as respostas bioquímicas, as plantas infestadas com *B. tabaci* MED sob aplicação com biorregulador apresentaram respostas semelhantes quanto aos estádios de desenvolvimento dos insetos. Tanto na oviposição quanto N3 a dosagem 1,0 L. ha⁻¹ apresentou os melhores resultados para SOD, PPO e fenóis totais. Essas características possibilitam a planta tratada maior resistência ao estresse biótico.

Palavras-chave: Stimulate®; teste de escolha; enzimas; Fenóis totais; relação inseto-planta.

**INFLUENCE OF THE USE OF PLANT BIOREGULATOR ON THE DEVELOPMENT
OF *Bemisia tabaci* MED AND BIOCHEMICAL PROFILE OF PEPPERS (*Capsicum
annuum* L.)**

ABSTRAT

The use of synthetic insecticides is currently the main management tactic against *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). However, due to the difficulty of control caused by the selection of resistant populations, other management tactics must be made feasible. Based on this principle, the objective was to analyze the influence of *B. tabaci* MED infestation on pepper plants under the application of a bioregulator (Stimulate®). Different dosages of Stimulate® (0; 0.25; 0.5; 0.75; 1.0; 1.25 Liters/ha) were investigated in plants infested with *B. tabaci* MED. In addition, the influence of different dosages was verified in the free choice test, biological parameters (egg to fourth instar) and in the biochemical responses of infested plants (total phenols, superoxide dismutase - SOD, peroxidase - POD and polyphenoloxidase -PPO). The pepper plants infested by *B. tabaci* MED submitted to treatments with bioregulator did not show statistical difference when compared to the control plants in the attractiveness tests (N° of eggs. plant⁻¹, N° of adults.plant⁻¹ and IA) and biology (N1 to adults). As for the biochemical responses, the plants infested with *B. tabaci* MED under application with a bioregulator showed similar responses regarding the stages of development of the insects. Both in oviposition and N3 the dosage 1.0 L. ha⁻¹ showed the best results for SOD, PPO and total phenols. These characteristics make the treated plant more resistant to biotic stress.

Keywords: Stimulate®; choice test; enzymes; phenolic compounds; insect-plant relationship.

4.1 INTRODUÇÃO

O pimentão (*Capsicum annuum* L.) é uma planta da família Solanaceae com produção mundial em 2019 equivalente a 1,1 milhões de toneladas. O Brasil é o terceiro maior produtor, responsável por 109 mil toneladas, com cerca de 35 mil hectares de área colhida (FAOSTAT, 2021). Os estados de Minas Gerais, São Paulo, Ceará são os principais produtores de pimentão do Brasil (HF BRASIL, 2017).

No entanto, essa cultura apresenta perdas expressivas devido a ação de pragas, patógenos e condições climáticas adversas. Para amenizar as perdas, o uso de biorreguladores e fitormônios podem ser utilizados (SANDOVAL-OLIVEROS et al., 2017). Os biorreguladores são substâncias sintéticas, e quando aplicado sobre as plantas apresentam respostas similares aos hormônios (VIEIRA; CASTRO, 2002; MOTERLE et al., 2008), proporcionando maior tolerância a organismos estressores, promovem ainda o desenvolvimento vigoroso em condições desfavoráveis, fazendo com que as plantas expressem seu potencial genético (BARBIERI et al., 2014).

Todavia, além das condições climáticas desfavoráveis, as plantas de pimentão também sofrem com a infestação de vários insetos-praga, entre eles mosca-branca, *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), uma das principais pragas em campo aberto e ambiente protegido (GANGWAR; GANGWAR, 2018), causando danos diretos e indiretos. Os danos diretos são causados pela alimentação (MUTISYA et al., 2016), e indireto pela transmissão de viroses (KANAKALA; GHANIM, 2015) e por promover o desenvolvimento de fungos saprofitos por meio do melado excretado pelos insetos (WU et al., 2019).

O biorregulador vegetal sintético, Stimulate[®], composto de 0,005% de ácido indolbutírico (auxina), 0,009% de cinetina (citocinina) e 0,005% de ácido giberélico (giberelina), tem sido utilizado na agricultura, por proporcionar incremento na produtividade da soja, pimentão e repolho, influenciando positivamente na germinação, crescimento e desempenho das mudas (ALBRECHT et al., 2012; PALANGANA et al., 2012; FERREIRA et al., 2019; ZEIST et al., 2017).

Em consequência dos danos causados pela praga, o uso de biorreguladores vegetais podem auxiliar as plantas a superar o estresse causado pela alimentação, visto que apresentam papéis importantes no gerenciamento das plantas ao estresse oxidativo (ZULFIQAR; ASHRAF, 2020). Em concentrações ideais aumentam a resposta do sistema antioxidante das plantas e a expressão de genes ligados ao

estresse (KAYA et al., 2018). Porém, pouco se sabe sobre a influência desses reguladores na interação inseto-planta. Na qual, o papel da citocinina, giberelina e auxina vem sendo estudado

A função da citocinina na interação com insetos ou patógenos, vem sendo estudado, pois está estimulando a expressão de gene induzido por feridas causadas por insetos broqueadores, provocando a formação de compostos menos nutritivos (GIRON et al., 2013), modulando respostas de defesa local e sistêmica pelas feridas (SCHÄFER et al., 2015). A aplicação exógena de citocinina (benzilaminopurina) influencia o desenvolvimento, alimentação e ganho de peso de lagartas de Mariposa cigana *Lymantria díspar* (Linnaeus) (Lepidoptera: Erebididae) (DERVINIS et al., 2010). Em abóbora, baixas concentrações (25ppm) de citocinina apresentaram menor infestação de *B. tabaci* (SAAD, 2020), enquanto a auxina desempenha um papel importante no crescimento e desenvolvimento das plantas, além de participar da defesa das plantas contra patógenos (ZANG et al., 2019).

Neste sentido, a implementação das táticas de controle utilizadas comumente para manter os danos causados pelo inseto abaixo do nível de dano econômico, como controle cultural, controle biológico, cultivares resistentes e controle químico, devem ser utilizadas de forma integrada. Além disso, o uso de reguladores vegetais podem ser uma importante tática de manejo, visto que auxiliam as plantas na redução do estresse causados pelos insetos e ainda podem ter ação sobre o desenvolvimento dos insetos-praga, favorecendo a produção de compostos com ação inseticidas pelas plantas.

Em virtude disso, objetivou-se analisar a influência da aplicação com o biorregulador Stimulate® no desenvolvimento dos insetos *B. tabaci* MED, bem como, analisar a influência das aplicações no perfil bioquímico de plantas de pimentão infestadas por *B. tabaci* MED.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1 Criação da espécie críptica *Bemisia tabaci* MEDITERRANEAN (MED)

Os insetos avirulíferos da espécie críptica *B. tabaci* MED foram criados no laboratório do Grupo de Pesquisa em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura – AGRIMIP, no Departamento de Proteção Vegetal – Faculdade de Ciências Agrônômicas (FCA), Universidade Estadual Paulista (UNESP), Campus de Botucatu.

Os insetos foram mantidos e multiplicados em sala climatizada, em condições controle de $27\pm 2^{\circ}\text{C}$ de temperatura, fotofase (14:10) e UR de 70 ± 10 . A planta hospedeira utilizada para manutenção da criação foi o pimentão (*Capsicum annuum* L.) cv. Magali R. A irrigação das plantas hospedeiras foi realizada diariamente, com reposição de 50 mL de água por vaso. As plantas hospedeiras eram substituídas a cada 30 dias, buscando manter a qualidade e o vigor da população de insetos.

