UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA
MESTRADO EM FITOTECNIA

BENEDITO CHARLLES DAMASCENO NEVES

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE *Liriomyza sativae* BLANCHARD (DIPTERA: AGROMYZIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

MOSSORÓ
2025

BENEDITO CHARLLES DAMASCENO NEVES

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE *Liriomyza sativae* BLANCHARD (DIPTERA: AGROMYZIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

Dissertação apresentada ao Mestrado em Fitotecnia do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Mestre em Fitotecnia.

Linha de Pesquisa: Proteção de Plantas

Orientador: Elton Lucio de Araujo, Prof. Dr.

MOSSORÓ

2025

© Todos os direitos estão reservados a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei n° 9.279/1996 e Direitos Autorais: Lei n° 9.610/1998. O conteúdo desta obra tomar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata. A mesma poderá servir de base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) sejam devidamente citados e mencionados os seus créditos bibliográficos.

N511e Neves, Benedito Charlles Damasceno.
EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE *Liriomyza sativae* BLANCHARD (DIPTERA: AGROMYZIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO / Benedito Charlles Damasceno Neves. - 2025.
52 f. : il.

Orientador: Elton Lucio Araujo.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural do Semi-árido, Programa de Pós-graduação em Ambiente, Tecnologia e Sociedade, 2025.

1. Controle microbiano. 2. Entomopatógenos. 3. Mosca minadora. 4. Cucumis melo. 5. Mortalidade. I. Araujo, Elton Lucio , orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automáto em conformidade com AACR2 e os dados fornecidos pelo) autor(a).
Biblioteca Campus Mossoró / Setor de Informação e Referência
Bibliotecária: Keina Cristina Santos Sousa e Silva
CRB: 15/120

O serviço de Geração Automática de Ficha Catalográfica para Trabalhos de Conclusão de Curso (TCC´s) foi desenvolvido pelo Instituto de Ciências Matemáticas e de Computação da Universidade de São Paulo (USP) e gentilmente cedido para o Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (SISBI-UFERSA), sendo customizado pela Superintendência de Tecnologia da Informação e Comunicação (SUTIC) sob orientação dos bibliotecários da instituição para ser adaptado às necessidades dos alunos dos Cursos de Graduação e Programas de Pós-Graduação da Universidade.

BENEDITO CHARLLES DAMASCENO NEVES

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE *Liriomyza sativae* BLANCHARD (DIPTERA: AGROMYZIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

Dissertação apresentada ao Mestrado em Fitotecnia do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Mestre em Fitotecnia.

Linha de Pesquisa: Proteção de plantas

Defendida em: 24 / 02 / 2025.

BANCA EXAMINADORA

Documento assinado digitalmente
gov.br ELTON LUCIO DE ARAUJO
Data: 12/03/2025 16:55:10-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Elton Lucio de Araujo, Prof. Dr. (UFERSA)
Presidente

Documento assinado digitalmente
gov.br MARCIA MICHELLE DE QUEIROZ AMBROSIO
Data: 11/03/2025 13:14:14-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Márcia Michelle de Queiroz Ambrósio, Profª Dra. (UFERSA)
Membro Examinador

Documento assinado digitalmente
gov.br EWERTON MARINHO DA COSTA
Data: 12/03/2025 12:02:49-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Ewerton Marinho da Costa, Prof. Dr. (UFCG)
Membro Examinador

Documento assinado digitalmente
gov.br DANIELL RODRIGO RODRIGUES FERNANDES
Data: 11/03/2025 21:39:15-0300
Verifique em https://validar.iti.gov.br

Daniell Rodrigo Rodrigues Fernandes, Prof. Dr. (INPA)
Membro Examinador

AGRADECIMENTOS

A Deus, primeiramente, por me conceder o dom da vida, saúde e discernimento ao longo dessa jornada, permitindo-me concluir o mestrado com sabedoria.

À mulher da minha vida, Nynyve Almeida, por todo o incentivo, companheirismo, carinho e amor. Ao seu lado, cada dia é mais especial e cheio de alegria. Amo você.

A todos os meus familiares, em especial à minha mãe, Shirley Damasceno, e ao meu irmão, Gean Damasceno, por todo o amor, incentivo e por estarem sempre ao meu lado, sem medir esforços em me apoiar.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo auxílio financeiro, por meio da concessão da bolsa de mestrado, que foi fundamental para a realização desse curso de pós-graduação.

À Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA) e ao Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, pela oportunidade de aprimorar minha formação profissional e acadêmica por meio do mestrado.

Aos amigos que tive a felicidade de conhecer na UFERSA - Dalbert Freitas, Francismária Freitas, Cesar Filho e Denílson Eduardo – meu sincero agradecimento pela amizade e parceria, que tornaram esses anos de pós-graduação mais leves.

A toda a equipe e colegas do Laboratório de Entomologia Aplicada da UFERSA - Alricélia Lima, Bruna Salvino, Francisco Resende, Franco Macalapu, Hellanny Matos, Jeffesson Marcos, João Batista, Jonathan Lima, Nayana Rodrigues e Rayane Sley - meus agradecimentos pelo convívio diário, pelo apoio nos bioensaios e, sobretudo, pela amizade.

Ao meu orientador, Prof. Dr. Elton Lucio de Araujo, pela confiança, pelos ensinamentos valiosos e pelo auxílio ao longo o mestrado.

À Prof.ª Dr.ª Márcia Michelle de Queiroz Ambrósio e a toda a sua equipe do Laboratório de Microbiologia Agrícola da UFERSA, meu agradecimento pelo auxílio nas análises microbiológicas.

Ao Prof. Dr. Glauber Henrique de Sousa Nunes, meu agradecimento pelo auxílio nas análises estatísticas.

Aos membros da banca examinadora, Prof.ª Dr.ª Márcia Michelle de Queiroz Ambrósio (UFERSA), Prof. Dr. Ewerton Marinho da Costa (UFCG) e Prof. Dr. Daniell Rodrigo Rodrigues Fernandes (INPA), meus sinceros agradecimentos pela disponibilidade, pelas valiosas contribuições e pelas sugestões enriquecedoras que certamente aprimoraram este trabalho.

Aos docentes do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, meus agradecimentos pelos ensinamentos valiosos compartilhados ao longo do mestrado.

E a todos aqueles que, direta ou indiretamente, colaboraram para a execução deste trabalho, meus agradecimentos.

“Eu sou de uma terra que o povo padece
Mas não esmorece e procura vencer.
Da terra querida, que a linda cabocla
De riso na boca zomba no sofrer
Não nego meu sangue, não nego meu nome
Olho para a fome, pergunto o que há?
Eu sou brasileiro, filho do Nordeste,
Sou cabra da peste, sou do Ceará.”

Patativa do Assaré

RESUMO

O melão (*Cucumis melo* L.) é segunda fruta mais exportada pelo Brasil. No entanto, o meloeiro pode ser infestado por várias pragas, como a mosca minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae). Na maior região produtora de melão do Brasil, localizada no Semiárido nordestino (estados do Rio Grande do Norte e Ceará), a mosca minadora alcançou o status de praga-chave. O controle químico é sem dúvidas uma das estratégias mais importantes para o manejo desse inseto. Contudo, devido às restrições impostas pelo mercado consumidor e aos limites máximos de resíduos nos frutos, há poucos princípios ativos disponíveis para o controle da mosca minadora no meloeiro que é exportado. Em cenários como esse, os fungos entomopatogênicos (FEs) têm ganhado destaque como estratégia promissora para o manejo de pragas agrícolas. Assim, considerando a importância dessa praga em áreas de cultivo de melão e a necessidade de redução de inseticidas químicos, o objetivo desta pesquisa foi determinar o efeito de fungos entomopatogênicos (*B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae*) sobre adultos de *L. sativae* em condições de laboratório. Os bioensaios foram realizados no Laboratório de Entomologia Aplicada da Universidade Federal Rural do Semi-Árido, em Mossoró - RN. Os bioensaios ocorreram em uma sala aberta e não climatizada em duas épocas do ano: no período chuvoso e no período seco. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e quinze repetições. Os tratamentos consistiram dos fungos *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae*, além do tratamento controle com água destilada. Os fungos foram testados no estágio adulto do inseto. A metodologia de contaminação foi via contato, pulverizando-se suspensões de conídios em placas de Petri, e os insetos foram liberados para se contaminarem. Após a contaminação, os insetos foram transferidos para arenas plástica. A cada 12h e durante dez dias, avaliou-se o número de insetos mortos. Os insetos mortos foram higienizados e colocados em câmaras úmidas, observando-se o crescimento micelial. Todos os bioensaios foram repetidos duas vezes. A normalidade dos dados foi verificada pelo teste de Shapiro-Wilk, e a homogeneidade das variâncias foi determinada pelo teste de Bartlett. A mortalidade (%) e o crescimento micelial (%) foram determinados pelo teste de Kruskal-Wallis. Foi realizada a análise de sobrevivência de Kaplan-Meier e as curvas foram comparadas com o teste pareado de Log-Rank. Os dados de temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) da sala onde ocorreu os bioensaios foram captados com um registrador de dados. Por meio do *software* Sigmaplot, foram elaborados gráficos do tipo climograma. O fungo *B. bassiana* causou maior mortalidade no período chuvoso (46,67%), ao passo que *M. anisopliae* foi mais eficiente no período seco (47,33%). Além disso, foi observado que os insetos mortos apresentaram baixa capacidade ou ausência de crescimento micelial, demandando estudos adicionais. Dessa forma, a origem dos isolados fúngicos associados às condições ambientais dos bioensaios está possivelmente associada aos valores de mortalidade observados. A falta de bioinseticidas registrados para esse inseto e a necessidade de redução de inseticidas químicos reforçam a necessidade de continuar estudando o uso de FEs para o controle da mosca minadora no Semiárido nordestino.

Palavras-chave: Controle microbiano. Entomopatógenos. Mosca minadora. *Cucumis melo*. Mortalidade.

ABSTRACT

Melon (*Cucumis melo* L.) is the second most exported fruit in Brazil. However, melons can be infested by several pests, such as the leafminer *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae). In the largest melon-producing region in Brazil, located in the northeastern Semiarid region (states of Rio Grande do Norte and Ceará), the leafminer has achieved the status of a key pest. Chemical control is undoubtedly one of the most important strategies for managing this insect. However, due to restrictions imposed by the consumer market and maximum residue limits in fruits, there are few active ingredients available for controlling leafminers in melons that are exported. In scenarios like these, entomopathogenic fungi (EPF) have gained prominence as a promising strategy for managing agricultural pests. Thus, considering the importance of this pest in melon cultivation areas and the need to reduce chemical insecticides, the objective of this research was to determine the effect of entomopathogenic fungi (*B. bassiana*, *C. javanica* and *M. anisopliae*) on adults of *L. sativae* under laboratory conditions. The bioassays were carried out at the Applied Entomology Laboratory of the Federal Rural University of Semi-Arid, in Mossoró - RN. The bioassays took place in an open, non-air-conditioned room in two seasons of the year: in the rainy season and in the dry season. The experimental design was completely randomized, with four treatments and fifteen replicates. The treatments consisted of the fungi *B. bassiana*, *C. javanica* and *M. anisopliae*, in addition to the control treatment with distilled water. The fungi were tested in the adult stage of the insect. The contamination methodology was via contact, where conidial suspensions were sprayed on Petri dishes, and the insects were released to become contaminated. After contamination, the insects were transferred to plastic arenas. The number of dead insects was assessed every 12 hours for ten days. The dead insects were cleaned and placed in humid chambers, and mycelial growth was observed. All bioassays were repeated twice. Data normality was verified by the Shapiro-Wilk test, and homogeneity of variances was determined by the Bartlett test. Mortality (%) and mycelial growth (%) were determined by the Kruskal-Wallis test. Kaplan-Meier survival analysis was performed, and curves were compared with the paired log-rank test. Temperature (°C) and relative humidity (%) data from the room where the bioassays were conducted were captured with a data logger. Climogram graphs were created using Sigmaplot software. The fungus *B. bassiana* caused higher mortality in the rainy season (46.67%), while *M. anisopliae* was more efficient in the dry season (47.33%). In addition, it was observed that dead insects showed low capacity or absence of mycelial growth, requiring further studies. Thus, the origin of the fungal isolates associated with the environmental conditions of the bioassays are possibly associated with the observed mortality values. The lack of bioinsecticides registered for this insect and the need to reduce chemical insecticides reinforce the need to continue studying the use of EPF for the control of the leafminer fly in the northeastern Semiarid region.

Keywords: Microbial control. Entomopathogens. Leafminer fly. *Cucumis melo*. Mortality.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Período ovo-adulto de *Liriomyza sativae* a 30±2°C, 50±10% de UR e fotofase de 12h.....18

Figura 2 – Curvas de sobrevivência de Kaplan-Meier do bioensaio de adultos de *Liriomyza sativae* expostos a fungos entomopatogênicos durante o período chuvoso. As letras do lado direito representam a significância e foram determinadas usando comparações pareadas pelo teste de Log-Rank.....30

Figura 3 – Temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) durante o bioensaio no período chuvoso.....31

Figura 4 – Curvas de sobrevivência de Kaplan-Meier do bioensaio de adultos de *Liriomyza sativae* expostos a fungos entomopatogênicos durante o período seco. As letras do lado direito representam a significância e foram determinadas usando comparações pareadas pelo teste de Log-Rank.....33

Figura 5 – Temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) durante o bioensaio no período seco.....34

Figura 6 – Umidade relativa do ar (%) durante os bioensaios nos períodos chuvoso e seco.....35

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Informações técnicas dos bioinseticidas à base de fungos entomopatogênicos utilizados na pesquisa.....26

Tabela 2 – Mortalidade e crescimento micelial em adultos de *Liriomyza sativae*, expostos a fungos entomopatogênicos no período chuvoso após dez dias.....29

Tabela 3 – Mortalidade e crescimento micelial em adultos de *Liriomyza sativae*, expostos a fungos entomopatogênicos no período seco após dez dias.....32

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

Af	Tropical Úmido
AGROFIT	Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários
ANOVA	*Analisys of Variance*
Aw	Tropical Quente Semiúmido
BDA	Batata Dextrose Agar
BOD	*Biochemical Oxygen Demand*
BRM	Banco de Recursos Microbianos
BSh	Semiárido Quente
CAPES	Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
C	Conídios
CV	Conídios viáveis
Cwa	Tropical de Altitude
DR (ª)	Doutor (a)
FEs	Fungos entomopatogênicos
IBCB	Instituto Biológico - Laboratório de Controle Biológico
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
LMR	Limite Máximo de Resíduo
MAPA	Ministério de Agricultura, Pecuária e abastecimento
MIP	Manejo Integrado de Pragas
TNT	Tecido-não-tecido
UFC	Unidade formadora de colônia
UFERSA	Universidade Federal Rural do Semi-Árido
WP	*Wettable Powder*

LISTA DE SÍMBOLOS

@	Arroba
©	Copyright
ºC	Graus Celsius
®	Marca registrada
%	Porcentagem

SUMÁRIO

1 **INTRODUÇÃO** 15

2 **REFERENCIAL TEÓRICO** 18

2.1 CULTIVO DO MELOEIRO NO SEMIÁRIDO NORDESTINO 18

2.2 A MOSCA MINADORA 18

2.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS (FES) 20

2.4 MODO DE AÇÃO DOS FES 21

2.5 FES NO CONTROLE DE *LIRIOMYZA* SPP. 22

3 **MATERIAL E MÉTODOS** 26

3.1 LOCAL DA PESQUISA 26

3.2 CRIAÇÃO DOS INSETOS 26

3.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS 26

3.4 BIOENSAIOS NOS PERÍODOS CHUVOSO E SECO 27

3.5 ANÁLISE DOS DADOS 29

4 **RESULTADOS** 30

4.1 EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE ADULTOS DE *LIRIOMYZA SATIVAE* NO PERÍODO CHUVOSO 30

4.2 EFEITOS DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE ADULTOS DE *LIRIOMYZA SATIVAE* NO PERÍODO SECO 32

5 **DISCUSSÃO** 37

6 **CONCLUSÕES** 41

REFERÊNCIAS 42

1 INTRODUÇÃO

O cultivo do meloeiro (*Cucumis melo* L.) é uma atividade agrícola de grande importância socioeconômica para o Semiárido nordestino. Os estados do Rio Grande do Norte e Ceará respondem por mais de 75% da produção nacional desta olerícola, com mais de 670 mil toneladas produzidas (IBGE, 2023). Desse total, cerca de 35% (aproximadamente 243 mil toneladas) foram para o mercado externo, principalmente para a União Europeia, gerando uma receita de mais de US$ 185 milhões de dólares (ABRAFRUTAS, 2024). Além do impacto econômico, o cultivo do meloeiro gera cerca de 10 mil empregos diretos na região (SEBRAE, 2022).

