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

JOÃO BATISTA PINHEIRO FILHO

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE OS PARASITOIDES *Phaedrotoma scabriventris* NIXON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E *Neochrysocharis formosa* (WESTWOOD) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)

MOSSORÓ
2025

JOÃO BATISTA PINHEIRO FILHO

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE OS PARASITOIDES *Phaedrotoma scabriventris* NIXON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E *Neochrysocharis formosa* (WESTWOOD) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)

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

Linha de Pesquisa: Entomologia Agrícola

Orientador: Prof. Dr. Elton Lucio de Araujo.

.

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.

P654e Pinheiro Filho, João Batista Pinheiro Filho.
EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE OS PARASITOIDES Phaedrotoma scabriventris NIXON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E Neochrysocharis formosa (WESTWOOD) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) / João Batista Pinheiro Filho Pinheiro Filho. – 2025.
35 f. : il.

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

1. Controle microbiológico. 2. Entomopatógenos. 3. Endoparasitoides. 4. Liriomyza sativae. 5. Compatibilidade. I. Araujo, Elton Lucio de , orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automático 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.

JOÃO BATISTA PINHEIRO FILHO

EFEITO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS SOBRE OS PARASITOIDES *Phaedrotoma scabriventris* NIXON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E *Neochrysocharis formosa* (WESTWOOD) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)

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

Linha de Pesquisa: Proteção de Plantas

Defendida em: 29 / 07/ 2025

BANCA EXAMINADORA

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

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

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

_____
Dr. Alexandre Carlos Menezes Netto (EPAGRI)
Membro Examinador

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao meu orientador, Prof. Dr. Elton L. Araujo, pelo apoio na pesquisa, aprendizado e incentivos ao longo desses anos.

À minha família, principalmente aos meus pais, Edileuma e João, pelo esforço, dedicação e por sempre acreditarem em mim. Eu não estaria aqui se não fossem suas lutas.

Agradeço à Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), pela qual tenho tanto apreço, instituição onde realizei minhagraduação e agora concluo o mestrado.

Agradeço ao Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia da UFERSA, e a todo o corpo docente do programa.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de mestrado.

Agradeço a todos os integrantes do Laboratório de Entomologia Aplicada da UFERSA, por todos os bons momentos, em especial ao grupo Minadora.

Aos membros Banca Examinadora, pela disponibilidade e contribuições no aperfeiçoamento deste trabalho.

Ao Weslley Misael, que me acompanhou desde o início da graduação, em 2016, na UFERSA, e se faz presente até hoje, incentivando e apoiando minhas escolhas acadêmicas e pessoais.

RESUMO

Phaedrotoma scabriventris Nixon (Hymenoptera: Braconidae) e *Neochrysocharis formosa* (Westwood) (Hymenoptera: Eulophidae) são parasitoides utilizados no controle da mosca-minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) na cultura do meloeiro (*Cucumis melo* L.), no semiárido brasileiro. Outros agentes biológicos que vêm sendo utilizados no controle de pragas do meloeiro são os fungos entomopatogênicos. Contudo, ainda não se têm informações sobre os efeitos desses fungos sobre parasitoides da mosca-minadora. Portanto, diante do crescente uso desses fungos para o controle de pragas no meloeiro, o objetivo deste estudo foi avaliar o efeito dos fungos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Cordyceps javanica* sobre os parasitoides *N. formosa* e *P. scabriventris*, em condições de laboratório. O trabalho foi realizado no Laboratório de Entomologia Aplicada da UFERSA, em Mossoró – RN. Foram avaliados cinco tratamentos: três fungos entomopatogênicos, além de uma testemunha negativa (água destilada) e uma positiva (Abamectina). Parasitoides fêmeas foram expostas por 24 h a resíduos secos dos produtos, em placas de Petri, sendo quatro indivíduos por placa, com um total de 40 parasitoides por tratamento. Após a exposição aos tratamentos, os parasitoides foram transferidos para arenas plásticas, onde permaneceram por 10 dias. A mortalidade dos parasitoides foi avaliada diariamente. Os parasitoides que morriam eram colocados em placas de Petri e acondicionados em B.O.D, para verificar o crescimento micelial dos fungos. A análise de sobrevivência foi feita através do teste de Kaplan-Meier. Nos tratamentos com fungos entomopatogênicos, houve uma mortalidade inferior a 25% dos parasitoides *N. formosa* e *P. scabriventris*, ao final das avaliações. Por outro lado, a testemunha positiva (TP - Abamectina) apresentou mortalidade de 100%. Dentre todos os indivíduos mortos no decorrer do experimento, em apenas um exemplar houve crescimento micelial. Desse modo, é possível concluir que esses dois grupos de agentes de controle biológico avaliados, fungos entomopatogênicos e parasitoides, são compatíveis.