4.2.2 Teste de atratividade e parâmetros biológicos em laboratório

Para identificar a preferência de *B. tabaci* MED quanto aos tratamentos com e sem biorregulador (Stimulate[®]), em pimentão, foi realizado o teste de livre escolha de acordo com a metodologia proposta por Baldin et al., (2005) com modificações. O ensaio foi realizado sob condições controladas, com temperatura $25\pm 3^{\circ}\text{C}$ e fotofase de 14:10. As plantas de pimentão cv. Magali R, foram cultivadas em recipientes de 200mL até apresentarem seis folhas definidas, em seguida foram transplantadas em vasos de 750 mL, e 3 DAT (dias após o transplante) do transplante, as plantas receberam aplicação com o biorregulador Stimulate[®] nas concentrações (0; 0,25; 0,5; 0,75; 1,0; 1,25 L. ha⁻¹). Após 48 horas da aplicação, os vasos com as plantas foram distribuídos de forma aleatória e equidistante, em uma gaiola de 1 x 0,6 x 1 m. As repetições foram constituídas de 1 planta de cada tratamento por gaiola (repetição). No centro da gaiola foram liberados 120 inseto.gaiola⁻¹. O delineamento para o teste de atratividade foi em blocos ao acaso, constituídos de 6 tratamentos, constituídos das doses de Stimulate[®] (0; 0,25; 0,5; 0,75; 1,0; 1,25 L. ha⁻¹) e 4 repetições.

A avaliação da atratividade ocorreu 24h após a liberação dos insetos, avaliando-se a face abaxial das folhas com o auxílio de um espelho. Foram contabilizados os insetos adultos presentes em cada planta para analisar o índice de atratividade (IA) dos tratamentos. Para isso utilizamos a fórmula de Lin et al., (1990) adaptado por Baldin et al., (2005):

$$IA = 2T / (T + P)$$

IA= índice de atratividade;

T= N° de insetos atraídos para o tratamento avaliado;

P= N° de insetos traídos ao tratamento controle.

IA varia entre 0 e 2, sendo IA= 1 corresponde a semelhança de atratividade entre a planta tratada com Stimulate e o tratamento controle. IA<1 corresponde a menor atração pela planta tratada com Stimulate®. Quando IA>1 indica que o tratamento avaliado é mais atrativo que o tratamento controle.

Para avaliarmos a preferência de oviposição utilizamos as mesmas plantas do teste de escolha, em que, 24h após a infestação foram retirados os adultos e quantificados o número de ovos por planta (tratamento).

Quanto aos parâmetros biológicos, utilizou-se as plantas do teste de atratividade. As plantas com cerca de 6 folhas definidas, 40 DAS (dias após semeadura), foram ofertadas aos insetos (*B. tabaci*) 48h após a primeira aplicação com o biorregulador (Stimulate®). Para a aplicação dos tratamentos, os mesmos foram isolados entre si, com distância média entre os tratamentos de 2m (metros), com finalidade de evitar interferência entre os tratamentos. Sendo realizadas avaliações diárias, buscando analisar a influência da aplicação do biorregulador no desenvolvimento dos insetos. Neste sentido, foram analisados número de ovos e a duração dos estádios ninfais.

4.2.3 Experimento em casa de vegetação

O experimento foi conduzido em casa-de-vegetação na área experimental da Faculdade de Ciências Agrônômicas - FCA/Universidade Estadual Paulista “Júlio Mesquita Filho” – UNESP, Campus Botucatu. Situado a altitude de 830 metros ao nível do mar, com latitude Sul 22° 52' 20" e longitude Oeste 48° 26' 37". O clima da região é classificado como do tipo Cwb (Koppen).

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, consistindo em seis tratamentos e cinco repetições, totalizando 30 parcelas. Foram avaliadas três plantas por parcela. Os tratamentos foram constituídos por um controle (sem aplicação, com inseto) e cinco doses de biorregulador (Stimulate®) (0,25; 0,5; 0,75; 1,0; 1,25 Litros.ha⁻¹), volume de calda de 500 L.ha⁻¹.

As mudas de pimentão (*Capsicum annuum* L.) cv. Magali R (Sakata®) foram produzidas no viveiro de mudas do laboratório do Grupo de Pesquisa em Manejo Integrado de Pragas na Agricultura - AGRIMIP, localizado na FCA/UNESP - Campus

Botucatu-SP. A sementeira foi realizada em recipientes de 300mL, preenchidas com substrato comercial (Carolina Soil®). Após a sementeira, os recipientes foram colocados em uma estrutura metálica (1,05; 0,7; 1,5 m) envolta por *voile*, buscando evitar o contato com insetos.

As mudas foram transplantadas aos 40 DAS (Dias após a sementeira), em vasos de 5 litros, preenchidos com solo, areia e esterco (1:1:1). As plantas foram cultivadas em ambiente protegido do tipo arco com dimensões de 9,9 m de largura e 10 m de comprimento, com pé direito de 3m, cobertos com filme de polietileno de 150 micras e janelas laterais revestidas telas de sombreamento preta, com impedimento de 50% da luz. As plantas foram mantidas dentro de gaiolas individuais, constituídas de arame galvanizado (nº18, 1,22mm) e agrotêxtil branco (17g. m⁻²).

As adubações de plantio e cobertura, foram baseadas na análise química do solo, seguindo as recomendações para a cultura (RAIJ et al, 1997). A irrigação utilizada foi do tipo gotejo, com distância entre os gotejadores de 0,5 m. O espaçamento utilizado foi 1,0 x 0,5 m entre plantas.

As plantas foram infestadas após a segunda aplicação de biorregulador, sendo a primeira aplicação realizada aos 15 DAT (dias após transplante) e as demais aplicações realizadas com intervalo de 25 dias entre as aplicações. A segunda aplicação foi realizada aos 40 DAT, e 48h após a aplicação as plantas foram acomodadas em gaiolas cilíndricas (D:0,6m; h:1,5 m) confeccionadas com agrotêxtil de 17g.m² (FenixNet®) e arame galvanizado (nº18, 1,24mm), com a finalidade de evitar entrada de outros insetos.

Para a infestação utilizou-se insetos 70 insetos recém emergidos (48h) não sexados por planta. Os quais foram colocados em gaiolas clip-cage de 4cm de diâmetro, sendo 2 gaiolas clip-cage por planta. Os insetos foram inseridos nos clip-cages e retirados 48 h após a infestação. Para acompanhar o desenvolvimento dos instares, ninfas de segundo instar foram marcadas com tinta guache atóxica. O acompanhamento do desenvolvimento dos insetos foi realizado diariamente com auxílio do microscópio portátil digital (1000x). As coletas do material vegetal foram realizadas de acordo com o desenvolvimento dos insetos, sendo coletados amostras da oviposição, 3º e 4º instar.

4.2.4 Análises bioquímicas

O extrato para as enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) consistiu em pesar 200 mg de folhas frescas pulverizadas em nitrogênio líquido, homogeneizada com 10 mL de tampão fosfato de potássio a 0,2 M (pH 6,7). As amostras foram centrifugadas (Hettich, modelo Mikro 220R) (6000 x g por 15 min a 5°C) e logo após, o sobrenadante foi retirado e armazenado em vidro âmbar em freezer -20°C.

A atividade da enzima peroxidase (POD, EC 1.11.1.7) seguiu o método de Lima, Brasil e Oliveira (1999). A reação foi parada em água quente a 85-90°C, por 1 min. As leituras foram realizadas em a 505 nm, e atividades da POD expressa em $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2$ decomposto. $\text{min}^{-1}.\text{g}^{-1}$ MF⁻¹. Para a Polifenoloxidase (PPO, EC 1.10.3.1) a metodologia seguida foi de Kar e Mishra (1976) com modificações. A reação consistiu em 300 μL do extrato enzimático e 1,85 mL de catecol 0,1M. Em seguida, os tubos foram direcionados ao banho maria (30°C) por 30 min. Para parar a reação utilizou-se água quente a 95°C por 1 min. Os resultados foram expressos em $\mu\text{mol catecol transformado em min}^{-1}.\text{g}^{-1}$ MF⁻¹.