Entretanto, o cultivo do meloeiro enfrenta desafios, como a infestação de alguns insetos-praga, principalmente a mosca minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) que, devido ao seu ataque às folhas, reduz a capacidade fotossintética da planta e, consequentemente, o teor de sólidos solúveis totais dos frutos (ºBrix) (Araujo *et al*., 2013; Costa *et al*., 2016). Consequentemente, já foram relatadas perdas de até 15% da produção devido ao ataque da mosca minadora, e um incremento médio de R$ 900,00 no custo médio de produção somente com o uso de inseticidas (Araujo *et al*., 2007).

Dessa forma, o uso do manejo integrado de pragas (MIP) tem sido amplamente recomendado para controlar a população dessa praga em campo (Lima *et al*., 2012). Para isso, recomenda-se uso de diferentes estratégias de controle, como a cobertura das plantas com a manta agrotêxtil TNT (tecido-não-tecido) nos primeiros dias de cultivo (Guimarães *et al*., 2009), uso de armadilhas adesivas amarelas (Rocha; Pratissoli; Fragoso, 2016), e a liberação de insetos parasitoides (Liu *et al*., 2011; Silva *et al*., 2020). Entretanto, o controle químico é sem dúvidas a principal estratégia utilizada para manejar essa praga (Silva *et al*., 2022).

No Brasil, existem atualmente nove ingredientes ativos que possuem registro junto ao Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle desse agromizídeo na cultura do meloeiro (AGROFIT, 2025). Essa quantidade de ingredientes ativos é suficiente para adequada rotação dos modos de ação e manejo na resistência durante o ciclo da cultura (Sparks; Nauen, 2015). No entanto, a exportação de melão enfrenta desafios devido às limitações impostas pelo mercado consumidor, sobretudo a União Europeia.

Essas restrições visam a diminuir os limites máximos de resíduos (LMR) em frutas frescas (European Commission, 2017). Além disso, alguns ingredientes ativos permitidos no Brasil são proibidos na União Europeia (European Commission, 2017). Diante disso, a

quantidade de ingredientes ativos que podem ser utilizados no meloeiro produzido para exportação diminui significativamente. Como esses produtos são aplicados de forma intensa durante o ciclo da cultura, principalmente no início da infestação, tudo isso pode favorecer a ocorrência de falhas no manejo fitossanitário e, consequentemente, o desenvolvimento de resistência a esses ingredientes ativos (Guimarães *et al*., 2009; Costa *et al*., 2016).

Essa crescente preocupação mundial sobre o emprego de inseticidas na agricultura está especialmente relacionada aos prejuízos que a utilização inadequada pode ocasionar, como o consumo de frutas frescas com resíduos de agrotóxicos (Andrade *et al*., 2023), mortalidade de inimigos naturais (Whalen *et al*., 2016) e polinizadores (Lytle; Huseth, 2021). Portanto, tornam-se fundamentais o desenvolvimento e utilização de métodos seguros que possam ser incluídos em estratégias de MIP para o controle da mosca minadora. Nesse cenário, tem-se intensificado a realização de estudos visando a desenvolver novas alternativas de controle de insetos-praga na agricultura como, por exemplo, uso dos bioinseticidas de origem microbiológica (Mascarin *et al*., 2019).

Os fungos entomopatogênicos (FEs) são microrganismos parasitas com capacidade de infectar e matar artrópodes (Litwin; Nowak; Różalska, 2020). Embora sejam encontrados dispersos pelo ambiente, seu habitat natural é o solo (Behie; Bidochka, 2014), e a maioria dos FEs infectam artrópodes por penetração direta na cutícula e, portanto, funcionam principalmente como patógenos de contato (Mascarin; Jaronski, 2016). Além disso, os FEs são patogênicos para vários grupos de insetos como, por exemplo, lepidópteros (Akutse *et al*., 2020; Wang *et al*., 2020), hemípteros (Görg *et al*., 2021; Domingues *et al*., 2022), coleópteros (Ozdemir *et al*., 2020; Martínez *et al*., 2022) e dípteros (Usman *et al*., 2020; Wang *et al*., 2021).

Beauveria bassiana (Balsamo) Vuillemin (Hypocreales: Clavicipitaceae) e *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Hypocreales: Clavicipitaceae) são espécies comumente encontradas em ambientes tropicais e subtropicais (McGuire; Northfield, 2020). Além disso, são espécies comumente encontradas em formulações comerciais de bioinseticidas e utilizadas em programas de controle biológico em todo o mundo (Kumar *et al*., 2019; Mascarin *et al*., 2019). No Brasil, esses fungos têm sido amplamente utilizados para controlar diversas pragas agrícolas e florestais desde a década de 1970 (Mascarin *et al*., 2019). *Cordyceps javanica* (Friedrichs e Bally) Samson e Hywel-Jones (Hypocreales: Cordycipitaceae) é outra importante espécie utilizada no Brasil, principalmente para o controle de mosca-branca *Bemisia tabaci* biotipo B (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) (Boaventura *et al*., 2021).

Os FEs são fundamentais em vários sistemas agrícolas (Quesada-Moraga *et al*., 2023). Estudos realizados em outras partes do mundo já demonstraram que isolados nativos de FEs das espécies *B. bassiana* e *M. anisopliae* são eficazes contra algumas espécies de *Liriomyza* spp. (Migiro *et al*., 2010; Migiro *et al*., 2011 e Mugala *et al*., 2022). No entanto, faltam informações sobre o efeito de isolados de FEs utilizados no Brasil sobre *L. sativae*.

Diante da necessidade de produtos biológicos registrados para *L. sativae* na cultura do meloeiro, bem como da necessidade de redução de uso de inseticidas químicos nessa cultura, torna-se fundamental realizar estudos investigando o uso de isolados de FEs sobre esse agromizídeo. Portanto, o objetivo deste trabalho foi determinar os efeitos de fungos entomopatogênicos (*B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae*) sobre adultos de *L. sativae* em condições de laboratório.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 CULTIVO DO MELOEIRO NO SEMIÁRIDO NORDESTINO

O Semiárido nordestino é caracterizado por períodos curtos e irregulares de chuvas, alta temperatura e baixa umidade relativa do ar (Althoff *et al*., 2018). Tais características são importantes para a fruticultura nacional, principalmente para o cultivo do meloeiro. O melão (*Cucumis melo* L. - Cucurbitaceae) é uma hortaliça amplamente cultivada, que tem seu centro de origem no continente asiático (Paris; Amar; Lev, 2012). Atualmente, é uma cultura de importância socioeconômica no mundo todo (Cui *et al*., 2022), e no Brasil é uma das mais importantes em termos de exportação (ABRAFRUTAS, 2024) e geração de empregos (SEBRAE, 2022).

O Brasil ocupa a quinta posição no ranking da produção mundial de melão, alcançando 862 mil toneladas (FAOSTAT, 2024). Somente na safra 2023/2024, foram exportadas cerca de 243 mil toneladas de melão do Brasil, gerando uma receita de aproximadamente US$ 190 milhões de dólares (ABRAFRUTAS, 2024). No Brasil, a produção está concentrada nos estados nordestino do Rio Grande do Norte, Bahia e Ceará, no ambiente Semiárido, que juntos respondem por mais de 85% da produção nacional (IBGE, 2023). No entanto, durante seu cultivo o meloeiro poder ser acometido por alguns problemas fitossanitários de importância econômica, tais como o ataque da mosca minadora, que tem ocasionado sérios problemas na cultura do melão nos estados do Rio Grande do Norte e Ceará (Araujo *et al*., 2013; Costa *et al*., 2017).

2.2 A MOSCA MINADORA

A mosca minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) é uma praga polífaga e cosmopolita, estando entre as principais pragas de muitas culturas agrícolas e ornamentais (Reitz; Gao; Lei, 2013). É um importante inseto-praga na cultura do melão no Brasil (Araujo *et al*., 2013). Os principais danos causados à cultura são ocasionados principalmente pelas fêmeas, que, depois de acasalarem, depositam os ovos no parênquima foliar, dos quais surgem as larvas que se desenvolvem alimentando-se do tecido, ocasionando um sintoma denominado mina ou galeria. Plantas submetidas a infestação severa dessa praga sofrem redução da capacidade fotossintética, originando frutos com baixos teores de sólidos solúveis totais (ºBrix), tornando-se impróprios à exportação (Araujo *et al*., 2013).

A mosca minadora é um inseto holometábolo, com os estágios de ovo e larva

ocorrendo dentro da folha, o estágio de pupa no solo, e o adulto tem vida livre (Parrella, 1987). Costa-Lima, Geremias e Parra (2009) verificaram que o ciclo biológico de *L. sativae* em temperatura constante de 30°C em Feijão-Caupi (*Vigna unguiculata* L. – Fabaceae) dura 13,7 ± 0,39 dias (período ovo-adulto), a saber: ovo (2,0 ± 0,06 dias), larva (4,1 ± 0,05 dias) e pupa (7,5 ± 0,24 dias) (Figura 1).

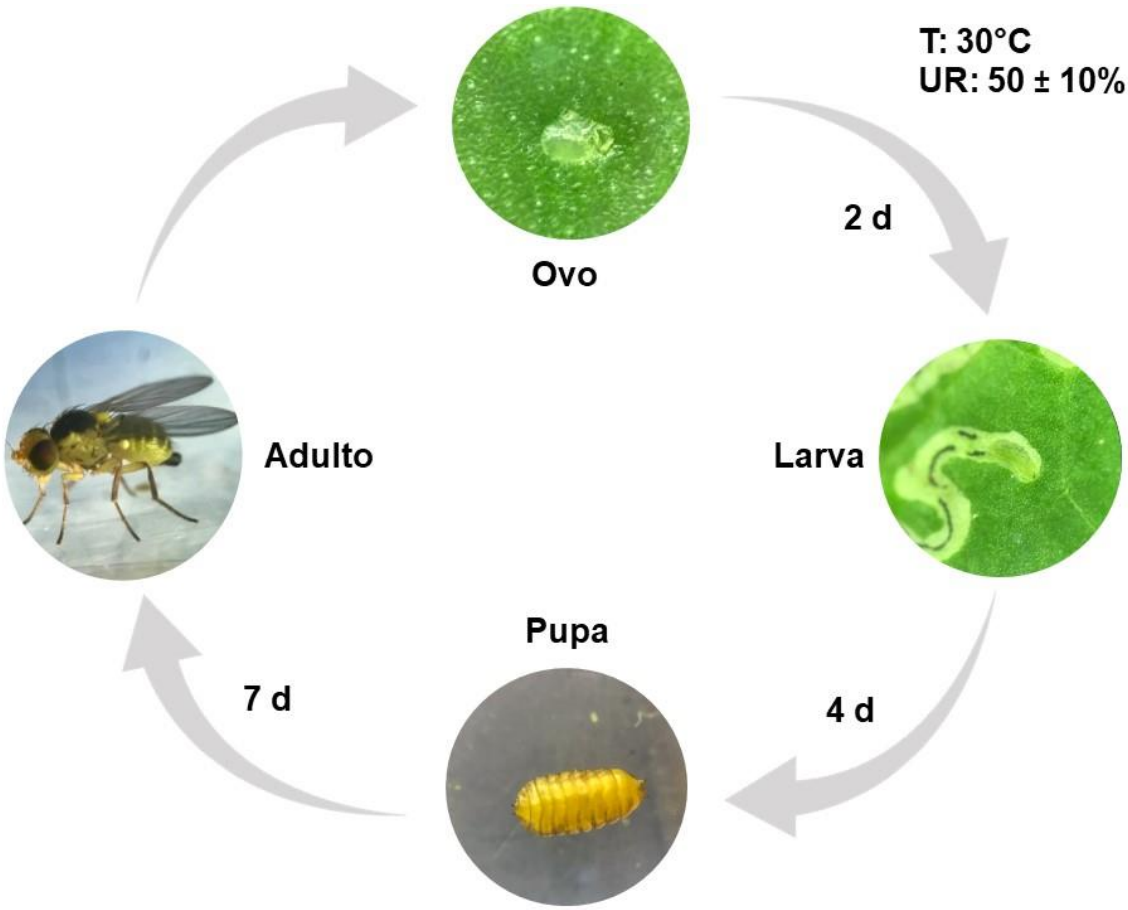


Figura 1. Período ovo-adulto de *Liriomyza sativae* a 30 ± 2°C, 50 ± 10% de UR e fotofase de 12h. Fotos: Benedito C. D. Neves; Nynyve T. B. Almeida.

Embora práticas culturais sejam amplamente utilizadas, a pulverização de inseticidas químicos ainda é a principal medida de controle para reduzir surtos populacionais de *L. sativae* no Brasil (Silva *et al*., 2022). Abamectina, Acetamiprido, Ciantraniliprole, Ciromazina, Cloridrato de Cartap, Espinetoram, Fenpropatrina, Flufenoxurom e Isocicloseram são ingredientes ativos disponíveis para controle de *Liriomyza* spp. na cultura do melão no Brasil (AGROFIT, 2025). No entanto, Abamectina, Acetamiprido, Ciantraniliprole, Ciromazina, Espinetoram, Fenpropatrina e Flufenoxurom estão sob restrições de LMR na União Europeia. Dessa forma, sobram poucas opções de inseticidas químicos para o controle da mosca minadora. Esse estreito conjunto de ingredientes ativos

restringe significativamente uma rotação adequada, promovendo falhas no manejo e o aumento do risco de avanço da resistência (Silva *et al*., 2022).