Palavras-chave: Controle microbiológico; Entomopatógenos; Endoparasitoides; *Liriomyza sativae*; Compatibilidade.

ABSTRACT

Phaedrotoma scabriventris Nixon (Hymenoptera: Braconidae) and *Neochrysocharis formosa* (Westwood) (Hymenoptera: Eulophidae) are parasitoids used to control the leafminer *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) in melon crops (*Cucumis melo* L.) in the Brazilian semiarid region. Other biological control agents have been employed against melon pests including entomopathogenic fungi. However, there is still little information available regarding the effects of these fungi on leafminer parasitoids. Therefore, given the increasing use of these fungi for pest management in melon cultivation, this study evaluated the effect of the fungi *Beauveria bassiana, Metarhizium anisopliae*, and *Cordyceps javanica* on the parasitoids *N. formosa* and *P. scabriventris* under laboratory conditions. The study was conducted at the Applied Entomology Laboratory of UFERSA, in Mossoró, RN, Brazil. Five treatments were evaluated: three entomopathogenic fungi, along with a negative control (distilled water) and a positive control (Abamectin). Female parasitoids were exposed for 24 hours to dry residues of the products in Petri dishes, with four individuals per dish and a total of 40 parasitoids per treatment. After exposure, the parasitoids were transferred to plastic arenas, where they remained for ten days. Parasitoid mortality was evaluated daily. Dead parasitoids were placed in Petri dishes and kept in a B.O.D. incubator to confirm fungal mycelial growth. Survival analysis was performed using the Kaplan-Meier test. In the treatments with entomopathogenic fungi, mortality of *N. formosa* and *P. scabriventris* did not exceed 25% by the end of the observation period. In contrast, the positive control (Abamectin) caused 100% mortality. Among all dead individuals throughout the experiment, fungal mycelial growth was observed on only one specimen. These results suggest that the two groups of biological control agents evaluated—entomopathogenic fungi and parasitoids—are compatible under laboratory conditions.

Keywords: Microbial control; Entomopathogens; Endoparasitoids; *Liriomyza sativae*; Compatibility.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), para o parasitoide *Neochrysocharis formosa*. 25

Figura 2. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), para o parasitoide *Phaedrotoma scabriventris*..... 26

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Produtos e concentrações utilizadas nos tratamentos. 21

Tabela 2. Índice de sobrevivência para ambos os parasitoides estudados. 23

Tabela 3. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier para o parasitoide *Neochrysocharis formosa* 24

Tabela 4. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier para o parasitoide *Phaedrotoma scabriventris* 26

LISTA DE ABREVIAÇÕES

B.O.D - Biochemical Oxygen Demand.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística.

MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento.

MIP – Manejo Integrado de Pragas.

UFERSA - Universidade Federal Rural do Semi-Árido.

UR - Umidade Relativa

LISTA DE SÍMBOLOS

% - Porcentagem

± - Mais ou menos

® - Marca-registrada

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL 13
2. REVISÃO DE LITERATURA 15
2.1 O MELOEIRO 15
2.2 MOSCA-MINADORA 15
2.3 CONTROLE BIOLÓGICO 17
2**.3.1 Parasitoides 17**
2.3.2 Fungos entomopatogênicos 18
3. MATERIAL E MÉTODOS 18
3.1 LOCAL DE ESTUDO 19
3.2 CRIAÇÕES DOS INSETOS 19
3.3 TESTE DE COMPATIBILIDADE 20
3.4 ANÁLISE DOS DADOS 21
4. RESULTADOS 22
5. DISCUSSÃO 27
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS 29
REFERÊNCIAS 30

1. INTRODUÇÃO GERAL

O melão (*Cucumis melo* L.) é uma olerícola pertencente à família Cucurbitaceae (Yuri, 2025). O cultivo do meloeiro no Brasil está concentrado no Nordeste, onde os estados do Rio Grande do Norte, Bahia e Ceará respondem por mais de 90% da produção (IBGE, 2023). Por apresentar um ciclo de cultivo curto e escalonado, a cultura do melão favorece a ocorrência de algumas pragas nas áreas de cultivo (Zverev et al., 2023; Yuri, 2025).