O extrato utilizado para a quantificação da enzima superóxido dismutase (SOD, EC 1.11.1.6), consistiu em pesar 200mg de folhas frescas maceradas em nitrogênio líquido, a qual foram adicionados 5 mL de fosfato de potássio 100 mmol. L⁻¹ (pH 7,5) suplementado com 0,372 g EDTA tetrassodico, 0,462 g DTT, 0,300g PVPP. Em seguida, homogeneizada em vórtex e centrifugadas (6000 x g a 4°C) por 25 min. O sobrenadante foi armazenado em vidro âmbar em freezer a -20°C.

Quanto a atividade da enzimática Superóxido dismutase (SOD) seguiu-se a metodologia de Sun, Oberley e Li (1988) com modificações. A reação foi realizada em temperatura ambiente (25°C), em câmara com lâmpadas fluorescentes (20W) por 10 min, sendo a reação paralisada com o desligamento das lâmpadas (GIANNOPOLITIS; RIES, 1977). As leituras foram realizadas em 560 nm, e a atividade da enzima determinada com base na inibição da redução do cloreto de nitro azul de tetrazólio (NBT). A atividade da SOD foi expressa em U de atividade. g^{-1} MF⁻¹.

4.2.4.1 Fenóis totais

O teor de fenóis totais foi determinado conforme a metodologia de Singleton e Rossi (1965). A reação foi incubada no escuro por 30min, e as leituras realizadas em absorbância a 725 nm. Os teores de fenóis totais foram expressos em equivalente de ácido gálico (mg EAG) por 100g de massa fresca (mg EAG. 100g⁻¹. M.F⁻¹).

4.2.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados foram submetidos às análises exploratórias para avaliar as pressuposições de normalidade dos resíduos (SHAPIRO, 1965) e a homogeneidade de variância dos tratamentos (BARTLETT, 1937), e comparados pelo teste de Scott Knott a 5% de significância. Os dados do teste de escolha (N° de ovos.planta⁻¹) e parâmetros biológicos (ovos e N1) foram transformados ($x=\sqrt{x}$) para atender os pressupostos da ANOVA.

As análises bioquímicas foram submetidas a ANOVA, sendo os tratamentos comparados pelo teste de Scott Knot a 5% de probabilidade, utilizando software o AGROESTAT (BARBOSA; MALDONADO JÚNIOR, 2015). Para a análise de componente principal (PCA) e análise de Cluster Aglomerativa Hierarquica (CAH) utilizou-se o software Xlstat Student versão 2021 (<https://www.xlstat.com/en/>).

4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.3.1 Teste de preferência de oviposição e parâmetros biológicos

Não foram observadas diferenças significativas quanto ao número de ovos por planta, número de adultos por planta e índice de atratividade nas plantas tratadas com Stimulate® (Tabela 1).

Tabela 1 - Número de ovos, número de adultos, índice de atratividade (IA) (Média \pm DP) e classificação de atratividade sob aplicação de biorregulador (Stimulate®) na preferência de *B. tabaci* MED em plantas de pimentão (*Capsicum annuum* L.)

	Nº Ovos.planta ⁻¹	Nº de Adultos.planta ⁻¹	IA
Controle (0 L/ha ⁻¹)	4,62 (22,75) \pm 1,14 a	17,25 \pm 11,35 a	1,00 \pm 0,36 a
0,25 L/ha ⁻¹	3,54 (15,25) \pm 1,27 a	14,25 \pm 8,59 a	0,91 \pm 0,30 a
0,5 L/ha ⁻¹	3,41 (12,50) \pm 1,68 a	18,00 \pm 6,60 a	1,05 \pm 0,25 a
0,75 L/ha ⁻¹	3,85 (21,25) \pm 2,20 a	8,75 \pm 4,71 a	0,78 \pm 0,21 a
1,0 L/ha ⁻¹	3,20 (10,75) \pm 0,41 a	18,75 \pm 9,11 a	1,10 \pm 0,27 a
1,25 L/ha ⁻¹	4,30 (18,75) \pm 0,53 a	16,75 \pm 5,94 a	1,08 \pm 0,19 a
CV (%)	38,94	56,30	30,02

Média seguidas de mesma letra na coluna, não se diferenciam estatisticamente pelo teste de Scott Knott a 5%. Os dados de N° ovos.planta⁻¹ e N° de Adultos.planta⁻¹ foram transformados pela equação $x=\sqrt{x}$. Dados não transformados dentro dos parênteses.

Os insetos herbívoros escolhem a planta hospedeira por meio de vários fatores, sendo os principais o teor nutricional e o sistema de defesa das plantas. No entanto,

a mosca-branca diferente dos demais insetos não atendem a teoria da oviposição ideal, em que a mãe escolhe a planta de acordo com o melhor desenvolvimento da prole, mas sim, buscam plantas que proporcionem condições favoráveis ao desenvolvimento dos insetos adultos. Dessa forma, verifica-se que nas variáveis analisadas, as plantas controle e tratadas com biorregulador não apresentaram características de antibiose e antixenose (Tabela 1), não interferindo na atratividade dos insetos pela planta hospedeira, visto que os fatores físicos, químicos, ou a mistura de ambos são importantes no processo de escolha (BERNAYS; CHAPMAN, 1994; GRIPENBERG et al., 2010; JIAO et al., 2012; MITCHELL et al., 2016).

Quanto a biologia dos insetos, houve diferença estatística apenas na duração do período de ovo, não havendo diferença nos demais parâmetros analisados (Tabela 2).

Tabela 2 - Duração dos estádios de desenvolvimento dos insetos de *B. tabaci* MED sob aplicação de biorregulador (Stimulate®)

	Biologia (Dias)					Ciclo total
	Ovos	N1	N2	N3	N4	
Controle	2,37 (5,68) ±0,18 b	1,09 (1,22) ±0,15 a	5,94±1,79 a	6,35±2,08 a	3,62±0,54 a	22,81±1,24 a
0,25 L/h ⁻¹	2,50 (6,27) ±0,13 b	1,02 (1,04) ±0,02 a	6,71±1,12 a	5,47±0,53 a	4,11±0,88 a	23,62±0,85 a
0,5 L/h ⁻¹	2,36 (5,59) ±0,21 b	1,09 (1,20) ±0,06 a	6,81± 1,07 a	6,39±1,11 a	3,70±1,29 a	23,68±0,77 a
0,75 L/h ⁻¹	2,63 (6,91) ±0,10 a	1,13 (1,29) ±0,15 a	4,88±1,20 a	5,91± 1,18 a	3,79±1,09 a	22,78± 0,66 a
1,0 L/h ⁻¹	2,72 (7,39) ±0,04 a	1,09 (1,21) ±0,19 a	5,30±1,21 a	5,67±0,86 a	3,51±0,50 a	23,09±0,54 a
1,25 L/h ⁻¹	2,65 (7,03) ±0,05 a	1,03 (1,06) ±0,07 a	5,44±0,29 a	6,18± 1,18 a	3,79±1,14 a	23,51±1,13 a
CV (%)	5,79	12,51	22,42	22,91	27,99	4,25

Média seguidas de mesma letra na coluna, não se diferenciam estatisticamente pelo teste de Scott Knott a 5%. Os dados de ovos e N1 foram transformados pela equação $x=\sqrt{x}$.

O período de ovo teve maior tempo de incubação nas plantas com dosagens de 1 L. h⁻¹, porém não diferiu estatisticamente dos tratamentos com as dosagens 0,25 L. h⁻¹, 0,75 L.ha⁻¹, 1,25L. h⁻¹ (Tabela 2). No entanto a dosagem de 1,0 L.h⁻¹ proporcionou maior período de incubação superior a 12 e 13 % quando comparada as plantas controle (sem aplicação) e com a dosagens de 0,5 L.h⁻¹, respectivamente.