Estudos anteriores mostraram que *Liriomyza* spp. pode desenvolver resistência a vários ingredientes ativos distintos, comprometendo a sustentabilidade dos ambientes agrícolas em outros países (Ferguson, 2004; Ferguson; Pineda, 2010; IRAC, 2019; Reitz; Gao; Lei, 2013). Além disso, o uso excessivo desses inseticidas pode afetar a população de inimigos naturais em campo (Guantai *et al*., 2015). Nesse contexto, devido à importância desse inseto para o agroecossistema do meloeiro no Semiárido do Rio Grande do Norte e Ceará, faz-se necessário buscar alternativas viáveis e sustentáveis para o controle desse inseto, as quais possam ser utilizadas de forma harmoniosa com as outras medidas de controle.

2.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS (FEs)

Os fungos entomopatogênicos (FEs) são microrganismos parasitas, incluindo membros de diferentes grupos taxonômicos, como *Oomycetes*, *Chytridiomycota*, *Microsporidia*, *Entomophtoromycota*, *Basidiomycota* e *Ascomycota* com capacidade de infectar e matar artrópodes (Islam *et al*., 2021). Os FEs ocorrem naturalmente em solos, sendo encontrados em várias regiões geográficas e habitats, e são amplamente diversificados em nível de espécie (McGuire; Northfield, 2020; Quesada-Moraga *et al*., 2023).

As espécies mais comuns de FEs estão nos gêneros *Metarhizium*, *Lecanicillium*, *Beauveria*, *Hirsutella* e *Cordyceps* (= *Isaria* = *Paecilomyces*) (Khachatourians; Qazi, 2008). Esses gêneros têm sido estudados pelo seu potencial de controlar insetos-praga que prejudicam culturas agrícolas em todo o mundo (Chen *et al*., 2015; Liu; Yang; Wang, 2022).

No Brasil, há expressiva biodiversidade de fungos entomopatogênicos (Botelho *et al*., 2019). No entanto, há poucos isolados fúngicos disponíveis em formulações comerciais de bioinseticidas (Mascarin *et al*., 2019; AGROFIT, 2025). Mesmo assim, o país possui importantes programas de controle microbiano de pragas para insetos de grande importância econômica (Parra; Coelho Junior, 2019).

O fungo *M. anisopliae* é amplamente utilizado no controle de cigarrinhas da cana-de-açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Stal) e *M. spectabilis* (Distant) (Hemiptera: Cercopidae), desde 1970 (Alves; Lopes, 2008; Li *et al*., 2009). Outro programa de controle microbiano amplamente utilizado é o emprego de *B. bassiana* contra moscas-brancas *B. tabaci* (Van Lentern *et al*., 2018) e contra a broca do café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Scolytidae) (Costa *et al*., 2002; Jaramillo *et al*., 2015; Mota *et al*., 2017). *Beauveria bassiana*

tem sido muito utilizado também contra o moleque da bananeira, *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae) (Almeida *et al*., 2009; Lopes *et al*., 2011; Fancelli *et al*., 2013; Lopes *et al*., 2014).

Além desses conhecidos programas de controle microbiano de pragas, diversas pesquisas estão em andamento no Brasil, investigando o uso de fungos entomopatogênicos contra outas pragas em diferentes sistemas agrícolas. Esses estudos visam a encontrar novos isolados, estudar novas espécies, explorar novos meios de produção, testar formulações inovadoras e, consequentemente, lançar novos bioinseticidas (Mascarin *et al*., 2019).

Os FEs podem atacar pragas que habitam o solo ou plantas, possuindo uma variedade maior de hospedeiros do que as bactérias e vírus entomopatogênicos, que possuem especificidade maior de hospedeiros (Sabbahi *et al*., 2022). Há registro de FEs controlando diversas ordens de inseto como Blattodea, Thysanoptera, Orthoptera, Siphonaptera, Hymenoptera e Diptera (Lu; Leger, 2016; Sinha; Choudhary; Kumari, 2016; Jaber; Ownley, 2018).

Os FEs empregam diferentes estratégias para encontrar um hospedeiro. Isso inclui a busca ativa, produzindo compostos voláteis que atraem insetos (Chandler, 2017), a busca passiva, confiando na dispersão de esporos pelo vento ou pela água (Hussain *et al*., 2010), ou a busca oportunista, infectando insetos que entram em contato com eles por acaso (Lozano-Soria *et al*., 2020). Os FEs empregam diversos mecanismos para infectar e matar os insetos, como a produção de enzimas e metabólitos secundários bioativos (Chandler, 2017), a inibição das respostas do sistema imunológico, bem como a manipulação do comportamento do hospedeiro (Ferreira; Soares, 2023).

2.4 MODO DE AÇÃO DOS FEs

Os fungos possuem um modo de ação complexo e único (Ress *et al*., 2015): eles acessam a parte interna do corpo dos insetos principalmente por meio da penetração ativa da cutícula do hospedeiro (Ortiz-Urquiza; Keyhani, 2013). A cutícula é a primeira barreira entre os fungos e sua nutrição que está na hemocele (Kaczmarek *et al*., 2020). A adesão dos conídios à cutícula do hospedeiro é o passo inicial da infecção fúngica (Qu; Wang, 2018).

Essa adesão é mediada por proteínas específicas de fixação, as hidrofobinas (Hyd1 e Hyd2), além dos genes de adesão (Mad1 e Mad2) (Zhang *et al*., 2023). Quando um esporo se fixa à superfície do hospedeiro, ele germina, e seu crescimento posterior é fortemente afetado pelo pH, temperatura, oxigênio e nutrientes disponíveis (Islam *et al*., 2021).

Os fungos penetram na cutícula do inseto pela formação do tubo germinativo ou pelo estabelecimento de um apressório que fixa a cutícula e produz uma fina cavilha penetrante (Ortiz-Urquiza; Keyhani, 2013; Gabarty *et al*., 2014). O apressório é provavelmente uma adaptação para concentrar energia química e física sobre uma pequena parte para obter uma entrada eficiente (Islam *et al*., 2021). Durante o processo de penetração, proteases, quitinase e lipases, enzimas de degradação da cutícula, são produzidas pelos FEs e utilizadas durante a invasão do hospedeiro (Sánchez- Pérez *et al*., 2014; Butt *et al*., 2016).

Uma vez que os FEs chegam à hemolinfa dos insetos, se convertem em formas semelhantes a leveduras (blastosporos) ou hifas vegetativas e se dispersam mais facilmente nos tecidos internos do hospedeiro (Qu; Wang, 2018). Diante disso, diversos fatores podem levar à morte de insetos infectados por patógenos fúngicos, tais como a ruptura dos tecidos pela invasão das hifas, perda de nutrientes e principalmente a produção de uma variedade de micotoxinas dentro do corpo do inseto (Tahira; Saeed; Khan, 2014).

Diversas micotoxinas são produzidas por FEs parasitas que comprometem a saúde de insetos e atuam em diferentes tecidos, interrompendo processos vitais (Zhang *et al*., 2020). Já foram identificadas diversas toxinas de *B. bassiana*, como beauvericina (Caloni *et al*., 2020) e brassinolida (Rosas-García; Mireles-Martínez; Villegas-Mendoza, 2020), que colaboram para a patogenicidade sobre insetos. Destruxinas e citocalasinas são produzidas por *M. anisopliae* em hospedeiros infectados e são capazes de ativar canais de cálcio que resultam na despolarização da membrana muscular dos lepidópteros, além de interromperem o funcionamento dos hemócitos dos insetos (Golo *et al*., 2014).

2.5 FES NO CONTROLE DE *LIRIOMYZA* SPP.

Os fungos entomopatogênicos são mais uma alternativa que pode ser utilizada dentro de um sistema MIP (Mascarin *et al*., 2019). Um número crescente de estudos está sendo conduzido para investigar a possibilidade do uso desses agentes de biocontrole contra artrópodes (El-Salam; Salem; Salem, 2013). Vários isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae* têm sido relatados como virulentos contra dípteros (Hallouti *et al*., 2020). No entanto, poucos estudos foram feitos para investigar o uso de FEs contra dípteros minadores (Quesada-Moraga; Ruiz-Garcia; Santiago-Álvarez, 2006).

Os FEs que foram relatados como patogênicos para algumas espécies de *Liriomyza* spp. incluem *Akanthomyces lecanii* (Zimm.) Spatafora, Kepler e B. Shrestha (anteriormente *Verticillium lecanii*) (Hypocreales: Cordycipitaceae), *B. bassiana*, *Cordyceps*

fumosorosea (Wize) Kepler, B. Shrestha e Spatafora (Hypocreales: Cordycipitaceae), *Fusarium oxysporum* (Schlecht, Snyder e Hansen) (Hypocreales: Nectriaceae), *Gibberella moniliformes* (Hypocreales: Nectriaceae), *Hypocrea lixii* (Hypocreales: Hypocreaceae), *Isaria farinosa* (Holm: Fr.) Fr. (anteriormente *Paecilomyces farinosus*) (Hypocreales: Cordycipitaceae), *M. anisopliae*, *Paecilomyces lilacinum* (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones e Samson (Hypocreales: Ophiocordycipitaceae), *Penicillium funiculosum* (Eurotiales: Aspergillaceae) e *Trichoderma asperellum* Samuels, Lieckf e Nirenberg (Hypocreales: Hypocreaceae) (Liu *et al*., 2009; Mugala *et al*., 2021).

Bordat, Robert e Renand (1988) testaram a suscetibilidade de pupas de *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae) e *L. sativae* a 11 isolados de FEs em laboratório. Os pupários foram colocados em turfa infectada com $1x10^8$ conidiósporos/g de *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *P. farinosus* e *P. fumosorosea*. *Liriomyza trifolii* foi suscetível a *P. farinosus* (77% mortalidade de pupas) e dois isolados de *P. fumosorosea*. *Liriomyza sativae* foi geralmente menos suscetível do que *L. trifolii* aos isolados testados. Um isolado de *M. anisopliae* e uma cepa de *P. farinosus* foram modestamente eficientes, causando mortalidade de 76 e 72% sobre pupas, respectivamente.

Borisov e Ushchekov (1997) testaram seis espécies de FEs contra *Liriomyza bryoniae* (Kaltenbach) (Diptera: Agromyzidae), observando que *P. lilacinus* e *M. anisopliae* foram os mais eficazes, reduzindo a emergência de adultos do solo em 70-94 e 60-88%, respectivamente, em comparação ao controle não tratado.

Abdella *et al*. (2006) investigaram o uso do fungo *P. funiculosum* sobre ovos, larvas, pupas e adultos de *L. sativae*, observando porcentagem de mortalidade de 10,5% sobre ovos e 40% sobre adultos, em relação ao controle (água). Não foram observados efeitos letais sobre a fase larval, tampouco sobre pupas de *L. sativae*.

Migiro *et al*. (2010), investigando a patogenicidade de 17 isolados de *M. anisopliae* e três isolados de *B. bassiana* sobre pupas de *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) (Diptera: Agromyzidae) em condições de laboratório, verificaram que todos os 20 isolados avaliados causaram mortalidades entre 40 e 100% cinco dias após a exposição a conídios secos.

Migiro *et al*. (2011) relataram ainda redução do hábito de alimentação e oviposição de *L. huidobrensis* devido à infecção fúngica por *M. anisopliae* ICIPE20. A mortalidade da mosca variou entre 77 e 100% nos tratamentos fúngicos 120h pós-infecção. Adultos de *L. huidobrensis* fizeram mais puncturas de alimentação (47,3 - 52,6 cm^2) no controle do que nos tratamentos fúngicos (23,1 - 26,9 cm^2). Além disso, as fêmeas colocaram mais ovos no controle (0,6 - 6,1) do que nos tratamentos fúngicos (0,2 - 1,5).

Wekesa *et al*. (2011) estudaram a aplicação de *I. fumosorosea* para controlar mosca minadora em estufa, relatando diminuição da quantidade de adultos de *L. trifolii* capturados por armadilhas adesivas amarelas, após aplicação fúngica, em comparação ao controle.

Akutse *et al*. (2013), avaliando dez isolados fúngicos de *B. bassiana* (ICIPE279, G1LU3 e S4SU1), *H. lixii* (F3ST1), *G. moniliformis* (E3RF20), *F. oxysporum* (M7SF3 e M6SF1) e *T. asperellun* (M2RT4), observaram que todos os isolados fúngicos conseguiram colonizar endofíticamente plantas de *Vicia faba* L., e *Phaseolus vulgaris* L. (Fabaceae) *Hypocrea lixii* (F3ST1) superou os outros isolados ($p < 0,0001$) na redução da longevidade da progênie (11,2 ± 1,0 vs. 17,8 ± 1,4 dias no controle), o número de pupas (80,0 ± 6,7 vs. 387,0 ± 21,7 pupas no controle) e a longevidade adulta (3,8 ± 1,0 vs. 9,9 ± 1,8 dias no controle). A emergência de adultos foi significativamente menor ($p < 0,0001$) nos tratamentos com *H. lixii* (F3ST1) (21,4%) e *B. bassiana* (38,0%) em comparação ao controle (82,9%).

El-Salam, Salem e Salem (2013) relataram o efeito das formulações de FEs, *B. bassiana*, *V. lecanii*, *M. anisopliae* e *P. fumosorosea*, no controle de *L. trifolii*. Os resultados mostraram que *M. anisopliae* foi o fungo mais eficiente entre os outros FEs, causando redução de 68,9% da população de larvas vivas após duas aplicações.

Noujeim *et al*. (2015) realizaram testes de patogenicidade para determinar o efeito de *B. bassiana* sobre as pupas de *L. huidobrensis*. Os resultados de mortalidade variaram entre 73 e 97% em diferentes concentrações de *B. bassiana*.

Gathage *et al*. (2016) realizaram ensaios de campo durante duas safras em dois locais (Sagana e Naromoru, província central do Quênia), observando que ambos os isolados de FEs colonizaram endofíticamente plantas de *P. vulgaris*. A colonização foi significativamente maior com *H. lixii* (F3ST1) do que *B. bassiana* (G1LU3) em ambos os locais. Durante a primeira safra, o número médio de pupas de folhas infestadas variou entre 141 a 252 un. e 331 a 416 un. nos tratamentos endofíticos e controle, respectivamente. Na segunda safra, o número médio de pupas de folhas infestadas variou de 110 a 223 um. e 366 a 523 um. nos tratamentos endofíticos e no controle, respectivamente. Além disso, os fungos endofíticos não influenciaram negativamente a população natural de parasitoides.