A mosca-minadora *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae) é considerada uma praga-chave na cultura do meloeiro no semiárido brasileiro (Sousa et al., 2021; Sousa et al., 2023a). Os danos causados por *L. sativae* são resultantes das minas geradas pela alimentação das larvas, que consomem o mesófilo foliar, podendo, em altas infestações, provocar uma diminuição na capacidade fotossintética das plantas, o que, consequentemente, reduz os sólidos solúveis (°Brix) (Araujo et al., 2013; Costa et al., 2017).

Entre as técnicas utilizadas no manejo integrado da mosca-minadora, destaca-se o controle biológico, pela sua segurança no uso e conservação ambiental. O controle biológico é considerado um fenômeno natural que regula o número de plantas e animais por meio de inimigos naturais. Esses inimigos naturais são compostos por predadores, parasitoides e entomopatógenos (Alston, 2011; Fontes et al., 2020).

Neochrysocharis formosa (Westwood) (Hymenoptera: Eulophidae) é um endoparasitoide idiobionte registrado para o controle da mosca-minadora, no Brasil (AGROFIT, 2025). Este parasitoide pode resistir às altas temperaturas presentes no Nordeste do país (Osmankhil et al., 2010; Luna et al., 2011; Ferraz; Santos; Lemos, 2020) e uma vez presente na cultura pode auxiliar no controle da mosca-minadora (Costa-Lima; Parra; Chagas, 2022).

Outro parasitoide utilizado no manejo da mosca-minadora é o *Phaedrotoma scabriventris* Nixon (Hymenoptera: Braconidae), um endoparasitoide solitário e cenobionte de larvas de minadoras (Sousa et al., 2023a), amplamente relatado na América do Sul (Van Achterberg; Salvo, 1997; Araujo et al., 2007b; Foba et al., 2015). Estudos demonstraram sua alta eficiência no parasitismo de *L. sativae*, sendo promissor para uso em estratégias de controle biológico integrado (Foba et al., 2015; Costa-Lima; Chagas; Parra, 2019; Sousa et al., 2023a).

Ainda dentro do Manejo Integrado de Pragas (MIP), outra técnica utilizada é o uso de fungos entomopatogênicos, que podem infectar naturalmente um número diverso

de insetos simultaneamente (Sousa et al., 2023b). Os fungos penetram no corpo dos insetos, liberando toxinas que causam sua morte; em seguida, geralmente, o fungo emerge e esporula na superfície do cadáver, podendo assim, infectar outros indivíduos (Alves, 2014; Bamisile et al., 2019; Sousa et al., 2023b).

Ainda não há produtos registrados à base de fungos entomopatogênicos para o controle de *Liriomyza* spp. Entretanto, no cultivo do meloeiro são utilizados alguns produtos à base de fungos para combater outras pragas (AGROFIT, 2025). Dessa forma, a minadora e seus inimigos naturais estão sendo expostos a esses produtos à base de fungos. Portanto, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito de fungos entomopatogênicos sobre os parasitoides *N. formosa* e *P. scabriventris*, em condições de laboratório.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 O MELOEIRO

O cultivo do meloeiro é um dos principais segmentos agrícolas no Nordeste do Brasil, onde o Rio Grande do Norte, a Bahia e o Ceará correspondem a mais de 90% da produção brasileira (IBGE, 2023), sendo assim uma das maiores fontes de renda da agricultura para essa região. A maior parte dos melões produzidos são exportados para o exterior, fazendo do melão um produto com grande valor econômico não apenas local, mas também mundial (Gazzola et al., 2020).