Os estádios ninfas de N1 a adulto não apresentaram diferença estatística entre os tratamentos analisados (Tabela 2). Isso pode estar relacionado ao crosstalk entre os hormônios vegetais, pois citocinina e auxina podem atuar de modo antagônico, ou seja, uma regula a ação da outra, e a citocinina pode interferir negativamente no

transporte de auxina, regulando a atividade do meristema na raiz (MARHAVÝ et al., 2011). No entanto, o antagonismo só ocorre caso não haja um equilíbrio entre esses hormônios (RODRIGUEZ-VILLALON; HARDTKE, 2014). Outra provável resposta pode estar ligada a prole, mas a geração F1 não foi analisada, isso porque quando os hormônios são analisados separadamente interferem tanto nos parâmetros biológicos quanto fisiológicos dos insetos (ABDELLAOUI et al., 2015)

Trabalhos que abordam o uso de reguladores de crescimento vegetal em insetos-praga vem sendo realizados com a finalidade de descobertas de novas táticas de manejo. Em *Galleria mellonella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Pyralidae) a suplementação com ácido indol-3-acético (IAA) (auxina) em dieta artificial sob baixas concentrações favoreceu a fertilidade do inseto praga, e não interferiu na longevidade do adulto, peso, tamanho e razão sexual do inseto (UÇKAN; OZBEK; ERGIN, 2015). Em *Locusta migratoria migratoria* (Linnaeus, 1758) (Orthoptera: Acrididae), fêmeas adultas na fase pré- oviposicional foram influenciadas negativamente na fecundidade e fertilidade dos ovos (ABDELLAOUI et al., 2015). Além disso, dependendo da dose de GA3 os insetos apresentaram toxicidade e dificuldade para realizar a exuviação, causando a morte dos insetos (ABDELLAOUI et al., 2013).

Desta forma, de acordo com os dados acima descritos, verificou-se que a aplicação de Stimulate não interferiu na atratividade e biologia dos insetos na geração paternal de insetos em laboratório, tendo como prováveis justificativas um crosstalk entre os hormônios, ou a ausência de estudos na geração F1.

4.3.2 Aspectos bioquímicos do pimentão

As plantas de pimentão tratadas com diferentes dosagens de biorregulador apresentaram interação instar *versus* doses em todas as variáveis bioquímicas analisadas (Tabela 3).

Desdobrando a interação quanto a atividade da superóxido dismutase, instar dentro de doses na oviposição, verificou-se que a dosagem de 0,25, 0,50, 0,75 e 1,25 L.ha⁻¹ apresentaram maior atividade quando comparada demais dosagens. Em N4, as dosagens 0,50 e 0,75 L.ha⁻¹ tiveram maior atividade enzimática, mas não diferiram estatisticamente da dosagem 0,25 L.ha⁻¹.

Por outro lado, desdobrando-se dose dentro de instar, verificou-se que as dosagens 1,0 e 1,25 L.ha⁻¹ apresentaram maior atividade da enzima SOD, porém não diferiram do tratamento controle na oviposição e N3 (Tabela 3).

Tabela 3 - Influência da aplicação de biorregulador Stimulate® em plantas de pimentão infestadas com *Bemisia tabaci* MED

	Doses					
	Controle	0,25 L.h ⁻¹	0,50 L.h ⁻¹	0,75 L.h ⁻¹	1,0 L.h ⁻¹	1,25 L.h ⁻¹
Superóxido Dismutase						
Ovipoosição	60,54 bA	60,06 aA	61,68 aA	59,65 aA	59,21 bA	60,63 Aa
N3	62,42 aA	59,11 aB	59,00 aB	60,14 aB	61,54 aA	61,07 Aa
N4	59,13 bB	59,10 aB	62,04 aA	60,62 aA	60,07 bB	58,85 Bb
CV _{Linha}	1,28					
CV _{Coluna}	1,66					
Peroxidase						
Ovipoosição	0,56 aB	0,29 bC	0,27 aC	0,67 aA	0,32 bC	0,48 Ab
N3	0,39 bB	0,52 aA	0,35 aB	0,45 bA	0,5 aA	0,31 Bb
N4	0,66 aA	0,55 aB	0,37 aC	0,33 cC	0,6 aA	0,49 Ab
CV _{Linha}	13,01					
CV _{Coluna}	14,97					
Polifenoloxidase						
Ovipoosição	1627,52 aA	1409,40 aB	869,69 bC	868,05 aC	548,66 cD	1346,09 aB
N3	1104,60 bA	747,90 cB	817,61 bB	808,47 aB	1082,17 aA	990,92 bA
N4	1117,29 bA	1131,68 bA	1164,35 aA	779,72 aB	881,55 bB	1076,19 bA
CV _{Linha}	11,84					
CV _{Coluna}	7,47					
Fenóis Totais						
Ovipoosição	264,93 aB	293,74 aB	321,19 bA	268,95 bB	312,96 aA	339,84 bA
N3	274,02 aB	310,40 aA	301,66 bB	286,19 bB	327,99 aA	335,48 bA
N4	271,01 aD	288,26 aD	349,99 aB	351,97 aB	321,63 aC	438,54 aA
CV _{Linha}	5,51					
CV _{Coluna}	5,43					

Média seguidas de mesma letra, minúscula na linha e maiúscula na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Scoot Knott a 5%.

Legenda: N3 – 3º instar; N4 – 4º instar. Superóxido dismutase (SOD) (U de atividade. g⁻¹ MF⁻¹), Peroxidase (POD) (µmol H₂O₂.min⁻¹.g⁻¹ MF); Polifenoloxidase (PPO) (µmol catecol.min⁻¹.g⁻¹ MF); Fenóis totais (mg de EAG.100g MF⁻¹)

A enzima SOD é essencial na avaliação da resistência ao estresse em plantas, pois é a primeira na via de defesa das plantas por auxiliar na desintoxicação de moléculas de superóxido, atuando na transformação de superóxido em peróxido de hidrogênio e oxigênio. Desta forma, as plantas tratadas com biorregulador Stimulate na dosagem de 1,25 L.ha⁻¹ apresentou maior atividade enzimática na ovipoosição e N3, mas não diferiu do tratamento controle e 1,0 L.ha⁻¹, sendo que altos níveis de SOD são importantes por indicar uma resposta defensiva em plantas quando atacadas por *B. tabaci* MED, visto que a transformação de superóxido em peróxido de hidrogênio, tendo papel importante na percepção da planta quanto ao ataque de insetos e ativação das respostas hipersensíveis (RH). Além disso, cabe ressaltar que o terceiro instar é considerado o que causa maiores danos as plantas hospedeiras

devido a sucção contínua de seiva do floema, deixando a planta debilitada, e altos níveis de superóxido dismutase podem auxiliar as plantas na redução ao estresse causado pelos insetos, pois altos níveis de SOD são observados em plantas menos susceptíveis ao inseto-praga (MITTLER, 2002; KAUR; SALH; SINGH, 2017; BONAVENTURE, 2018).

Quanto a atividade da Peroxidase (POD), dobrando a interação instares versus doses, verificou-se que na oviposição as dosagens 0,5, 0,75 e 1,25 L.ha⁻¹ apresentaram maior atividade enzimática, porém houve diferença quanto ao controle. Para N3, as dosagens 0,25, 0,50 e 1,0 L.ha⁻¹ apresentaram os melhores resultados para a atividade da enzima POD. Todavia em N4, apenas a dosagem 0,75 L.ha⁻¹ apresentou baixa atividade enzimática. Em contrapartida, observando-se doses versus instar, verificou-se que as dosagens 0,75 e 1,0 L.ha⁻¹ apresentaram os melhores resultados entre os instares analisados (Tabela 3).

A enzima POD é correlacionada em vários processos fisiológicos, desde lignificação, suberização, metabolismo de auxina, entre outras funções, e aumentos na atividade dessa enzima pode favorecer a lignificação das folhas, dificultando a alimentação das moscas-brancas. Atrelando a isso, verificamos que tanto a dosagem 0,75 e 1,0 L.ha⁻¹ apresentaram alta atividade enzimática, o que favorece a redução da colonização das plantas, pois tecidos mais rígidos são menos propícios ao desenvolvimento das proles. Além disso, a peroxidase pode atuar transformando fenóis em quinona, composto tóxico e menos nutritivo aos insetos (CIPOLLINI, 1997; ZIMMERLIN et al. 1994; WAR et al., 2012).