Akello, Chabi-Olaye e Sikora (2017) avaliaram a capacidade de FEs como bioinoculantes endofíticos em produzir enzimas extracelulares, bem como determinar seu impacto na emergência e crescimento de plântulas de feijão francês e na fecundidade e pupação de *L. huidobrensis*. Foi observado que as suspensões de conídios dos isolados foram altamente patogênicas para as larvas da minadora, muitas vezes resultando em alta mortalidade e supressão da pupação em mais de 70%. Todos os isolados testados exibiram

atividades de protease (Índice=1,22), lipase (Índice=1,32) e celulase (Índice=1,06), com *M. anisopliae* sendo o melhor secretor de enzimas quando cultivado em condições escuras em substrato específico de enzimas por 7-14 dias. Plântulas colonizadas endofíticamente com *B. bassiana* impediram a alimentação e o desenvolvimento larval, resultando em redução do número de larvas, pupas e adultos, em 65,3, 43,2 e 54,0%, respectivamente.

Chebet *et al*. (2021) relataram que os isolados fúngicos endofíticos *H. lixii* (F3ST1) e *B. bassiana* (G1LU3) colonizaram com sucesso *P. vulgaris* (raízes, caules e folhas) com variação significativa ($p < 0,001$) entre os isolados fúngicos e os controles. Os resultados mostraram diferenças qualitativas nos perfis voláteis entre as plantas controle, plantas colonizadas endofíticamente e danificadas por insetos, sendo essas diferenças atribuídas à inoculação fúngica e danos causados pela mosca minadora. Os extratos brutos de metanol reduziram significativamente a porcentagem de pupação de larvas de 2º ínstar ($p < 0,001$) e a emergência de moscas adultas ($p < 0,05$). Este estudo demonstrou o alto potencial dos fungos endofíticos *H. lixii* e *B. bassiana* em induzir principalmente compostos de defesa específicos no feijoeiro *P. vulgaris* que podem ser usados contra a mosca minadora.

Mugala *et al*. (2022), investigando a patogenicidade de isolados nativos de fungos entomopatogênicos sobre pupas de *L. huidobrensis*, em condições de laboratório, observaram que todos os isolados de *M. robertisii* (14N, 13C, 10C, 14G, 14TM e 2G) foram patogênicos para a fase de pupa, causando mortalidades entre 80 e 91%.

As pesquisas citadas anteriormente evidenciam a existência de alguns isolados de FEs que obtiveram sucesso em controlar a mosca minadora *Liriomyza* spp. em outros países. Vale ressaltar que nessas pesquisas foi utilizada uma diversidade de isolados fúngicos, de várias regiões geográficas do mundo. Além disso, houve variação da forma de exposição do inseto ao fungo e da dosagem utilizada. Dessa forma, os resultados disponíveis na literatura são altamente variáveis, no entanto promissores.

Os mecanismos de interação entre fungos entomopatogênicos e *Liriomyza* spp. ainda não estão totalmente elucidados. No entanto, os FEs mostram-se promissores para o controle desses minadores, pois, além de infectarem diretamente os insetos, podem agir indiretamente colonizando endofíticamente as plantas, influenciando o metabolismo da planta e ativando os sistemas de defesa contra insetos-praga. Diante do exposto, é importante estudar a interação de isolados brasileiros de FEs com *L. sativae*, especialmente no semiárido nordestino.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCAL DA PESQUISA

Os bioensaios foram realizados, no Laboratório de Entomologia Aplicada, no Departamento de Ciências Agronômicas e Florestais da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró – RN.

3.2 CRIAÇÃO DOS INSETOS

Os insetos utilizados nos bioensaios foram obtidos da criação de mosca minadora do Laboratório de Entomologia Aplicada da UFERSA, mantida em salas climatizadas (temperatura de 25 ± 2°C, umidade relativa do ar de 50 ± 10% e fotofase de 12 horas), de acordo com a metodologia adaptada de Araujo *et al*. (2007). As moscas adultas foram criadas em gaiolas de madeira (80 x 60 x 50 cm) revestidas com tela antiafídica. As moscas foram alimentadas com água destilada (*ad libitum*) e solução aquosa de mel a 50%.

Diariamente, plantas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L. - Fabaceae), com duas folhas desenvolvidas, foram expostas à infestação das fêmeas de *L. sativae*. Após vinte e quatro horas de infestação, as plantas foram retiradas das gaiolas e levadas para casa de vegetação onde ocorreram as fases de ovo e larva. O período ovo-larva durou aproximadamente cinco dias, passando por três ínstares larvais.

Quando as larvas chegaram ao terceiro ínstar, as plantas foram retiradas da casa de vegetação e levadas ao laboratório para a coleta dos pupários. Os pupários obtidos foram colocados dentro de recipientes de plástico e acondicionados em câmara B.O.D. (25 ± 2°C, umidade relativa do ar de 50 ± 10% e fotofase de 12 horas). Após nove dias, as moscas emergiram dos pupários e foram liberadas nas gaiolas, dando continuidade ao sistema de criação.

3.3 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS

As espécies fúngicas utilizadas nos bioensaios foram produtos comerciais à base de *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae* disponíveis no mercado brasileiro. As demais informações técnicas desses bioinseticidas à base de fungos entomopatogênicos constam na Tabela 1.

Tabela 1. Informações técnicas dos bioinseticidas à base de fungos entomopatogênicos utilizados na pesquisa.

Princípio ativo	Isolado	Concentração	Origem dos isolados - Hospedeiro, Clima e Local.	Formulação
Beauveria bassiana	IBCB 66	$1x10^{10}$ UFC/g	*Hipotenemo* hampei; Tropical de altitude; São Jose do Rio Pardo-SP.	WP
Cordyceps javanica	BRM 27666	$1x10^{10}$ CV/g	*Bemisia tabaci*; Tropical quente semiúmido; Porangatu-GO.	WP
Metarhizium anisopliae	IBCB 425	$1,5x10^{9}$ C/g	Solo; Tropical úmido; Iporanga-SP.	WP

Fonte: O autor (2025).

Os produtos adquiridos foram armazenados em geladeira a uma temperatura de 4°C. As estimativas da porcentagem de germinação (viabilidade) e concentração de conídios de *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae* foram determinadas antes da realização dos bioensaios, seguindo os protocolos propostos por Faria *et al*. (2022).

A viabilidade foi determinada a partir da contagem de conídios germinados em meio BDA (Batata Dextrose Agar), 12h após o plaqueamento. Todos os fungos apresentaram germinação entre 95-100%. Além disso, as concentrações de conídios das suspensões foram determinadas por contagem direta usando hemocitômetro de Neubauer e microscópio óptico (aumento de 400x). Todos os fungos estavam nas concentrações condizentes com as informações técnicas contidas nos rótulos dos produtos.

3.4 BIOENSAIOS NOS PERÍODOS CHUVOSO E SECO

Com o intuito de observar indícios da influência das condições ambientais na mortalidade causada por FEs sobre *L. sativae*, o estudo foi realizado em uma sala aberta e não climatizada, durante duas épocas do ano: época chuvosa (abriu a julho de 2024) e época seca (agosto a novembro de 2024). Nessas duas épocas do ano, as condições de temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) foram mensuradas e registradas a cada 60 minutos com o auxílio de um registrador de dados (Inconterm® LOG110 V06.36).

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e quinze repetições. Os tratamentos consistiram em três espécies de fungos entomopatogênicos (*B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae*) e o tratamento controle foi água destilada. Cada repetição baseou-se em uma arena contendo cinco moscas adultas não-sexadas (pelo menos duas fêmeas e dois machos) com até 48h de idade, de *L. sativae*, totalizando 300 espécimes utilizados em cada bioensaio. Cada bioensaio foi repetido duas vezes.

As suspensões de conídios de cada espécie fúngica utilizada nos bioensaios foram preparadas a partir da diluição do produto comercial em água destilada. A dosagem utilizada foi equivalente a 500g/500L para as três espécies fúngicas. Essa dosagem equivale também a $1x10^7$ conídios mL^{-1} (10 milhões de conídios por mL) para *B. bassiana* e *C. javanica* e $1,5x10^6$ conídios mL^{-1} (1 milhão e 500 mil conídios por mL) para *M. anisopliae*.

Para determinar os efeitos de FEs sobre adultos de *L. sativae*, seguimos a metodologia de Beris *et al*. (2013): os insetos foram expostos à suspensão de conídios de *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae* por contato corporal. Placas de Petri de vidro (9 cm de diâmetro e 1,5 cm de altura) esterilizadas foram utilizadas. Em seguida, com um borrifador manual foram pulverizados 500 µl da suspensão de conídios em uma placa de Petri (placa e tampa). Para o tratamento controle, foi pulverizado água destilada. Em seguida, cinco moscas adultas foram liberadas no interior de cada placa. As placas foram lacradas com filme plástico, e as moscas ficaram expostas à suspensão de conídios durante um período de seis horas.

As moscas foram observadas entrando em contato com a superfície de vidro pulverizada com a suspensão de conídios. Após o período de exposição, os insetos foram transferidos para arenas de plástico (12 cm de diâmetro x 25 cm altura) com abertura na lateral (15 x 15 cm) com tecido tipo *voil* para aeração e foi fornecido água e alimentação, como descrito anteriormente.

Durante dez dias, avaliou-se a mortalidade das moscas em um intervalo de tempo de 12h. Em cada avaliação, os insetos mortos foram coletados e higienizados superficialmente com álcool 70%, hipoclorito de sódio 0,01% e água destilada autoclavada, seguindo a metodologia de Alves e Lopes (2008). Em seguida, as moscas higienizadas foram individualizadas em câmaras úmidas, que consistiam de placas de Petri contendo papel filtro e algodão umedecidos. As placas foram identificadas, fechadas com filme plástico e acomodadas para observar o crescimento micelial.

Quando havia crescimento micelial, a identificação era realizada com base nas características morfológicas das estruturas miceliais, visualizando o crescimento micelial com

auxílio de um microscópio estereoscópico Leica Microsystems® S8 APO (aumento de 40x), como descrito por Humber (2012).

3.5 ANÁLISE DOS DADOS

Foi utilizado o teste Shapiro-Wilk (1965) para verificar a normalidade dos dados, e o teste de Bartlett (1937) para verificar a homogeneidade das variâncias. Como os pressupostos de normalidade não foram atendidos, utilizou-se a análise não paramétrica de Kruskal-Wallis (1952) para comparar a mortalidade (%) e o crescimento micelial (%).

Além disso, utilizou-se a análise de sobrevivência de Kaplan-Meier (1958) associado ao teste pareado de Log-Rank (Mantel, 1966) para comparar as curvas de sobrevivências dos insetos tratados com os fungos.

Todas as análises estatísticas foram realizadas com o *software* R (R Team Core, 2024). Os dados de temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) foram processados pelo *software* SigmaPlot versão 10.0 (Systat Software, Inc., San Jose, Califórnia) para elaboração de gráficos do tipo climograma.

4 RESULTADOS

4.1 EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE ADULTOS DE *LIRIOMYZA SATIVAE* NO PERÍODO CHUVOSO

Foram observadas diferenças significativas causadas pelos tratamentos na mortalidade sobre adultos de *L. sativae*. Entretanto, não foi observado crescimento micelial nos insetos mortos pelos fungos.

Os bioensaios realizados no período chuvoso demonstraram que os FEs testados causaram um percentual de mortalidade que variou de 27,33 a 46,67%, sobre de adultos de *L. sativae* (Tabela 2). *Beauveria bassiana* apresentou a maior taxa de mortalidade, diferindo significativamente dos outros fungos e do controle. *Metarhizium anisopliae* e *C. javanica* não diferiram estatisticamente, e ambos diferiram do tratamento controle ($p = 0,0001$) (Tabela 2).

Por outro lado, não foi observado crescimento micelial sobre insetos mortos, sem diferenças significativas entre os tratamentos ($p = 0,3916$).

Tabela 2. Mortalidade e crescimento micelial em adultos de *Liriomyza sativae*, expostos a fungos entomopatogênicos no período chuvoso após dez dias.

Fungos	Mortalidade (%)	Crescimento micelial (%)
Beauveria bassiana	46,67 a	0,00 a
Cordyceps javanica	27,33 b	0,00 a
Metarhizium anisopliae	32,67 b	0,00 a
Água destilada	15,33 c	0,00 a
p-valor	0,0001	0,3916

Fonte: O autor (2025). Letras minúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa de acordo com o teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

A análise de sobrevivência ilustra as probabilidades de sobrevivência de adultos de *L. sativae* expostos a diferentes FEs durante o período chuvoso (Figura 2). As curvas mostram variação significativa entre os tratamentos ao longo de dez dias de observação.

Os insetos expostos ao tratamento controle (água destilada) apresentaram maior probabilidade de sobrevivência, mantendo-se próximos a 100% de sobrevivência, com pequenas reduções no fim do período. Em contrapartida, o fungo *B. bassiana* resultou na maior redução da sobrevivência de adultos de *L. sativae* ao longo do tempo, apresentando quedas acentuadas a partir do terceiro dia e alcançando o menor índice ao fim do bioensaio. Os tratamentos com *M. anisopliae* e *C. javanica* apresentaram curvas intermediárias, com

reduções contínuas, porém de menor intensidade do que *B. bassiana*, sendo que *M. anisopliae* mostrou maior mortalidade do que *C. javanica* nos dias finais.

Esses resultados destacam *B. bassiana* como o tratamento mais eficaz na redução da sobrevivência de *L. sativae* no período chuvoso, seguido por *M. anisopliae* e *C. javanica*. O tratamento controle, por outro lado, indica que a mortalidade natural foi mínima durante o bioensaio.