Segundo Gazzola et al. (2020), o Brasil está na 3ª colocação em ordem de participação no valor da exportação mundial de melão, durante os anos de 2008 a 2018, sendo também o melão a segunda fruta mais exportada do mundo em 2020.

O meloeiro apresenta um ciclo de cultivo curto e escalonado, o que pode dificultar o controle fitossanitário, favorecendo a permanência de algumas pragas nos locais de cultivo (Zverev et al., 2023; Yuri, 2025). Desse modo, estima-se que sejam feitas várias aplicações de inseticidas no decorrer do ciclo dessa cultura, podendo ocorrer o risco de deixar resíduos nos frutos além dos limites permitidos, o que pode acabar dificultando a exportação dos frutos para países consumidores (Guimaraes et al., 2009; Hejazi; Grant; Peterson, 2022).

2.2 MOSCA-MINADORA

A mosca-minadora é um inseto pertencente à ordem Diptera, família Agromyzidae e do gênero *Liriomyza*. Nessa família, o gênero *Liriomyza* contém mais de 300 espécies amplamente distribuídas; porém, a maioria ocorre naturalmente em regiões temperadas (Parrella, 1987; Guimaraes et al., 2009; Sousa et al., 2021; Sousa et al., 2023a). É considerada uma grave praga de diversas plantas cultivadas, com plantas hospedeiras nas famílias Cucurbitaceae, Leguminosae, Solanaceae (Guimaraes et al., 2009; Grigoryan, 2019).

Dentre as espécies de *Liriomyza*, 23 são relatadas como sendo economicamente importantes, por ocasionarem danos a plantas de importância agrícola (Murphy; Lasalle, 1999). As três principais espécies de importância econômica no Brasil são *Liriomyza*

huidobrensis (Blanchard), *Liriomyza sativae* Blanchard e *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Gallo et al., 2002; Guimaraes et al., 2009; Xuan et al., 2023).

Para a região do semiárido, a espécie mais comum é *L. sativae* (Araujo et al., 2013), um inseto polífago, com importância econômica para várias culturas. As fêmeas de *L. sativae* depositam seus ovos no mesófilo foliar, que durante seu desenvolvimento, as larvas crescem e se alimentam desse mesófilo, formando minas (Araujo et al., 2007b; Araujo et al., 2013; Bragard et al., 2020).

O ciclo de vida de *L. sativae* pode ser contínuo em regiões de altas temperaturas, apresentando diversas gerações sobrepostas ao longo do ano. A 25 °C, o desenvolvimento completo pode ocorrer em aproximadamente 15 dias (Araujo et al., 2013). Nesse intervalo, os ovos levam cerca de três dias para a eclosão; as larvas passam por três ínstares, com duração de aproximadamente quatro dias, até atingirem o estágio de pré-pupa e pupa, fase em que permanecem no solo por cerca de nove dias até a emergência dos adultos (Araujo et al., 2013; Bragard et al., 2020).

O dano direto causado pela mosca-minadora é resultante das minas geradas pela alimentação das larvas e pela perfuração da folha para a oviposição e alimentação dos adultos (Musgrave et al., 1975). A alimentação do mesófilo foliar causada pelas larvas provoca uma diminuição na capacidade fotossintética das plantas, o que reduz, consequentemente, os sólidos solúveis (°Brix) (Araujo et al., 2013; Costa et al., 2017). A alimentação intensiva causa também a perda de folhas imaturas, levando à diminuição da sombra e à exposição dos frutos à queima solar (Guimaraes et al., 2009; Araujo et al., 2013; Costa et al., 2017; Grigoryan, 2019). Além disso, *L. sativae* traz consequências diretas na produção e comercialização dos frutos, podendo proporcionar uma perda de 10 a 15% (Araujo et al., 2007b).

Com isso, os produtores gastam cada vez mais com a utilização de inseticidas sintéticos para o controle da minadora, de acordo com Araujo et al. (2007). Durante a safra de 2004/2005, a minadora foi responsável por um aumento no custo de produção de R$900,00 por hectare, o que atualmente, em 2025, corresponde a cerca de R$2.609,15 (IPCA, 2025). Mas o uso constante dos inseticidas pode causar riscos ao meio ambiente e aos consumidores (Moreira et al., 2002), além de dificultar ou até mesmo impedir a exportação, devido às restrições e limites impostos pelo mercado externo, podendo também favorecer a resistência desse inseto a determinados inseticidas (Guimaraes et al., 2009; Hejazi; Grant; Peterson, 2022; Nguyen et al, 2024).