Quanto a atividade da polifenol oxidase (PPO), doses dentro instar, verificou-se que o tratamento controle apresentou maior atividade da PPO, mas não diferiu da dosagem de 0,25, 0,75, 1,0 e 1,25 L.ha⁻¹ na oviposição. Quanto ao instar N3, analisou-se que 0,75, 1,0 e apresentaram maior atividade enzimática quando comparada ao controle e aos demais tratamentos. Em N4, as plantas tratadas com as dosagens 0,5 e 0,75 L.ha⁻¹ tiveram mais atividade da PPO.

Da mesma forma, instar dentro de dose, verificamos que as plantas controle apresentaram maior atividade enzimática ao comparar aos demais tratamentos (Tabela 3).

A produção de PPO na oviposição de *B. tabaci* MED, está relacionado as respostas hipersensíveis das plantas, que possibilitam a antecipação da defesa antes da eclosão dos ovos, assim, os insetos recém emergidos encontraram local menos

nutritivo para alimentar-se, causado pela transformação de fenóis totais em quinonas reativas. Além disso, a enzima POD junto a PPO oxidam fenóis em quinona, ou seja, compostos menos nutritivos, reduzindo a infestação (BANDOLY; HILKER; STEPPUHN, 2015; WAR et al., 2012).

O papel dos fitohormônios na redução do estresse é bem documentada. Em *C. vulgares* sob condições de estresse salino apresentou maior produção de enzimas antioxidantes (peroxidase, catalase, superóxido e ascorbato). Em trigo sob estresse salino, a aplicação exógena de ácido giberélico favoreceu a atividade da rubisco carboxilase em 58,03% e a atividade das enzimas antioxidantes como peróxidase e superóxido. Quanto a Mamona (*Ricinus communis* L.) a aplicação exógena de giberelina (GA3) favoreceu a atividade das enzimas POD, SOD e CAT (PIOTROWSKA-NICZYPORUK; BAJGUZ, 2014; JIAO et al., 2019).

Desdobrando a interação quanto ao teor de fenóis totais, instar dentro de dosagem, verificou-se que a dosagem 0,25, 1,0 L.ha⁻¹ apresentaram maior atividade enzimática na oviposição e N3, porém não diferiram do tratamento controle. Do mesmo modo, desdobrando dosagem dentro de instar, verificamos que a dosagem de 1,25 L.ha⁻¹ apresentou maior teor de fenóis totais (Tabela 3)

A produção de compostos fenólicos pelas plantas quando atacadas é explicada como uma barreira de defesa contra a alimentação dos insetos. Neste sentido, as plantas quando atacadas por MED sob aplicação de biorregulador Stimulate apresentaram maior produção de compostos fenólicos ao comparar as plantas controle (HELMI; MOHAMED, 2016; PERRING et al., 2018).

Os compostos fenólicos inibem a alimentação dos insetos devido a a capacidade de interagir com proteínas formando compostos não digeríveis, liberando espécies reativas de oxigênio no intestino dos mesmos, desencadeando reações em cadeia que resultaram na morte dos insetos (HARBORNE, 1999; HELMI; MOHAMED, 2016).

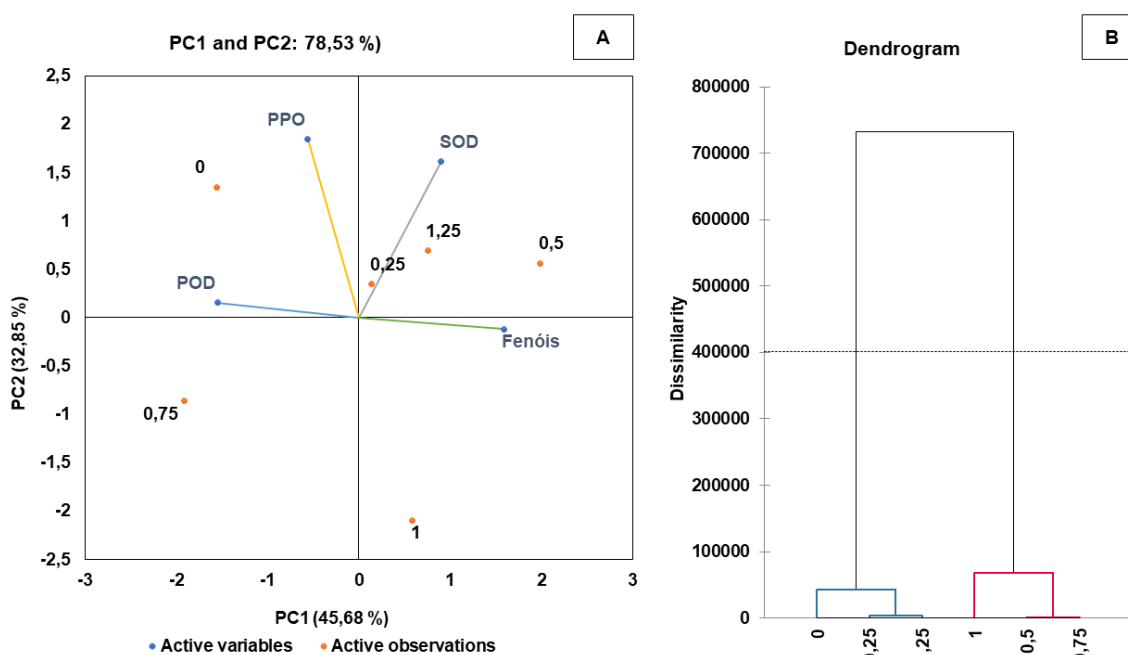
4.3.2.1 Análise de componente principal (PCA)

Com o objetivo de estabelecer um modelo descritivo para agrupamento dos níveis de superóxido dismutase, peroxidase, polifenoloxidase e fenóis totais em amostras de pimentão infestado com *B. tabaci* MED tratadas com diferentes dosagens do biorregulador Stimulate®, optou-se pela utilização da análise de componentes

principais (PCA) por proporcionar melhor comparação e visualização dos dados. Na oviposição, a variação total dos dados explicados pela PCA foi de 78,53%, sendo 45,68% do PC1 (componente principal 1) e 32,85% do PC2 (componente principal 2) (Figura 1).

Tanto a enzima superóxido como os fenóis totais ocorreram no PC1+ (componente principal 1, quadrante positivo), que corresponde a 45,68% da variação total dos dados, separando as dosagens aplicadas (Figura 1 A).

Figura 1 - Projeção bidimensional e pontuação de fenóis totais e das enzimas superóxido dismutase (SOD), peroxidase (POD), polifenoloxidase (PPO) em pimentão infestados por *B. tabaci* MED tratados com diferentes dosagens de biorregulador (Stimulate®). tratamentos são representados por pontos que correspondem as diferentes dosagens (0 (controle); 0,25; 0,5; 0,75; 1,0 e 1,25 L.ha⁻¹) do biorregulador o estágio de Oviposição (Figura 1.A). Agrupamento das doses quanto ao grau de similaridade (Figura 1.B)