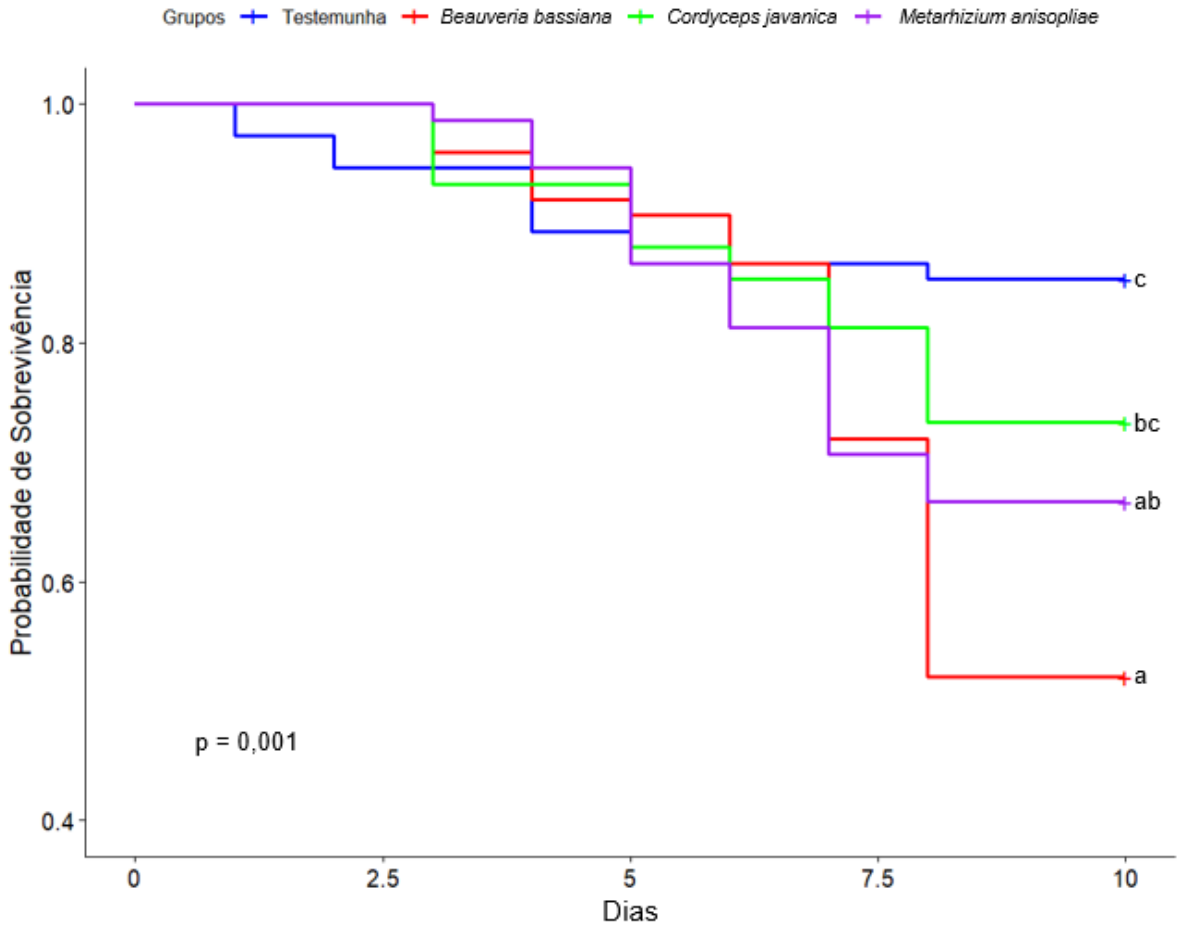


Figura 2. Curvas de sobrevivência de Kaplan-Meier do bioensaio de adultos de *Liriomyza sativae* expostos a fungos entomopatogênicos durante o período chuvoso. As letras do lado direito representam a significância e foram determinadas usando comparações pareadas pelo teste de Log-Rank ($p < 0,05$). Fonte: O autor (2025).

Durante a realização dos bioensaios no período chuvoso, a temperatura média apresentou padrão cíclico diário, com máximas superiores a 31 °C durante o período diurno e mínimas próximas a 28 °C no período noturno, ao longo dos dez dias após a contaminação das moscas adultas (Figura 3).

A umidade relativa do ar manteve padrão de oscilação inversamente proporcional à

temperatura (Figura 3). Os valores máximos de umidade, que chegaram a 67%, ocorreram durante a noite e início da manhã, quando as temperaturas foram mais baixas. Por sua vez, os valores mínimos de umidade atingiram cerca de 47% e foram registrados durante o dia, quando a temperatura do ar foi mais elevada.

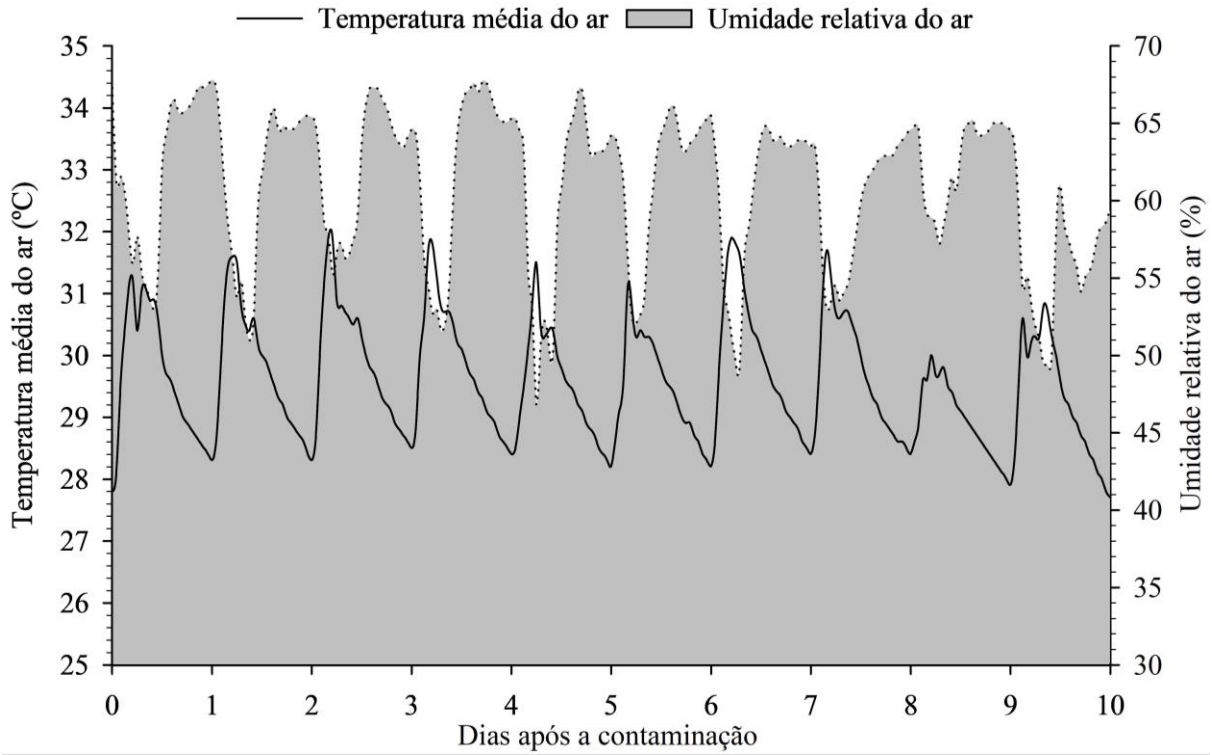


Figura 3. Temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) durante o bioensaio no período chuvoso. Fonte: O autor (2025).

4.2 EFEITOS DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE ADULTOS DE *LIRIOMYZA SATIVAE* NO PERÍODO SECO

A mortalidade de adultos de *L. sativae* expostos a FEs durante o período seco diferiu significativamente entre os tratamentos conforme Kruskal-Wallis (p = 0,0001) (Tabela 3).

Dentre os tratamentos avaliados, *M. anisopliae* e *C. javanica* foram os mais eficazes, apresentando as maiores taxas de mortalidade, diferindo significativamente do controle. O fungo *B. bassiana* resultou em menor taxa de mortalidade, porém ainda significativamente superior à mortalidade observada no controle (Tabela 3).

O crescimento micelial só foi observado em insetos mortos que foram expostos ao fungo *B. bassiana*, diferindo estatisticamente dos demais tratamentos e do controle (p = 0,0001), que não apresentaram crescimento micelial.

Tabela 3. Mortalidade de adultos de *Liriomyza sativae*, expostos a fungos entomopatogênicos no período seco.

Fungos	Mortalidade (%)	Crescimento micelial (%)
Beauveria bassiana	22,67 b	10,00 a
Cordyceps javanica	38,67 a	0,00 b
Metarhizium anisopliae	47,33 a	0,00 b
Água destilada	6,00 c	0,00 b
p-valor	0,0001	0,0001

Fonte: O autor (2025). Letras minúsculas diferentes na mesma coluna indicam diferença significativa de acordo com o teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

A análise de sobrevivência de adultos de *L. sativae* expostos a diferentes fungos entomopatogênicos e ao controle durante o período seco pode ser visualizada na Figura 4. A curva de sobrevivência do grupo controle (testemunha) manteve-se próxima a 100% pelo teste de Kaplan-Meier, evidenciando alta probabilidade de sobrevivência ao longo dos dez dias de avaliação.

Dentre os tratamentos fúngicos, *M. anisopliae* causou maior redução da sobrevivência, principalmente a partir do terceiro dia, atingindo as menores probabilidades no décimo dia de bioensaio. Os fungos *C. javanica* e *B. bassiana* também reduziram a probabilidade de sobrevivência em comparação ao controle, mas com curvas mais próximas entre si, indicando menor eficácia em relação a *M. anisopliae* (Figura 4).

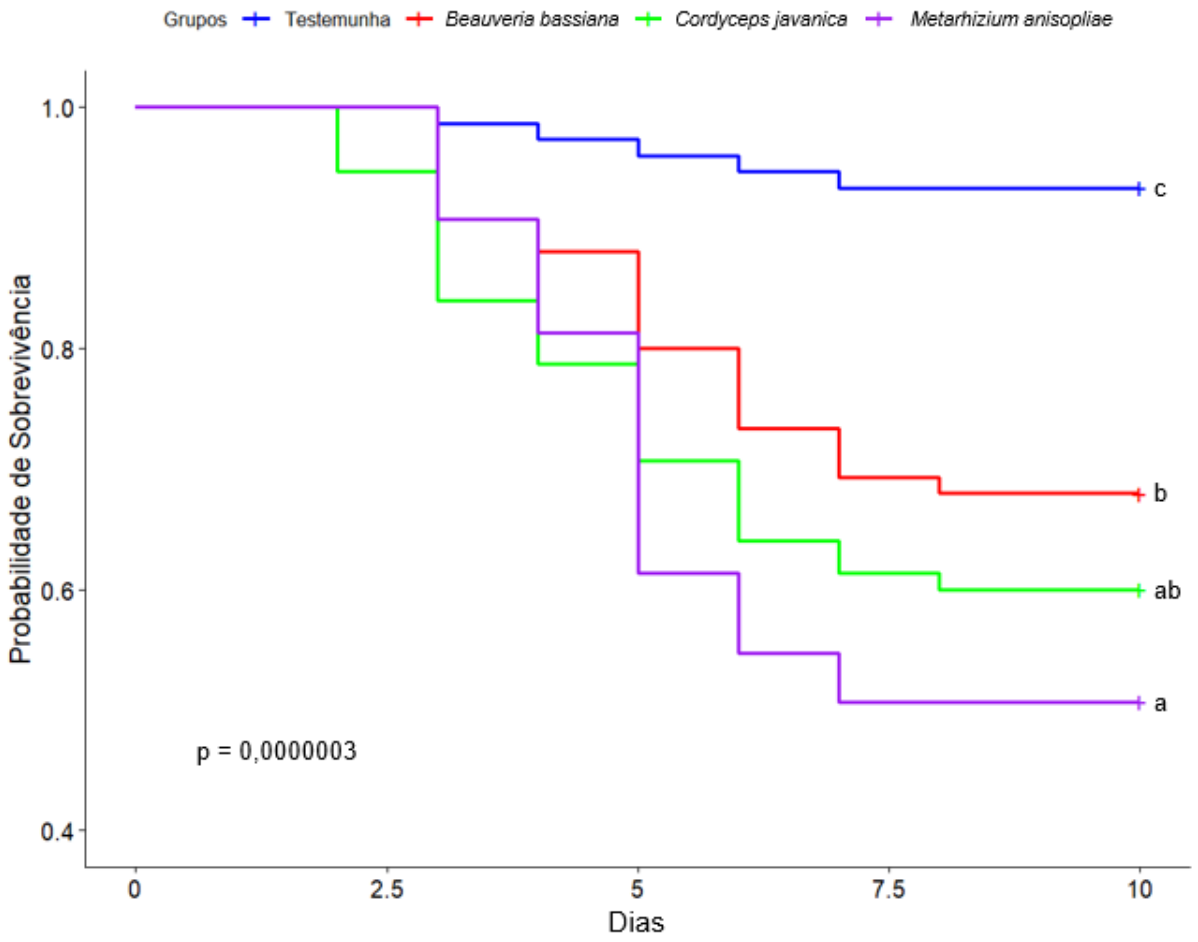


Figura 4. Curvas de sobrevivência de Kaplan-Meier do bioensaio de adultos de *Liriomyza sativae* expostos a fungos entomopatogênicos durante o período seco. As letras do lado direito representam a significância e foram determinadas usando comparações pareadas pelo teste de Log-Rank ($p < 0,05$). Fonte: O autor (2025).

Observou-se que nos bioensaios que ocorreram durante o período seco a temperatura seguiu padrão cíclico bem definido, com máximas diárias em torno de 33°C durante o dia e mínimas próximas a 28°C à noite (Figura 5).

Por sua vez, a umidade relativa do ar demonstrou relação inversamente proporcional à temperatura. Durante os períodos de menor temperatura, a umidade relativa alcançou valores por volta de 65%, ao passo que nas horas de maior temperatura a umidade alcançou valores próximos a 35%.

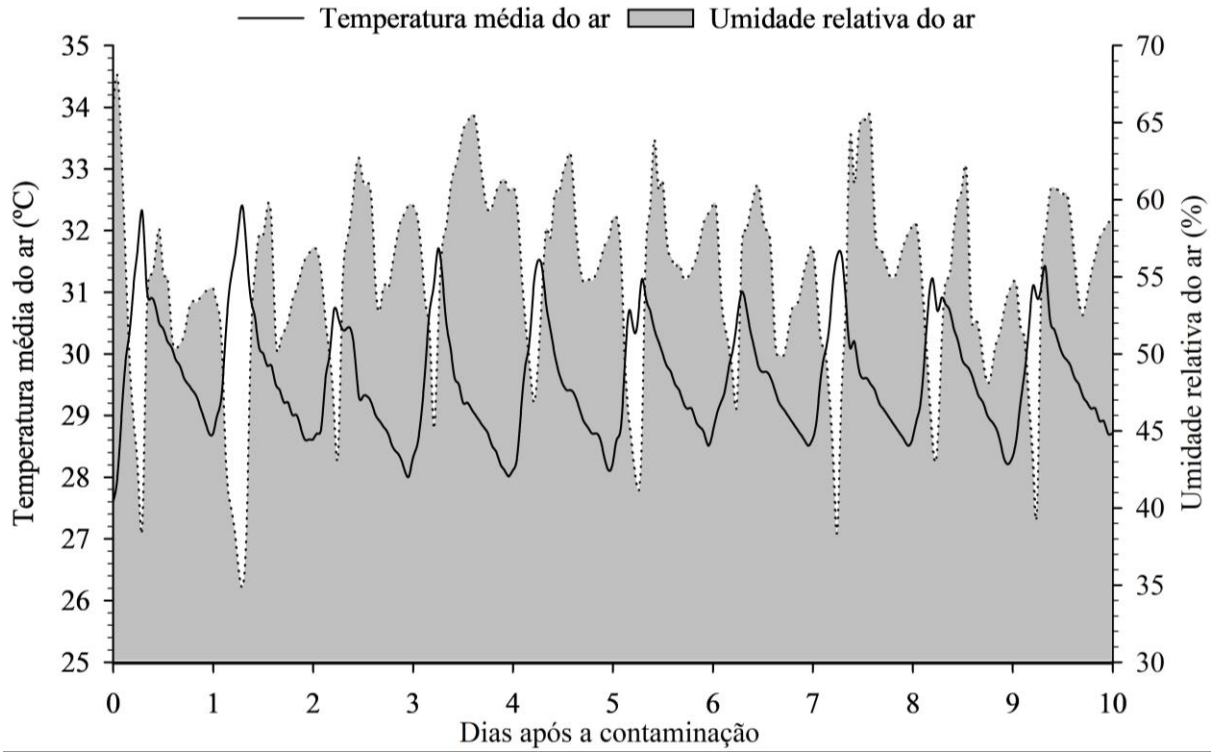


Figura 5. Temperatura (°C) e umidade relativa do ar (%) durante o bioensaio no período seco. Fonte: O autor (2025).