2.3 CONTROLE BIOLÓGICO

O manejo integrado de pragas (MIP) tem como objetivo minimizar o uso de inseticidas através da implementação de técnicas integradas, que levam em consideração os aspectos ambientais, sociais e econômicos (Kogan, 1998; Gallo et al., 2002). Dentre as técnicas utilizadas, destaca-se o controle biológico, por sua segurança no uso e conservação ambiental (Van Lenteren et al., 2020).

O controle biológico é um fenômeno natural que regula o número de plantas e animais através de inimigos naturais. Esses inimigos naturais são compostos por predadores, parasitoides e entomopatógenos (Alston, 2011; Fontes et al., 2020). Para o gênero *Liriomyza,* já são conhecidas mais de 150 espécies de parasitoides, sendo que as principais famílias associadas a esse gênero são Eulophidae, Braconidae e Figitidae (Liu et al., 2011, 2009; Çikman; La Salle, 2011).

2.3.1 Parasitoides

Para a mosca-minadora no Brasil já se tem um parasitoide registrado como produto comercial: *Neochrysocharis formosa* Westwood (Hymenoptera: Eulophidae) (AGROFIT, 2025). Ele é um parasitoide da família Eulophidae classificado como endoparasitoide idiobionte. São conhecidos por serem polífagos, sendo registrados como parasitoide para mais de 100 espécies (Luna et al., 2011; Osmankhil et al., 2010).

Neochrysocharis formosa apresenta alta adaptabilidade e pode suportar temperaturas elevadas (Damasceno et al., 2018; Jing-Li et al., 2022). Esse parasitoide é apontado como um dos principais inimigos naturais para o gênero *Liriomyza,* tanto pela alta frequência em levantamentos populacionais, como pelo seu alto nível de parasitismo (Luna et al., 2011; Ferraz; Santos; Lemos, 2020).

Em campo, também já são encontrados outros parasitoides para a mosca-minadora. Na América do Sul, outro parasitoide também relatado (Van Achterberg; Salvo, 1997; Araujo et al., 2007b) é o *Phaedrotoma scabriventris* Nixon (Hymenoptera: Braconidae), ele é um braconídeo classificado como endoparasitoide solitário e cenobionte, que parasita larvas da minadora (Sousa et al., 2023a). É importante parasitoide responsável por suprimir espécies do gênero *Liriomyza* na Argentina, Peru, Chile e Brasil (Foba et al., 2015).

Estudos realizados pelos Chabi-Olaye, Mwikya e Fiaboe (2013) demonstraram que *P. scabriventris* apresentou um alto desempenho no parasitismo das três principais espécies de *Liriomyza*: *L. huidobrensis*, *L. sativae* e *L. trifolii*. Quando comparado a

outros parasitoides, *P. scabriventris* apresentou um número maior de larvas parasitadas, como também apresentou uma boa interação com outros parasitoides, podendo, assim, ser usado em conjunto no controle *Liriomyza* spp. (Costa-Lima; Chagas; Parra, 2014; Foba et al., 2015; Sousa et al., 2023a).

2.3.2 Fungos entomopatogênicos

Outro método bastante utilizado no MIP é o controle biológico com fungos entomopatogênicos, que são microrganismos habitantes de solo capazes de infectar naturalmente diferentes espécies de artrópodes, podendo infectar um número abundante de insetos ao mesmo tempo (Sousa et al., 2023b).

O mecanismo de infecção dos fungos entomopatogênicos é pela penetração do tegumento, pela cutícula. Inicialmente, os conídios aderem-se à cutícula e germinam. Já dentro do inseto o fungo prolifera, liberando toxinas que causam a morte do hospedeiro. Após a morte, o fungo emerge e esporula na superfície do cadáver, dissipando novos conídios que podem infectar outros insetos (Alves, 2014; Bamisile et al., 2019; Sousa et al., 2023b).