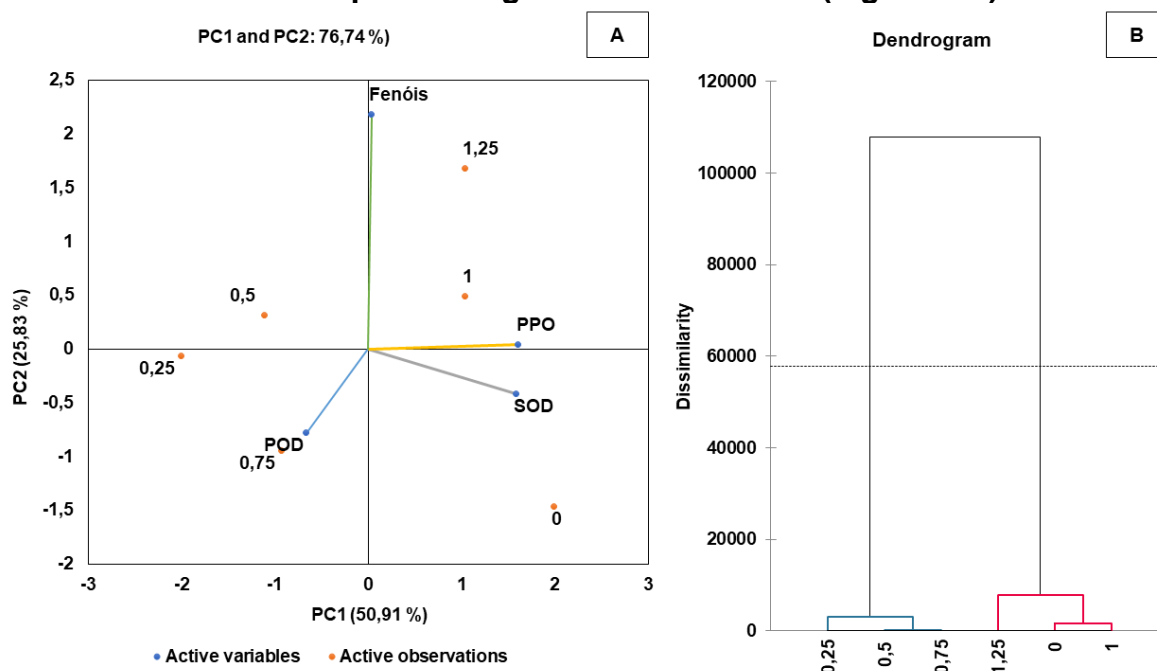
Quanto a atividade da enzima SOD, as plantas tratadas com as dosagens 0,25; 0,5 e 1,25 L.ha⁻¹ apresentaram os maiores resultados para SOD, enquanto que a dosagem de 1,0 L.ha⁻¹ apresentou maior produção de Fenóis totais. Quanto as plantas controle, verificou-se que as mesmas apresentaram maiores resultados para POD e PPO (Figura 1.A).

Todavia, o gráfico dendrograma demonstra que as dosagens 0,5, 0,75 e 1,0 L.ha⁻¹ são similares de acordo com as variáveis analisadas (Figura 1.B), o que indica que ambas as dosagens podem auxiliar na redução do estresse provocado por *B.*

tabaci MED por favorecer mais produção das enzimas antioxidantes (POD e SOD) e aumento no teor de fenóis totais. Essas características favorecem a redução da infestação dos insetos em campo e ainda dão suporte contra o estresse causado pela alimentação destes insetos pragas.

Quanto a PCA no estágio N3 de desenvolvimento de *B. tabaci* MED, a variação total dos dados explicados pela PCA é de 76,74%, em que 50,91% é respondida pelo PC1 e 25,83% por PC2 (Figura 2.A). As variáveis fenóis totais, PPO e SOD constituem a PC1, sendo a SOD presente no PC1 – (componente principal 1, quadrante negativo).

Figura 2 - Projeção bidimensional e pontuação de fenóis totais e das enzimas superóxido dismutase (SOD), peroxidase (POD), polifenoloxidase (PPO) em pimentão infestados por *B. tabaci* MED tratados com diferentes dosagens de biorregulador (Stimulate®). Os tratamentos são representados por pontos que correspondem as diferentes dosagens (0 (controle); 0,25; 0,5; 0,75; 1,0 e 1,25 L.ha⁻¹) do biorregulador no estágio de oviposição (Figura 2.A). Agrupamento das doses quanto ao grau de similaridade (Figura 2.B)



Quanto as dosagens analisadas verificou-se que as plantas tratadas com 1,0 e 1,25 L.ha⁻¹ apresentaram maior produção de fenóis totais e maior atividade da enzima polifenoloxidase (PPO). Enquanto que o controle apresentou maior produção de superóxido dismutase (SOD) (Tabela 3; Figura 2.A).

Quanto ao dendrograma, as dosagens 1,0, 1,25 L.ha⁻¹ e o controle foram agrupados no mesmo grupo devido ao grau de similaridade demonstrando que ambos os tratamentos apresentam um grau de similaridade (Figura 2.B).

Dentre os dados acima descritos, de maneira geral, verificou-se que as plantas tratadas com a dosagem de 1,0 L.ha⁻¹ apresentou os melhores para as variáveis fenóis totais, superóxido dismutase (SOD) e polifenoloxidase (PPO), proporcionando as plantas menor estresse causado pela mosca-branca *B. tabaci* MED, possibilitando uma maior produção e expressão genética das plantas tratadas.

4.4 CONCLUSÃO

A aplicação com biorregulador Stimulate não interferiu na atratividade e biologia de *B. tabaci* MED. No entanto, trabalhos futuros devem ser realizados na geração F1, pois apesar de não apresentar resultado na geração paternal, as plantas tratadas com biorregulador na dosagem de 1,0 L.ha⁻¹ proporcionou boa produção de enzimas antioxidantes e maior produção de fenóis totais. Essas características possibilitam a planta tratada maior resistência ao estresse biótico, e os altos níveis de compostos fenólicos podem transforma-se em quinonas pela ação da PPO, liberando espécies reativas de oxigênio no intestino dos mesmos, desencadeando reações em cadeia que resultaram na morte dos inseto-praga.

REFERÊNCIAS

- ABDELLAOUI, K.; HALIMA-KAMEL, B. M.; ACHEUK, F.; SOLTANI, N.; ARIBI, N.; HAMOUDA, M.H. B. Biochemical and histological effects of gibberellic acid on *Locusta migratoria migratoria* fifth instar larvae. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.107, p. 32–37, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2013.04.009>
- BANDOLY, M.; HILKER, M.; STEPPUHN, A. Oviposition by *Spodoptera exigua* on *Nicotiana attenuata* primes induced plant defence against larval herbivory. **The Plant Journal**, v. 83, n. 4, p. 661-672, 2015.
- RODRIGUEZ-VILLALON, A.; HARDTKE, C. S. Auxin and its henchmen: hormonal cross talk in root growth and development. In: **Auxin and its role in plant development**. Springer, Vienna, 2014. p. 245-264.
- GRIPENBERG, S.; MAYHEW, P. J.; PARNELL, M.; ROSLIN, T. A meta-analysis of preference–performance relationships in phytophagous insects. **Ecology letters**, v. 13, n. 3, p. 383-393, 2010.
- BERNAYS, E. A.; CHAPMAN, R. E. Behavior: the impact of ecology and physiology. **Host-plant selection by phytophagous insects**, p. 166-205, 1994.
- BARBOSA, JC; MALDONADO JUNIOR, W. AgroEstat - sistema para análises estatísticas de ensaios agronômicos. Jaboticabal: **FCAV/UNESP**, p.396, 2015.
- PIOTROWSKA-NICZYPORUK, A.; BAJGUZ, A. The effect of natural and synthetic auxins on the growth, metabolite content and antioxidant response of green alga *Chlorella vulgaris* (Trebouxiophyceae). **Plant Growth Regulation**, v. 73, n. 1, p. 57-66, 2014...
- KAYA, C.; AKRAM, N. A.; ASHRAF, M. Kinetin and indole acetic acid promote antioxidant defense system and reduce oxidative stress in maize (*Zea mays* L.) plants grown at boron toxicity. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 37, n. 4, p. 1258-1266, 2018.
- ALBRECHT, L. P.; BRACCINI, A. D. L.; SCAPIM, C. A.; ÁVILA, M. R.; ALBRECHT, A. J. P. Biorregulador na composição química e na produtividade de grãos de soja. **Revista Ciência Agronômica**, v.43, p.774-782, 2012.
- ZEIST, A. R.; ZANIN, D. S.; CAMARGO, C. K.; DE RESENDE, J. T.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D. Produção e trocas gasosas do pimentão em função da aplicação foliar de boro, cálcio e Stimulate. **Horticultura Brasileira**, v.36, n.4, p.498-503, 2018.
- PALANGANA, F. C.; SILVA, E. S.; GOTO, R.; ONO, E. O. Ação conjunta de citocinina, giberelina e auxina em pimentão enxertado e não enxertado sob cultivo protegido. **Horticultura Brasileira**, v.30, n.4, p.751-755, 2012.
- BARTLETT, M. S. Properties of sufficiency and statistical tests. **Proceedings of the Royal Society of London. Series A-Mathematical and Physical Sciences**, v. 160, n. 901, p. 268-282, 1937.