Quando se observa apenas o fator umidade relativa do ar (%) nos dois períodos em que ocorreram os bioensaios, são notadas diferenças importantes nas duas condições em que foram realizados os bioensaios. No período chuvoso, a umidade relativa sofre menor variação em comparação ao período seco, variando de 47 a 67%. Por outro lado, no período seco os valores variaram de 35 a 65%. Entretanto, em nenhum dos períodos a umidade relativa do ar alcançou valores iguais ou superiores a 70% (Figura 6).

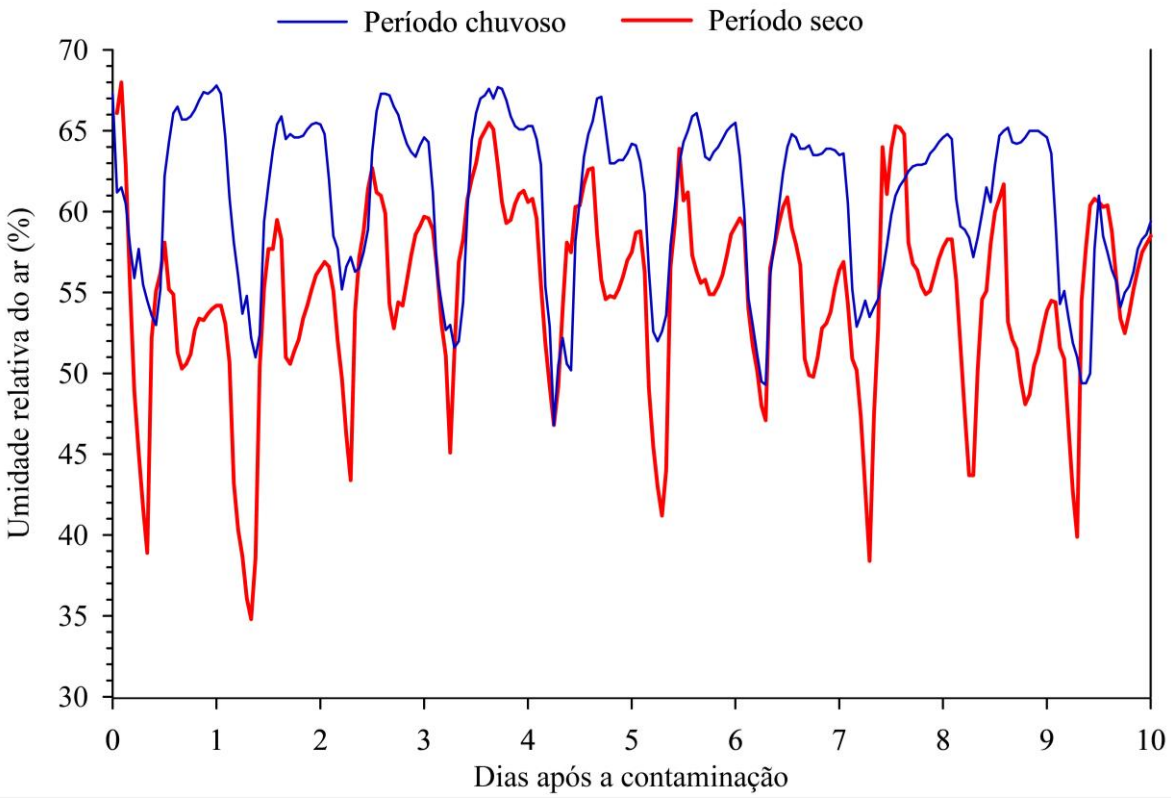


Figura 6. Umidade relativa do ar (%) durante os bioensaios nos períodos chuvoso e seco. Fonte: O autor (2025).

5 DISCUSSÃO

No presente estudo, a mortalidade de adultos de *L. sativae* variou de 22,67 a 47,33% de acordo com a espécie fúngica e o período em que o bioensaio foi realizado. Outros resultados semelhantes foram encontrados anteriormente, principalmente em estudos exploratórios de triagem, visando a selecionar isolados adequados para insetos-alvo específicos (Migiro *et al*., 2010; Ausique *et al*., 2017; Sousa *et al*., 2023).

No período chuvoso, o fungo *B. bassiana* causou a maior taxa de mortalidade (46,67%) sobre adultos de *L. sativae*. Os resultados encontrados se assemelham aos encontrados por Abdella *et al*. (2006), que observaram mortalidade de 40% quando aplicaram o fungo *P. funiculosum* sobre adultos de *L. sativae*. Da mesma forma, Akutse *et al*. (2013) observaram redução de 38% na emergência de adultos quando utilizaram o fungo *B. bassiana* endofíticamente em plantas de *P. vulgaris*.

No período seco, *M. anisopliae* foi mais eficaz em causar mortalidade de adultos de *L. sativae*, alcançando 47,33% de mortalidade durante o bioensaio. Mortalidades equivalentes foram observadas por Migiro *et al*. (2010), onde *M. anisopliae* (isolados: ICIPE30, ICIPE41, ICIPE402 e ICIPE 51) causaram taxas de mortalidade que variaram de 39 a 49% sobre adultos de *L. huidobrensis*.

As estratégias de biocontrole baseadas em fungos entomopatogênicos dependem de diversos fatores, incluindo a interação entre o hospedeiro e o patógeno, mas elas são fortemente influenciadas pelas condições ambientais (Mishra; Kumar; Malik, 2015; Quesada-Moraga *et al*., 2023). Há uma diversidade de estudos na literatura discutindo a influência das condições ambientais, incluindo chuva, umidade relativa, temperatura e radiação solar, no desenvolvimento de doenças induzidas por entomopatógenos fúngicos (Wu *et al*., 2020; Meissle; Grabenweger; Romeis, 2024).

A temperatura é um fator-chave diretamente relacionado à eficácia de FEs no controle de pragas (Paixão *et al*., 2019). Geralmente, os FEs são microrganismos mesófilos que crescem entre 10 e 40 °C, com faixa ideal de crescimento variando de 25 a 35°C (Quesada-Moraga *et al*., 2023). Essas faixas de termotolerância são essenciais na mortalidade e crescimento micelial, estando diretamente relacionadas à origem do isolado fúngico (Paixão *et al*., 2019; Seid *et al*., 2019; Membang *et al*., 2021).

O isolado IBCB 66 de *B. bassiana* é originário do município de São José do Rio Pardo-SP, onde o clima é classificado como Tropical de Altitude (*Cwa*) (Almeida *et al*., 2007), ao passo que o isolado BRM 27666 de *C. javanica* é originário do município de

Porangatu-GO, onde o clima é classificado como Tropical Quente Semiúmido (*Aw*) (Mascarin *et al*., 2018). Por sua vez, o isolado IBCB 425 de *M. anisopliae* é originário do município de Iporanga-SP, onde o clima é classificado como Tropical Úmido (*Af*) (Almeida *et al*., 2007).

Isso explica em parte a mortalidade observada nos bioensaios, visto que os isolados fúngicos utilizados são originários de regiões geográficas onde as condições climáticas são distintas das encontradas em Mossoró-RN, onde predomina o clima Semiárido Quente (*BSh*). Em condições Semiáridas, a tolerância ao calor é um fator crítico que limita a eficácia das aplicações de micoinseticidas (Tong; Feng, 2020).

Temperaturas altas e baixas são conhecidas por serem os principais fatores limitantes para o crescimento de FEs, como *Beauveria*, *Cordyceps* e *Metarhizium* (Mann; Davis, 2020; Muniz *et al*., 2020). Tong e Feng (2020) revisaram estudos fenotípicos e moleculares sobre a tolerância de FEs ao calor, fornecendo diversas evidências para alta sensibilidade de *Beauveria* e *Metarhizium* a altas temperaturas, estabelecendo seus limites térmicos superiores numa faixa de 32 a 35 °C durante os meses de verão. Boaventura *et al*. (2025) estabeleceram o limite térmico superior em 35°C para *C. javanica* BRM 27666.

A temperatura nos bioensaios ficou próxima aos limites térmicos superiores das espécies fúngicas. No entanto, as temperaturas não excederam esses limites, o que provavelmente influenciou muito pouco na mortalidade e crescimento micelial sobre insetos mortos de *L. sativae*. Por outro lado, a temperatura não deve ser desconsiderada, especialmente em aplicações de suspensões de conídios em condições de campo, especialmente em regiões semiáridas (Gava *et al*., 2022).

Uma faixa de 93-96,5% de umidade relativa do ar é necessária para um desenvolvimento adequado de entomopatógenos fúngicos (Quesada-Moraga *et al*., 2023). A umidade influencia a germinação de conídios, o crescimento saprófita em insetos mortos e o crescimento micelial (Jaronski, 2010; Vega *et al*., 2012; Fernández-Bravo *et al*., 2016). O desenvolvimento ideal da maioria dos FEs ocorre se a UR estiver acima de 90% e a atividade crítica da água (aw) para a germinação dos conídios for cerca de 0,90–0,92 aw (Vidal; Fargues, 2007; Jaronski, 2010; Fernández-Bravo *et al*., 2016).

No entanto, a umidade relativa no microclima ao redor do tegumento de insetos, folhagens ou superfície do solo em que a infecção fúngica entomopatogênica ocorrerá, também deve ser considerada (Boulard *et al*., 2002). As condições de umidade relativa do ambiente não refletem totalmente a umidade relativa no habitat imediato dos insetos-alvo. Como exemplo disso, taxas de mortalidade semelhantes foram obtidas sob umidades relativas do ambiente baixas e altas em condições de semicampo na região do mediterrâneo, sugerindo

que fatores como a transpiração foliar influenciam a umidade relativa imediata e o microclima da cutícula dos insetos (Fargues *et al*., 2003).

No presente estudo, a mortalidade foi mais influenciada pela umidade relativa do ambiente em que os insetos foram submetidos experimentalmente. É provável ainda que a umidade relativa e a atividade crítica de água no ambiente cuticular do inseto tenham sido insuficientes, visto que ela geralmente possui características hidrofóbicas (Ortiz-Urquiza; Keyhani, 2013). Portanto, os valores de mortalidade observados no presente estudo estariam fortemente associados aos índices de umidade relativa do ar registrados nas duas épocas do ano. Tais valores não ultrapassaram 70% de umidade relativa em nenhum dos períodos, sendo mais baixos no período seco e explicando os resultados encontrados.

Pesquisas anteriores mostraram ainda que, além das condições ambientais, outros fatores como o sistema imune do hospedeiro são essenciais para explicar a suscetibilidade de um hospedeiro à infecção fúngica (Castrillo; Roberts; Vandenberg, 2005; Islam *et al*., 2021). Nesse sentido, os insetos coevoluiram com os patógenos fúngicos, de modo a desenvolverem vários mecanismos (defesas celulares, humorais e comportamentais) para se manterem livres de patógenos (Strachecka *et al*., 2021).

A imunidade celular é mediada principalmente pela ação dos hemócitos, que circulam na hemolinfa, envolvendo processos como a coagulação, fagocitose e encapsulamento (Valanne; Wang; Ramet, 2011). As respostas de defesa humoral dependem de vias de sinalização específicas, tais como a via de sinalização Toll (Valanne; Wang; Ramet, 2011). Esses processos complexos de sinalização envolvem a produção de peptídeos antimicrobianos (Bulet; Stocklin, 2005; Valanne; Wang; Ramet, 2011), espécies reativas de oxigênio (Qu, Wang, 2018), lipídios antimicrobianos e metabólitos na cutícula do inseto (Keyhani, 2018).

Outro importante mecanismo de defesa que os insetos desenvolveram contra infecções fúngicas foram as alterações comportamentais. Essas defesas envolvem o comportamento de autolimpeza (Tragust *et al*., 2013), limpeza de membros do mesmo ninho (Ugelvig e Cremer, 2007) e ingestão ou produção de compostos com propriedades antipatogênicas (Bulmer *et al*., 2009, Christe *et al*., 2003, Tragust *et al*., 2013). Migiro *et al*. (2011) observaram que adultos de mosca minadora *L. huidobrensis* apresentaram comportamento excessivo de autolimpeza quando expostas a conídios secos de *M. anisopliae*, o que seria responsável por remover parte dos esporos fúngicos que se aderiram a seus corpos.

Nos bioensaios, observou-se que as moscas adultas de *L. sativae* expostas a suspensões de conídios de FEs também apresentaram tal comportamento de autolimpeza. Este comportamento, aliado às condições semiáridas em que os bioensaios foram realizados, pode

estar fortemente relacionado aos resultados de mortalidade encontrados. No entanto, a real influência desse comportamento do inseto nessa interação patógeno-hospedeiro ainda precisa ser elucidada em estudos posteriores.

O crescimento micelial sobre insetos mortos foi observado apenas para *B. bassiana*. Os insetos mortos que foram expostos a suspensões de conídios de *C. javanica* e *M. anisopliae* não apresentaram crescimento micelial em nenhuma das duas épocas do ano. Beris *et al*. (2013) também observaram que insetos adultos de *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) que morreram em virtude da exposição à suspensão de conídios de *M. anisopliae* não desenvolveram crescimento micelial em sua superfície.

Diversos fatores podem explicar a incapacidade dos fungos de colonizarem externamente o inseto após sua morte (Shimazu; Zhang; Liu, 2002; Inglis *et al*., 2012). Dentre esses fatores, podemos citar a disseminação de bactérias entéricas na hemolinfa de insetos mortos, que impedem a esporulação do fungo no corpo do inseto (Wang *et al*., 2023). Além disso, uma combinação de fatores relativos às histórias de vida e criação dos insetos, como idade do inseto e dieta da fase larval (Shimazu; Takatsuka, 2006). Sendo assim, a ausência de crescimento micelial é uma característica indesejável na seleção de isolados fúngicos para o controle de um inseto-alvo, principalmente em condições de campo (Sun; Fuxa; Henderson, 2003).

De maneira geral, nos bioensaios realizados foram observadas variações de mortalidade de adultos de *L. sativae* quando expostos à suspensão de conídios de diferentes espécies de fungos. Esses resultados estão possivelmente associados às diferentes condições ambientais às quais as moscas foram submetidas durante a realização dos bioensaios, bem como às interações específicas dos fatores de virulência dos FEs com os sistemas imunológico e comportamental das moscas.