Metarhizium anisopliae, Beauveria bassiana e *Cordyceps javanica* (Hypocreales: Clavicipitaceae) estão entre os fungos entomopatogênicos mais estudados e utilizados, sendo a América do Sul responsável pela produção de grande parte desses produtos à base de fungos (Faria; Wraight, 2007). Esses fungos são conhecidos principalmente pelo controle de pragas pertencentes às ordens Diptera, Hemiptera e Lepidoptera (Inglis et al., 2001; Faria; Wraight, 2007; Wu et al., 2023)

Ainda não existe produto à base de fungos entomopatogênicos registrado para o controle da mosca-minadora. No entanto, já vêm sendo feitas algumas pesquisas com o gênero *Liriomyza,* utilizando alguns fungos como o *M. anisopliae*, *B. bassiana* (Migiro et al., 2011; Mugala et al., 2022a, 2022b).

Apesar da falta de produtos à base de fungos para a mosca-minadora, no meloeiro já vem sendo utilizados fungos registrados para outras pragas, como a mosca-branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) (AGROFIT, 2025). Com isso, a minadora e seus inimigos naturais estão sendo expostos a esses produtos à base de fungos entomopatogênicos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCAL DE ESTUDO

O estudo foi desenvolvido no Laboratório de Entomologia Aplicada do Departamento de Ciências Agronômicas e Florestais, da Universidade Rural Federal do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró-RN, Brasil.

3.2 CRIAÇÕES DOS INSETOS

Os insetos utilizados nos ensaios foram provenientes de criações já existentes no Laboratório de Entomologia Aplicada da UFERSA. As criações são mantidas em salas climatizadas (temperatura de 25°C, umidade relativa de 50%, fotófase de 12h). As populações iniciais foram obtidas no município de Mossoró-RN.

Para manter a criação da mosca-minadora, mudas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*) foram produzidas em bandejas e mantidas em casa de vegetação até o desenvolvimento de duas folhas cotiledonares bem formadas. Após isso, as mudas eram levadas para o laboratório e infestadas em gaiolas de criação (50 x 50 x 50 cm), contendo adultos da mosca-minadora, por um período de 10h. Após a infestação, as plantas eram novamente levadas para a casa de vegetação, onde permanecem por um período de cinco dias. As mudas contendo larvas de 3º ínstar da mosca eram levadas para o laboratório, onde era realizado o corte das folhas. Em seguida, essas folhas cortadas eram acondicionadas em bandejas de polietileno brancas (50 cm comprimento × 30 cm largura × 9,7 cm altura). Após cinco dias, os pupários eram coletados com auxílio de pinceis e acondicionados em placas de Petri, onde permaneciam até a emergência dos adultos.

A criação do parasitoide *P. scabriventris* foi feita com base na metodologia descrita por Sousa et al. (2023), onde plantas de *C. ensiformis* infestadas com larvas de 2º ínstar foram colocadas em gaiolas de criação contendo os adultos de *P. scabriventris*. As larvas eram expostas ao parasitismo por 24h. Após esse período, as plantas eram transferidas para bandejas para obtenção dos pupários. Os pupários obtidos eram armazenadas em tubos de ensaio, onde permanecem até a emergência dos parasitoides.

Para multiplicação de *N. formosa,* plantas infestadas com larvas de terceiro ínstar da mosca-minadora eram levadas para as gaiolas de criação contendo os adultos de *N. formosa*, onde permaneceram por 24h. Em seguida, as plantas eram novamente levadas para a casa de vegetação, onde ficavam por um período de quatro dias, tempo necessário para o desenvolvimento e pupação dos parasitoides nas folhas. Após esse período, as

folhas contendo os pupários do parasitoide eram retiradas das plantas, colocadas em placas de Petri, fechadas plástico filme, onde permaneceram até a emergência dos adultos.

3.3 TESTE DE COMPATIBILIDADE

Para o experimento foram utilizados três produtos comerciais à base de fungos: *B. bassiana*, *C. javanica* e *M. anisopliae*. Como testemunha negativa foi utilizado um tratamento com água destilada, e como testemunha positiva, foi utilizado um inseticida a base de Abamectina (Tabela 1). Todos os produtos comerciais foram dosados com base na recomendação da bula, e o experimento foi realizado em Delineamento Inteiramente Casualizado (DIC).