BARBIERI, A. P. P.; HUTH, C.; ZEN, H. D.; BECHE, M.; MERTZ, L. M.; LOPES, S. J. Tratamento de sementes de milho sobre o desempenho de plântulas em condições de estresse salino. **Revista de Ciências Agrárias - Amazonian Journal of Agricultural and Environmental Sciences**, v.57, n.3, p.305-311, 2014.

ZIMMERLIN, A.; WOJTASZEK, P.; BOLWELL, G. P. Synthesis of dehydrogenation polymers of ferulic acid with high specificity by a purified cell-wall peroxidase from French bean (*Phaseolus vulgaris* L.). **Biochemical Journal**, v. 299, p. 747–753, 1994.

CIPOLLINI, D. F. Wind-induced mechanical stimulation increases pest resistance in common bean. **Oecologia**, v.111, p. 84–90, 1997. doi: 10.1007/s004420050211

ABDELLAOUI, K.; HALIMA-KAMEL, B. M.; FATMA, A.; SOLTANI, N.; ARIBI, N.; HAMOUDA, B. M.H. Effects of gibberellic acid on ovarian biochemical composition and ecdysteroid amounts in the migratory locust *Locusta migratoria* (Orthoptera, Acrididae). **International Journal of Pest Management**, v. 61, p. 68–72, 2015. <https://doi.org/10.1080/09670874.2014.995746>

BALDIN, E.L.L.; VENDRAMIM, J.D.; LOURENÇÃO, A.L. Resistência de genótipos de tomateiro à mosca-branca *Bemisia tabaci* (Gennadius) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 34, n. 3, p. 435-441, 2005.

BONAVENTURE, G. Plants Recognize Herbivorous Insects by Complex Signalling Networks. **Annual Plant Reviews** 47, p. 1-35, 2018.

DERVINIS, C., FROST, C.J., LAWRENCE, S.D., NOVAK, N.G., DAVIS, J.M. Cytokinin primes plant responses to wounding and reduces Insect performance. **Journal of Plant Growth Regulation**, v.29, p. 289–296, 2010. <https://doi.org/10.1007/s00344-009-9135-2>

FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos:** Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de Pimentão no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.

FERREIRA, B.R.; CHICHANOSKI, C.; MOTERLE, L.M.; DOS SANTOS, R.F.; BRACCINI, A.L. Physiological potential of popcorn seeds submitted to water stress after treated with bioregulator. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 40, p. 573–584, 2019. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2019v40n2p573>

GANGWAR, R. K.; GANGWAR, C. Lifecycle, distribution, nature of damage and economic importance of whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Acta Scientific Agriculture**, v. 2, n. 4, p. 36-39, 2018.

GIRON, D.; FRAGO, E.; GLEVAREC, G.; PIETERSE, C.M.J.; DICKE, M. Cytokinins as key regulators in plant-microbe-insect interactions: Connecting plant growth and

defence. **Functional Ecology**, v. 27, p. 599–609, 2013. <https://doi.org/10.1111/1365-2435.12042>

HARBORNE, J.B. The comparative biochemistry of phytoalexin induction in plants. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 27, n. 4, p. 335-367, 1999

HELMI, A.; MOHAMED, H.I. Biochemische und ultrastrukturelle Änderungen einiger Tomatenkultivare nach Befall mit *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) in Qalyubiyah, Ägypten. **Gesunde Pflanzen**, v. 68, p. 41–50, 2016. <https://doi.org/10.1007/s10343-016-0361-9>

HF BRASIL - Hortifruti Brasil. **HORTIFRUTI/CEPEA: Principais características do pimentão no BR**, 2017. Disponível em: < <https://www.hfbrasil.org.br/br/hortifruti-cepea-principais-caracteristicas-do-pimentao-no-br.aspx> >. Acessado em Abril de 2019

JIAO, X.; XIE, W.; WANG, S.; et al. Host preference and nymph performance of B and Q putative species of *Bemisia tabaci* on three host plants. **Journal of Pest Science**, v. 85, n. 4, p. 423–430, 2012.

KANAKALA, S.; GHANIM, M. Advances in the Genomics of the Whitefly *Bemisia tabaci*: An Insect Pest and a Virus Vector. **Short Views on Insect Genomics and Proteomics**, p. 19–40, 2015. https://doi.org/10.1007/978-3-319-24235-4_2

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, Peroxidase, and Polyphenoloxidase Activities during Rice Leaf Senescence. **Plant Physiology** 57, 315–319, 1976. <https://doi.org/10.1104/pp.57.2.315>

KAUR, H.; SALH, P.K.; SINGH, B. Role of defense enzymes and phenolics in resistance of wheat crop (*Triticum aestivum* L.) towards aphid complex. **Journal of Plant Interactions**, v. 12, 304–311, 2017. <https://doi.org/10.1080/17429145.2017.1353653>

LIMA, G. P. P.; BRASIL, O. G.; OLIVEIRA, A. M. Poliaminas e atividade da peroxidase em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivado sob estresse salino. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 56, n. 1, p. 21-26, 1999.

LIN, H.; KOGAN, M.; FISCHER, D. Induced resistance in soybean to the mexican bean beetle (Coleoptera; Coccinellidae): Comparisons of inducing factors. **Environmental Entomology**, v.19, p.1852-1857, 1990.

MARHAVÝ, P.; BIELACH, A.; ABAS, L.; ABUZEINEH, A.; DUCLERCQ, J.; TANAKA, H.; PAŘEZOVÁ, M.; PETRÁŠEK, J.; FRIML, J.; KLEINE-VEHN, J.; BENKOVÁ, E. Cytokinin Modulates Endocytic Trafficking of PIN1 Auxin Efflux Carrier to Control Plant Organogenesis. **Developmental Cell**. v. 21, 796–804, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.devcel.2011.08.014>

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends Plant Science**, v. 7, p. 405–410, 2002. [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(02\)02312-9](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(02)02312-9)

MOTERLE, L. M.; SANTOS, R. F. D.; BRACCINI, A. D. L.; SCAPIM, C. A.; BARBOSA, M. C. Efeito da aplicação de biorregulador no desempenho agrônomico e produtividade da soja. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v.30, p.701-709, 2008.

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

RAIJ, B. V. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. Campinas: Instituto Agrônomico/Fundação IAC, 1997.

SAAD, H.M. Effect of Treated Squash Plants by Cytokinin Hormone (CKs) on the Infestation by *Bemisia tabaci* and *Tetranychus urticae*. Egypt. Acad. **Journal of Biological Sciences**, v. 13, p. 33–40, 2020.

SANDOVAL-OLIVEROS, R.; GUEVARA-OLVERA, L.; BELTRÁN, J.P.; GÓMEZ-MENA, C.; ACOSTA-GARCÍA, G. Developmental landmarks during floral ontogeny of jalapeño chili pepper (*Capsicum annuum* L.) and the effect of gibberellin on ovary growth. **Plant reproduction**, v. 30, p. 119–129, 2017. <https://doi.org/10.1007/s00497-017-0307-0>

SCHÄFER, M.; MEZA-CANALES, I.D.; NAVARRO-QUEZADA, A.; BRÜTTING, C.; VANKOVÁ, R.; BALDWIN, I.T.; MELDAU, S. Cytokinin levels and signaling respond to wounding and the perception of herbivore elicitors in *Nicotiana attenuata*. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 57, p. 198–212, 2015. <https://doi.org/10.1111/jipb.12227>

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, v. 52, n. 3/4, p. 591-611, 1965.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. **American journal of Enology and Viticulture**, v. 16, n. 3, p. 144-158, 1965.