Vale ressaltar ainda que este estudo apresenta as primeiras percepções da interação entre isolados brasileiros de FEs e insetos adultos de mosca minadora no Semiárido nordestino. Diante disso, é fundamental continuar estudando e elucidando a dinâmica patógeno-hospedeiro-ambiente desse importante inseto-praga do meloeiro.

6 CONCLUSÕES

Os fungos *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae* causaram mortalidade sobre adultos de *L. sativae* nos períodos chuvoso e seco.

Beauveria bassiana causou maior mortalidade no período chuvoso (46,67%), ao passo que *M. anisopliae* foi mais eficaz no período seco (47,33%).

Todas as espécies apresentaram baixa capacidade ou ausência de crescimento micelial sobre insetos mortos de *L. sativae* nos dois períodos avaliados.

REFERÊNCIAS

ABDELLA, M. M. *et al*. Bioactivity of *Penicillium* spores suspensions and plant extracts against *Liriomyza sativae* (Blanchard) and their associated parasitoids. **Fayoum Journal of Agricultural Research and Development**, v. 20, n. 2, p. 1-10, 2006.

ABRAFRUTAS: Associação Brasileira dos Produtores e Exportadores de Frutas e Derivados. **Estatísticas: Painéis de Produção e Exportação**. Disponível em: https://abrafrutas.org/dados-estatisticos/. Acesso em: 05 mar. 2025.

AGROFIT: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. **Consulta de Praga/Doença**. Disponível em: http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 11 jan. 2025.

AKELLO, J.; CHABI-OLAYE, A.; SIKORA, R. A. Insect antagonistic bioinoculants for natural control of leaf-mining insect pests of French Beans. **African Crop Science Journal**, v. 25, n. 2, 2017.

AKUTSE, K. S. Endophytic colonization of *Vicia faba* and *Phaseolus vulgaris* (Fabaceae) by fungal pathogens and their effects on the life-history parameters of *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae). **Fungal Ecology**, v. 6, n. 4, p. 293-301, 2013.

AKUTSE, K. S. *et al*. Entomopathogenic fungus isolates for adult *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) management and their compatibility with *Tuta* pheromone. **Journal of Applied Entomology**, v. 144, n. 9, p. 777-787, 2020.

ALMEIDA, A. M. B. *et al*. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle de *Cosmopolites sordidus* (GERMAR, 1824) (COLEOPTERA: CURCULIONIDAE). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, n. 3, p. 489-493, 2009.

ALMEIDA, J. E. M. *et al*. Pathogenicity of the entomopathogenic fungi and nematode on medfly *Ceratitis capitata* (Wied.) (Diptera: Tephritidae). **BioAssay**, v. 2, n. 7, p. 1-7, 2007.

ALTHOFF, T. D. *et al*. Adaptation of the century model to simulate C and N dynamics of Caatinga dry forest before and after deforestation. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 254, p. 26-34, 2018.

ALVES, S. B.; LOPES, R. B. **Controle microbiano de pragas na América Latina**: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, 2008.

ANDRADE, J. C. *et al*. Consumption of fruits and vegetables contaminated with pesticide residues in Brazil: A systematic review with health risk assessment. **Chemosphere**, v. 322, p. 138244, 2023.

ARAUJO, E. L. *et al*. Técnica de criação da mosca minadora *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae). **Campo Digital**, v. 2, n. 1, p. 22-26, 2007.

ARAUJO, E. L. *et al*. Biological aspects of the leafminer *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) on melon (*Cucumis melo* L.). **Ciência Rural**, v. 43, n. 4, p. 579-582, 2013.

AUSIQUE, J. J. S. *et al*. Efficacy of entomopathogenic fungi against adult *Diaphorina citri* from laboratory to field applications. **Journal of Pest Science**, v. 90, p. 947-960, 2017.

BARTLETT, M. S. Properties of sufficiency and statistical test. **Proceedings of the Royal Society A**, v. 160, p. 268-282, 1937.

BEHIE, S. W.; BIDOCHKA, M. J. Nutrient transfer in plant-fungal symbioses. **Trends in Plant Science**, v. 19, n. 11, p. 734-740, 2014.

BERIS, E. I. *et al*. Pathogenicity of three entomopathogenic fungi on pupae and adults of the Mediterranean fruit fly, (Diptera: Tephritidae). **Journal of Pest Science**, v. 86, p. 275-284, 2013.

BOAVENTURA, H. A. *et al*. Susceptibility of all nymphal stages of *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) to three brazilian isolates of *Cordyceps* sp. (Hypocreales: Cordycipitaceae) in a screenhouse under variable temperature and moisture conditions. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 100-113, 2021.

BOAVENTURA, H. A. *et al*. Temperature-dependent modeling and spatial predictions for identifying geographical areas in Brazil suitable for the use of *Cordyceps javanica* in whitefly control. **Journal of Fungi**, v. 11, n. 2, p. 125, 2025.

BOULARD, T. *et al*. Tomato leaf boundary layer climate: implications for microbiological whitefly control in greenhouses. **Agricultural and Forest Meteorology**, v. 110, p. 159-176, 2002.

BORDAT, D.; ROBERT, P.; RENAND, M. Susceptibility of *Liriomyza trifolii* (Burgess) and *L. sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) to eleven strains of entomopathogenic fungi. **Biology, Agricultural and Food Sciences**, v. 43, p. 68-73, 1988.

BORISOV, B. A.; USHCHEKOV, A. T. Entomogenous fungi-hyphomycetes against the nightshade leaf miner. **Zashch. Rast**, v. 5, p. 10-11, 1997.

BULMER, M. S. *et al*. Targeting an antimicrobial effector function in insect immunity as a pest control strategy. **Applied Biological Sciences**, v. 106, n. 31, p. 12652-12657, 2009.

BUTT, T. M. *et al*. Entomopathogenic fungi: new insights into host-pathogen interactions. **Advanced Genetics**. v. 94, p. 307-364, 2016.

CALONI, F. *et al*. Beauvericin: The Beauty and the Beast. **Environmental Toxicology and Pharmacology**, v. 75, p. 103349, 2020.

CASTRILLO, L. A.; ROBERTS, D. W.; VANDENBERG, J. D. The fungal past, present, and future: germination, ramification, and reproduction. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 89, n. 1, p. 46-56, 2005.

CHANDLER, D. Basic and applied research on entomopathogenic fungi. In: **Microbial Control of Insect and Mite Pests**. Elsevier, p. 69-89, 2017.

CHEBET, O. N. *et al*. Mechanism of action of endophytic fungi *Hypocrea lixii* and *Beauveria bassiana* in *Phaseolus vulgaris* as Biopesticides against Pea Leafminer and Fall Armyworm. **Molecules**, v. 26, n. 18, p. 5694, 2021.

CHEN, X. *et al*. Expression of dsRNA in recombinant *Isaria fumosorosea* strain targets the TLR7 gene in *Bemisia tabaci*. **BMC Biotechnol**, v. 15, n. 64, 2015.

CHRISTE, P. *et al*. Evidence for collective medication in ants. **Ecology Letters**, v. 6, n. 1, p. 19-22, 2003.

COSTA, E. M. *et al*. Extrato aquoso de sementes de nim no controle de *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) em meloeiro. **Revista Ciência Agronômica**, v. 47, p. 401-406, 2016.

COSTA, E. M. *et al*. Determination of damaged leaf area and physiological responses of melon plants submitted to different infestation levels of *Liriomyza sativae*. **Horticultura Brasileira**, v. 35, p. 571-575, 2017.

COSTA, J. N. M. *et al*. Occurrence of *Beauveria bassiana* in coffee berry borer (*Hypothenemus hampei*) in the State or Rondônia, Brazil. **Acta Amazonica**, v. 32, n. 3, 517-519, 2002.

COSTA-LIMA, T. C.; GEREMIAS, L. D.; PARRA, J. R. P. Effect of temperature and relative-humidity on the development of *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) in *Vigna unguiculata*. **Neotropical Entomology**, v. 38, n. 6, p. 727-733, 2009.

CUI, L. *et al*. Breeding melon (*Cucumis melo*) with resistance to powdery mildew and downy mildew. **Horticultural Plant Journal**, v. 8, n. 5, p. 545-561, 2022.

DOMINGUES, M. M. *et al*. Entomopathogenic fungi, isolated from soils and *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) adults, to manage the *Eucalyptus* red gum lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae). **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 6, p. 1886-1893, 2022.

EL-SALAM, A. M. E. A. B. D.; SALEM, H. A. N.; SALEM, S. A. Biocontrol agents against the leaf miner, *Liriomyza trifolii* in faba bean fields. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 46, n. 9, p. 1054-1060, 2013.

EUROPEAN COMMISSION. **Future brief**: the precautionary principle – decision-making under uncertainty. Luxembourg: European Union, 2017.

FANCELLI, M. *et al*. *Beauveria bassiana* strains for biological control of *Cosmopolites sordidus* (Germ.) (Coleoptera: Curculionidae) in plantain. **BioMed Research International**, v. 2013, n. 1, p. 184756, 2013.

FAOSTAT: Food and Agriculture Organization of the United Nations. **Statistics**. Disponível em: https://www.fao.org/faostat/en/#home. Acesso em: 05 mar. 2025.

FARGUES J. *et al*. Climatic factors on entomopathogenic hyphomycetes infection of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) in Mediterranean glasshouse tomato. **Biological Control**, v. 28, p. 320-331, 2003.

FARIA, M. R. de *et al*. **Controle de qualidade de produtos comerciais à base de fungos para o manejo de invertebrados (insetos, ácaros, nematoides) em sistemas agropecuários**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2022. 48 p. il. color. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 377).

FERGUSON, J. S. Development and stability of insecticide resistance in the leafminer *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) to cyromazine, abamectin, and spinosad. **Journal of Economic Entomology**, v. 97, p. 112-119, 2004.

FERGUSON, S.; PINEDA, O. Putative polymerase chain reaction markers for insecticide resistance in the leafminer *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) to cyromazine and abamectin. **Journal of Economic Entomology**, v. 103, p. 2197-2203, 2010.

FERNÁNDEZ-BRAVO, M. *et al*. Responses to abiotic environmental stresses among phylloplane and soil isolates of *Beauveria bassiana* from two holm oak ecosystems. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 141, p. 6-17, 2016.

FERREIRA, J. M.; SOARES, F. E. de F. Entomopathogenic fungi hydrolytic enzymes: a new approach to biocontrol?. **Journal of Natural Pesticide Research**, v. 3, p. 100020, 2023.

GABARTY, A. *et al*. Pathogenicity induced by the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* in *Agrotis ipsilon* (Hufn.). **Journal of Radiation Research and Applied Sciences**, v. 7, p. 95-100, 2014.

GATHAGE, J. W. *et al*. Prospects of fungal endophytes in the control of *Liriomyza* leafminer flies in common bean *Phaseolus vulgaris* under field conditions. **BioControl**, v. 61, p. 741-753, 2016.

GAVA, C. A. T. *et al*. Selecting thermal tolerant strains of entomopathogenic fungi to control *Ceratitis capitata* (Wiedemann) in tropical semi-arid conditions. **Biological Control**, v. 176, p. 105062, 2022.

GOLO P. S. *et al*. Production of destruxins from *Metarhizium* spp. Fungi in artificial medium and in endophytically colonized cowpea plants. **PLOS ONE**, v. 9, n. 8, p. e104946, 2014.

GÖRG, L. M. *et al*. Pathogenicity against hemipteran vector insects of a novel insect pathogenic fungus from *Entomophthorales* (Pandora sp. nov. inedit.) with potential for biological control. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 183, p. 107621, 2021.

GUANTAI, M. M. *et al*. Differential effects of pesticide applications on *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) and its parasitoids on pea in central Kenya. **Journal of Economic Entomology**, v. 108, n. 2, p. 662-671, 2015.

GUIMARÃES, J. A. *et al*. Biologia e manejo de mosca minadora no meloeiro. **Comunicação Cientifica**, EMBRAPA, 2009.

HALLOUTI, A. *et al*. Diversity of entomopathogenic fungi associated with mediterranean fruit fly (*C. capitata*) in Moroccan Argan forests and nearby area: impact of soil factors on their distribution. **BMC Ecology**, v. 20, n. 64, 2020.

HUMBER, R. A. Identification of entomopathogenic fungi. IN: LACEY, L. A. **Manual of Techniques in Invertebrate Pathology**. London: Elsevier, 2012. p. 151-187.

HUSSAIN, A. *et al*. Differential fluctuation in virulence and VOC profiles among different cultures of entomopathogenic fungi. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 104, p. 166-171, 2010.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produção Agrícola Municipal 2023**. Disponível em: https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/melao/br. Acesso em: 10 jan. 2025.

IRAC, B. R. **Comitê brasileiro de ação à resistência de inseticidas**. IRAC-BR, 2019.

ISLAM, W. *et al*. Insect-fungal-interactions: A detailed review on entomopathogenic fungi pathogenicity to combat insect pests. **Microbial Pathogenesis**, v. 159, p. 105-122, 2021.

JABER, L. R.; OWNLEY, B. H. Can we use entomopathogenic fungi as endophytes for dual biological control of insect pests and plant pathogens?. **Biological Control**, v. 116, p. 36-45, 2018.

JARAMILLO, J. L. *et al*. *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* para el control de broca del café em frutos del suelo. **Revista Colombiana de Entomologia**, v. 41, n. 1, p. 95-104, 2015.

JARONSKI, S. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **Biocontrol**, v. 55, p. 159-185, 2010.

KACZMAREK, A. *et al*. The interaction between cuticle free fatty acids (FFAs) of the cockroaches *Blattella germanica* and *Blatta orientalis* and hydrolases produced by the entomopathogenic fungus *Conidiobolus coronatus*. **Plos One**, v. 15, n. 7, p. e0235785, 2020.

KAPLAN, E. L.; MEIER, P. Nonparametric estimation from incomplete observations. **Journal of the American Statistical Association**, v. 53, n. 282, p. 457-481, 1958.

KEYHANI, N. O. Lipid biology in fungal stress and virulence: Entomopathogenic fungi. **Fungal Biology**, v. 122, n. 6, p. 420-429, 2018.

KHACHATOURIANS, G. G.; QAZI, S. S. Entomopathogenic fungi: biochemistry and molecular biology. In: BRAKHAGE, A. A.; ZIPFEL, P. F. (org.). **Human and Animal Relationships, the Mycota**. Springer, Berlin, Heidelberg, 2008. p. 33-61.

KRUSKAL, W. H.; WALLIS, W. A. Use of ranks in one-criterion variance analysis. **Journal of the American Statistical Association**, v. 47, p. 583-621, 1952.

KUMAR, K. K. *et al*. Microbial biopesticides for insect pest management in India: current status and future prospects. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 165, p. 74-81, 2019.

LIMA, A. C. C. *et al*. Diagnóstico sobre o uso do MIP nas principais áreas produtoras de melão dos Estados do Rio Grande do Norte e Ceará. **Revista Agro@mbiente On-line**, v. 6, p. 172-178, 2012.