SUN, Y.; OBERLEY, L. W.; LI, Y. A simple method for clinical assay of superoxide dismutase. **Clinical Chemistry**, v. 34, n. 3, p. 497–500, 1988.

UÇKAN, F.; ÖZBEK, R.; ERGIN, E. Effects of Indol-3-Acetic acid on the biology of *Galleria mellonella* and its endoparasitoid *Pimpla turionellae*. **Belgian Journal of Zoology**, v.145, p. 49–58, 2015. <https://doi.org/10.26496/bjz.2015.57>

VIEIRA, E. L.; CASTRO, P. R. C. **Ação de Stimulate no desenvolvimento inicial de plantas de algodoeiro** (*Gossypium hirsutum* L.). Piracicaba: USP, Departamento de Ciências Biológicas, p. 3, 2002.

WAR, A.R.; PAULRAJ, M.G.; AHMAD, T.; BUHROO, A.A.; HUSSAIN, B.; IGNACIMUTHU, S.; SHARMA, H.C. Mechanisms of plant defense against insect herbivores. **Plant Signaling and Behavior**, v. 7, n. 10, 2012.

WU, X.; YAN, J.; WU, Y.; ZHANG, H.; MO, S.; XU, X.; ZHOU, F.; DING, H. Proteomic analysis by iTRAQ-PRM provides integrated insight into mechanisms of resistance in

pepper to *Bemisia tabaci* (Gennadius). **BMC Plant Biology**, v.19, p. 1–19, 2019. <https://doi.org/10.1186/s12870-019-1849-0>

ZHANG, H.; TAN, X.; LI, L.; HE, Y.; HONG, G.; LI, J.; LIN, L.; CHENG, Y.; YAN, F.; CHEN, J.; SUN, Z. Suppression of auxin signalling promotes rice susceptibility to Rice black streaked dwarf virus infection. **Molecular Plant Pathology**, v. 20, p. 1093–1104, 2019. <https://doi.org/10.1111/mpp.12814>

ZULFIQAR, F.; ASHRAF, M. Bioregulators: unlocking their potential role in regulation of the plant oxidative defense system, **Plant Molecular Biology**. Springer, 2020. <https://doi.org/10.1007/s11103-020-01077>

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As plantas infestadas pela espécie críptica MED apresentaram maior dano ao aparato fotossintético, influenciando na atividade da rubisco, afetando a produção de fotoassimilados, e conseqüentemente, a produção de biomassa. Quanto aos parâmetros bioquímicos, as plantas de tomateiro no estágio fenológico vegetativo foram mais susceptíveis aos danos causados por *B. tabaci* MEAM1, devido a capacidade deste inseto-praga em suprimir mecanismos de defesa das plantas.

No entanto, quanto ao tomateiro na floração, verificamos que as plantas infestadas por *B. tabaci* MED podem ter apresentado uma resposta hormonal ao ataque deste inseto. Em que, a produção de ABA provocou a redução da condutância estomática, transpiração e concentração interna de CO₂, e conseqüentemente maior eficiência do uso da água (EUA). Todavia, para o parâmetro bioquímico, resultados semelhantes ao tomateiro no estágio vegetativo foram analisados, em que, *B. tabaci* MEAM1 reduziu a atividade da enzima POD, e por ela participar da síntese de lignina na parede celular, a menor atividade pode resultar em tecidos menos lignificados.

Portanto, diante dos dados expostos, verificamos que ambas as espécies crípticas (MED e MEAM1) interferiram nas plantas de tomateiro, independente do estágio fenológico avaliado.

Neste sentido, o conhecimento destes dados explica a maior preferência de *B. tabaci* MEAM1 em plantas de tomateiro, isso porque, com a redução da atividade da POD, os tecidos do vegetal podem apresentar-se menos lignificados. Provavelmente, a capacidade de contornar o sistema de defesa em plantas de tomateiro por MEAM1 em comparação a MED esteja relacionado ao tempo de invasão no país. Na qual, MEAM1 foi relatada pela primeira vez no Brasil na década de 90, e MED apenas em 2014. Assim, MEAM1 teve mais tempo para adaptar-se, e portanto, desenvolver estratégias que contornem as respostas da planta de tomateiro.

Quanto ao uso do biorregulador Stimulate® no manejo de *B. tabaci* MED, o mesmo não interferiu na escolha do hospedeiro e biologia dos insetos. Quando analisado a nível de planta, Stimulate® favoreceu a produção de enzimas que auxiliam na tolerância ao estresse causados pelos insetos.

REFERÊNCIAS

- BARBOSA, L.D.F.; MARUBAYASHI, J. M.; DE MARCHI, B. R.; YUKI, V. A.; PAVAN, M. A.; MORIONES, E.; NAVAS-CASTILLO, J.; KRAUSE-SAKATE, R. Indigenous American species of the *Bemisia tabaci* complex are still widespread in the Americas. **Pest management science**, v. 70, n. 10, p. 1440-1445, 2014.
- BROETTO, F.; GOMES, E. R.; JOCA, T. A. C. O estresse das plantas: teoria & pratica. **São Paulo: Cultura Acadêmica- Editora UNESP**, 2017.
- DE MARCHI, B. R. et al. Comparative transmission of five viruses by *Bemisia tabaci* NW2 and MEAM1. **Tropical Plant Pathology**, v. 42, n. 6, p. 495-499, 2017.
- FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos**: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de Tomate no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.
- FAOSTAT - Food and Agriculture Organization, 2021. **Cultivos**: Área colhida, rendimento e produção nos principais países produtores de pimentão no ano de 2019. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>>. Acesso em: 01 abril 2021.
- GANGWAR, R. K.; GANGWAR, C. Lifecycle, distribution, nature of damage and economic importance of whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius). **Acta Scientific Agriculture**, v. 2, n. 4, p. 36-39, 2018.
- 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.
- LOURENÇÃO, A. L.; NAGAI, H. Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no Estado de São Paulo. **Bragantia**, Campinas, v. 53, n. 1, p. 53-59, 1994
- MHAMDI, A.; BREUSEGEM, F. V. Reactive oxygen species in plant development. **Development**, v. 145, n. 15, p. dev164376, 2018.
- MUGERWA, H.; SEAL, S.; WANG, H. L.; PATEL, M. V.; KABAALU, R.; OMONGO, C. A.; TITUS, A.; TAIRO, F.; NDUNGURU, J.; SSERUWAGI, P.; COLVIN, J. African ancestry of New World, *Bemisia tabaci*-whitefly species. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1–11, 2018.
- SILVA, A. A.; GONÇALVES, R. C. Espécies reativas do oxigênio e as doenças respiratórias em grandes animais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40, n. 4, p. 994-1002, 2010.
- SOUZA, V.C.; LORENZI, H. **Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil**, baseado em APG III. 3ª ed. Instituto Plantarum, São Paulo, 2012.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6 ed. Porto Alegre: Artmed, 2017.

TAMILSELVAN, R.; MAHALINGAM, C.A.; MOHANKUMAR, S.; SENGUTTUVAN, K. Characterization of resistance mechanisms to the whitefly, *Bemisia tabaci* Asia-II-8 (Hemiptera: Aleyrodidae) in cotton genotypes. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 8, 2020.

TOSCANO, L.C.; BOIÇA, A. L.; JR., MARUYAMA, W. I. Fatores que atuam na oviposição de *Bemisia tabaci* (Genn.) B biótipo (Hemiptera: Aleyrodidae) em tomateiro. **Neotrop. Entomol.** 31: 631-634, 2002.

ZHENG, H.; XIE, W.; WANG, S.; WU, Q.; ZHOU, X.; ZHANG, Y. Dynamic monitoring (B versus Q) and further resistance status of Q-type *Bemisia tabaci* in China. **Crop Protection**, v. 94, p. 115–122, 2017