LITWIN, A.; NOWAK, M.; RÓŻALSKA, S. Entomopathogenic fungi: unconventional applications. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology**, v.19, p. 23-42, 2020.

LIU, T. X. *et al*. Biological control of *Liriomyza* leafminers: progress and perspective. **Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources**, v. 4, n. 4, p. 1-16, 2009.

LIU, T. X. *et al*. Hymenopteran parasitoids and their role in biological control of vegetable *Liriomyza* leafminers. In: LIU, T.; KANG, L. (org.). **Recent Advances in Entomological Research**. Berlin: Springer, 2011. p. 376-403.

LIU, Y., YANG, Y., WANG, B. Entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* play roles of maize (*Zea mays*) growth promoter. **Scientific Reports**, v. 12, p. 15706, 2022.

LI, Z. *et al*. Biological control of insects in Brazil and China: history, current programs and reasons for their successes using entomopathogenic fungi. **Biocontrol Science and Technology**, v. 20, n. 2, p. 117-136, 2009.

LOPES, R. B. *et al*. MALDI-TOF mass spectrometry applied to identifying species of insect-pathogenic fungi from the *Metarhizium anisopliae* complex. **Mycologia**, v. 106, n. 4, p. 865-878, 2014.

LOPES, R. B. *et al*. Virulence and horizontal transmission of selected Brazilian strains of *Beauveria bassiana* against *Cosmopolites sordidus* under laboratory conditions. **Bulletin of Insectology**, v. 64, n. 2, p. 201-208, 2011.

LOZANO-SORIA, A. *et al*. Volatile organic compounds from entomopathogenic and nematophagous fungi, repel banana black weevil (*Cosmopolites sordidus*). **Insects**, v. 11, n. 8, p. 509, 2020.

LU, H. L.; LEGER, R. J. S. T. Insect immunity to entomopathogenic fungi. **Advances in genetics**, p. 251-285, 2016.

LYTLE, A. J.; HUSETH, A. S. Impact of foliar insecticide sprays on *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae) and natural enemy populations in grain sorghum. **Crop Protection**, v. 149, p. 105764, 2021.

MANN, A. J.; DAVIS, T. S. Plant secondary metabolites and low temperature are the major limiting factors for *Beauveria bassiana* (Bals. - Criv.) Vuill. (Ascomycota: Hypocreales) growth and virulence in a bark beetle system. **Biological Control**, v. 141, p. 104130, 2020.

MANTEL, N. Evaluation of survival data and two new rank order statistics arising in its consideration. **Cancer Chemotherapy Reports**, v. 50, n. 3, p. 163-170, 1966.

MARTÍNEZ, L. C. *et al*. Susceptibility of *Demotispa neivai* (Coleoptera: Chrysomelidae) to *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* entomopathogenic fungal isolates. **Pest Management Science**, v. 78, p. 126-133, 2022.

MASCARIN, G. M.; JARONSKI, S. T. The production and uses of *Beauveria bassiana* as a microbial insecticide. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 32, p. 177, 2016.

MASCARIN, G. M. *et al*. Current status and perspectives of fungal entomopathogens used for microbial control of arthropod pests in Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 165, p. 46-53, 2019.

MASCARIN, G. M. *et al*. Phenotype responses to abiotic stresses, asexual reproduction and virulence among isolates of the entomopathogenic fungus *Cordyceps javanica* (Hypocreales: Cordycipitaceae). **Microbiological Research**, v. 216, p. 12-22, 2018.

MCGUIRE, A. V.; NORTHFIELD, T. D. Tropical occurrence and agricultural importance of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*. **Frontiers in Sustainable Food Systems**, v. 4, 2020.

MEISSLE, M.; GRABENWEGER, G.; ROMEIS, J. No interaction of fluctuating or constant temperature and virulence of entomopathogenic fungi in two noctuid species. **Journal of Pest Science**, v. 97, p. 809-823, 2024.

MEMBANG, G. *et al*. Thermal response and horizontal transmission of Cameroonian isolates of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* – Candidates for microbial controls of the banana root borer *Cosmopolites sordidus*. **Fungal Ecology**, v. 50, p. 101042, 2021.

MIGIRO, L. N. *et al*. Pathogenicity of entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) isolates to the adult pea leafminer (Diptera: Agromyzidae) and prospects of an autoinoculation device for infection in the field. **Environmental Entomology**, v. 39, n. 2, p. 468- 475, 2010.

MIGIRO, L. N. *et al*. Effect of infection by *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales: Clavicipitaceae) on the feeding and oviposition of the pea leafminer *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) on different host plants. **Biological Control**, v. 56, n. 2, p. 179-183, 2011.

MISHRA, S.; KUMAR, P.; MALIK, A. Effect of temperature and humidity on pathogenicity of native *Beauveria bassiana* isolate against *Musca domestica* L. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 39, p. 697-704, 2015.

MOTA, L. H. C. *et al*. Autoinoculation trap for management of *Hypothenemus hampei* (Ferrari) with *Beauveria bassiana* (Bals.) in coffee crops. **Biological Control**, v. 111, p. 32-39, 2017.

MUGALA T. *et al*. Review of *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) on potatoes in South Africa, with special reference to biological control using entomopathogens and parasitoids. **African Entomology**, v. 30, p. e11455, 2021.

MUGALA, T. *et al*. Entomopathogens from agricultural soil and their pathogenicity against the potato leaf miner, *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae). **Biocontrol Science and Technology**, v. 32, n. 8, p. 952-970, 2022.

MUNIZ, E. R. *et al*. Efficacy of *Metarhizium anisopliae* conidia in oil-in-water emulsion against the tick *Rhipicephalus microplus* under heat and dry conditions. **Biocontrol**, v. 65, p. 339-351, 2020.

NOUJEIM, E. *et al*. In vitro susceptibility of the pea leaf miner *Liriomyza*. **Lebanese Science Journal**, v. 16, n. 2, p. 19-26, 2015.

ORTIZ-URQUIZA, A.; KEYHANI, N. O. Action on the surface: entomopathogenic fungi versus the insect cuticle. **Insects**, v. 4, p. 357-374, 2013.

OZDEMIR, I. O. *et al*. Efficacy of the entomopathogenic fungi: *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* against the cowpea weevil, *Callosobruchus maculatus* F. (Coleoptera: Chrysomelidae: Bruchinae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 30, n. 24, 2020.

PAIXÃO, F. R. S.; FERNANDES, É. K. K.; PEDRINI, N. Thermotolerance of fungal conidia. In: Khan MdA, Ahmad W (eds) **Microbes for Sustainable Insect Pest Management: An Eco-friendly Approach.** Springer International Publishing, Cham, 2019. p. 185-196

PARRELA, M. P. Biology of *Liriomyza*. **Annual Review of Entomology**, v. 32, p. 201-226, 1987.

PARIS, H. S.; AMAR, Z.; LEV, E. Medieval emergence of sweet melons, *Cucumis melo* (Cucurbitaceae). **Annals of Botany**, v. 110, n. 1, p. 23-33, 2012.

PARRA, J. R. P.; COELHO, A. Applied biological control in Brazil: From laboratory assays to field application. **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 2, p. 1-6, 2019.

QU, S.; WANG, S. Interaction of entomopathogenic fungi with the host immune system. **Developmental and Comparative Immunology**, v. 83, p. 96-103, 2018.

QUESADA-MORAGA, E. A.; RUIZ-GARCIA, C.; SANTIAGO-ÁLVAREZ, C. Laboratory evaluation of entomopathogenic fungi *Beauveria bassian*a and *Metarhizium anisopliae* against puparia and adults of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 99, n. 6, p. 1955-1966, 2006.

QUESADA-MORAGA, E. *et al*. Ecosystem services of entomopathogenic ascomycetes. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 201, p. 108015, 2023.

R CORE TEAM. **R: A Language and Environment for Statistical Computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, 2025.

REITZ, S. R.; GAO, Y.; LEI, Z. Insecticide use and the ecology of invasive *Liriomyza* leafminer management. In: TRDAN, S. (org.). **Insecticides-development of safer and more effective technologies**. 1ª ed. Slovenia: Intech Open, 2013. p. 235-255.

ROCHA, L. I. R.; PRATISSOLI, D.; FRAGOSO, D. F. M. efeito de cores na captura de *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae) através de armadilhas adesivas. **Nucleus**, v. 13, n. 1, p. 237-242, 2016.

ROSAS-GARCÍA, N. M.; MIRELES-MARTÍNEZ, M.; VILLEGAS-MENDOZA, J. M. Detección de bassianolida y beauvericina en cepas de *Beauveria bassiana* y su participación en la actividad patogénica hacia *Spodoptera* sp. **Biotecnia**, v. 22, n. 3, p. 93-99, 2020.

SABBAHI, R. *et al*. A global perspective of entomopathogens as microbial biocontrol agents of insect pests. **Journal of Agriculture and Food Research**, v. 10, p. 100376, 2022.

SÁNCHEZ-PÉREZ, L. C. *et al*. Enzymes of Entomopathogenic Fungi, Advances and Insights. **Advances in Enzyme Research**, v. 2, n. 2, p. 65-76, 2014.

SEBRAE: Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequenas Empresas. Empregos. **Dados: Cultivo de melão**. Disponível em: https://datampe.sebrae.com.br/profile/industry/cultivo-de-melao. Acesso em: 05 mar. 2025.

SEID, A. M. *et al*. Temperature-dependent germination, growth and co-infection of *Beauveria* spp. isolates from different climatic regions. **Biocontrol Science and Technology**, v. 29, p. 411-426, 2019.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An Analysis of Variance Test for Normality (Complete Samples). **Biometrika**, v. 52, p. 591-611, 1965.

SHIMAZU, M.; ZHANG, B.; LIU, Y. Fungal pathogens of *Anoplophora glabripennis* (Coleoptera: Cerambycidae) and their virulences. **Bulletin of FFPRI**, v. 1, n. 382, p. 123-130, 2002.

SHIMAZU, M.; TAKATSUKA, J. Factors affecting poor mycelial growth on cadavers of *Monochamus alternatus* infected with an entomopathogenic fungus, *Beauveria bassiana*. **Environmental Science, Biology, Agricultural and Food Sciences**, v. 5, p. 235-242, 2006.

SILVA, F. E. L. *et al*. Toxicity of insecticides used in melon crop to *Opius scabriventris*, a natural parasitoid of *Liriomyza sativae*. **Brazilian Journal of Agricultural Sciences**, v. 15, n. 4, p. e7464, 2020.

SILVA, P. A. F. *et al*. Susceptibility of *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) populations to reduced risk insecticides. **Crop Protection**, v. 153, p. 105880, 2022.

SINHA, K. K.; CHOUDHARY, A. K.; KUMARI, P. Chapter 15 - Entomopathogenic Fungi. In: ONKAR. (eds.). **Ecofriendly Pest Management for Food Security**. Academic Press, 2016. p. 475-505.

SOUSA, L. M. *et al*. Selection of entomopathogenic fungi to control stink bugs and cotton boll weevil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 53, p. e76316, 2023.

SPARKS, T. C.; NAUEN, R. IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 121, p. 122-128, 2015.

STRACHECKA, A. *et al*. Humoral and cellular defense mechanisms in rebel workers of *Apis mellifera*. **Biology**, v. 10, p. 1146, 2021.

SUN, J.; FUXA, J. R.; HENDERSON, G. Effects of virulence, sporulation, and temperature on *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* laboratory transmission in *Coptotermes formosanus*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 84, n. 1, p. 38-46, 2003.

TAHIRA, H. G.; SAEED, S.; KHAN, F. Z. A. Entomopathogenic fungi as effective insect pest management tactic: a review. **Applied Science and Business Economics**, v. 1, p. 10-18, 2014.

TONG, S. M.; FENG, M. G. Phenotypic and molecular insights into heat tolerance of formulated cells as active ingredients of fungal insecticides. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 104, p. 5711-5724, 2020.

TRAGUST, S. *et al*. Ants disinfect fungus-exposed brood by oral uptake and spread of the poison. **Current Biology**, v. 23, n. 1, p. 76-82, 2013.

UGELVIG, L. V.; CREMER, S. Social prophylaxis: Group interaction promotes collective immunity in ant colonies. **Current Biology**, v. 17, n. 22, p. 1967-1971, 2007.

USMAN, M. *et al*. Virulence of entomopathogenic fungi to *Rhagoletis pomonella* (Diptera: Tephritidae) and interactions with entomopathogenic nematodes. **Journal of Economic Entomology**, v. 113, n. 6, p. 2627-2633, 2020.

VALANNE, S.; WANG, J. H.; RAMET, M. The *Drosophila* Toll signaling pathway. **The Journal of Immunology**, v. 186, n. 2, p. 649-656, 2011.

VEGA, F. E. *et al*. Fungal entomopathogens. In: VEGA, F. E.; KAYA, H. K. (org.). **Insect Pathology**. 2nd edition. Academic Press, Cambridge, 2012. p. 171–220.

VIDAL, C.; FARGUES, J. Climatic constraints for fungal bioinsecticides. In: EKESI, S.; MANIANIA, N. K. (org.). **Use of entomopathogenic fungi in biological pest management**. Research Signpost Inc, Kerala, 2007. p. 39-55.

WANG, D. *et al*. Susceptibility of oriental fruit fly, *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) pupae to entomopathogenic fungi. **Applied Entomology and Zoology**, v. 56, p. 269-275, 2021.

WANG, J. L. *et al*. An entomopathogenic fungus exploits its host humoral antibacterial immunity to minimize bacterial competition in the hemolymph. **Microbiome**, v. 11, n. 116, p. 1-18, 2023.

WANG, W. *et al*. Isolation and identification of entomopathogenic fungi and an evaluation of their actions against the larvae of the fall webworm, *Hyphantria cunea* (Drury) (Lepidoptera: Arctiidae). **BioControl**, v. 65, p. 101-111, 2020.

WEKESA, V. W. *et al*. Control of *Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) in cut flowers using *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae) alone and in combination with insecticides. **Journal of Entomological Science**, v. 46, n. 1, p. 80-84, 2011.

WHALEN, R. A. *et al*. Effects of diamide insecticides on predators in soybean. **Journal of Economic Entomology**, v. 109, n. 5, p. 2014-2019, 2016.

WU, S. *et al*. Environmental tolerance of entomopathogenic fungi: A new strain of *Cordyceps javanica* isolated from a whitefly epizootic versus commercial fungal strains. **Insects**, v. 11, n. 10, p. 711, 2020.

ZHANG, J. G. *et al*. Only one of three hydrophobins (Hyd1–3) contributes to conidial hydrophobicity and insect pathogenicity of *Metarhizium robertisii*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 201, p. 108006, 2023.

ZHANG, L. *et al*. Secondary metabolites from hypocrealean entomopathogenic fungi: novel bioactive compouds. **Natural Product Reports**, v. 37, n. 19, p. 1187-1206, 2020.