Os testes foram realizados expondo parasitoides fêmeas com até cinco dias de idade aos resíduos secos dos produtos avaliados, metodologia adaptada por Beris et al. (2013). Para a realização dos experimentos, foram utilizadas 10 placas de Petri para cada um dos cinco tratamentos, onde, em cada placa eram colocadas quatro fêmeas adultas do parasitoide estudado, totalizando 40 fêmeas por tratamento. As fêmeas de ambos os parasitoides foram identificados pela presença do ovipositor.

A aplicação dos produtos na placa de Petri foi realizada utilizando pipetas, onde, em cada placa, foi aplicado 0,1 mL da solução dos produtos nas dosagens estabelecidas em bula (Tabela 1), e espalhado de maneira uniforme com auxílio de um pincel. Após espalhar o produto, a placa era colocada para secar em uma sala do laboratório. Após a secagem, que durou em média 15 minutos, em cada uma das placas de Petri foram colocadas quatro fêmeas adultas. Em seguida, as placas contendo os insetos foram armazenadas em uma B.O.D (25°C, UR 70±10% e fotoperíodo 12h), onde permaneceram por 24h, para garantir a exposição dos insetos aos tratamentos. Durante esse período, foi feita a avaliação de mortalidade dos parasitoides nas placas de Petri em diferentes intervalos (1h, 3h, 6h, 9h, 12h e 24h).

Após as 24h de exposição, os parasitoides foram transferidos para arenas plásticas (500 mL), onde cada placa de Petri possuía sua própria arena plástica de forma isolada. As arenas também foram mantidas em BOD (25°C, UR 70%±10 e fotoperíodo 12h) e os parasitoides alimentados com mel a 50% e água. A avaliações da mortalidade foi realizada diariamente, durante 10 dias (264h), tempo necessário que os fungos precisam para causar a mortalidade dos hospedeiros, onde segundo o Ozdemir et al.

(2020), esse tempo pode variar, chegando até 7 dias. Todos os ensaios foram replicados duas vezes.

Durante as avaliações, os insetos encontrados mortos, que apresentavam ausência de resposta ao toque, foram coletados e feita uma desinfecção superficial, para evitar a proliferação de fungos secundários. A desinfecção foi realizada utilizando uma metodologia adaptada de Fernandes et al. (2010): primeiro, os parasitoides eram desinfectados com álcool a 70%, em seguida com uma solução de hipoclorito de sódio a 5%, onde ficaram durante 10 segundos, e, por fim foram lavados em água destilada. Após essa desinfecção os insetos foram acondicionados em placas de Petri contendo um algodão umedecido para se observar o crescimento micelial.

Tabela 1: Produtos e concentrações utilizadas nos tratamentos.

Produtos Comercial	Empresa	Ingrediente ativo	Isolado	Concentração	Doses
Granada®	Lallemand Soluções Biológicas LTDA	*Beauveria bassiana*	IBCB 66	$1x10^{10}$ UFC/g	75 g/ha
Lalguard java®	Lallemand Soluções Biológicas LTDA	*Cordyceps javanica*	BRM 27666	$1x10^{10}$ c.v./mL	200 g/ha
Optimun®	TOPBIO Sistemas Biológicos	*Metarhizium anisoplae*	IBCB 425	$1{,}5x10^{9}$ UFC/g	500 g/ha
VERTIMEC® 18 EC	Syngenta Proteção de Cultivos Ltda	Abamectina	-	18 g/L	100 ml/ 100 L

3.4 ANÁLISE DOS DADOS

O índice de sobrevivência dos indivíduos foi avaliado no período de 1 dia (24h) e 11 dias (264h) pelo teste de médias Kruskal-Wallis, com comparação entre os tratamentos pelo teste de Bonferroni, adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$). Também foi realizada a análise de sobrevivência dos indivíduos por meio do método de Kaplan-Meier, com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$). Foram estimadas as medianas de tempo de sobrevivência (horas) e as respectivas probabilidades

acumuladas de sobrevivência para cada tratamento. As análises foram realizadas utilizando o programa R (R Core Team 2025).

4. RESULTADOS

O parasitoide *N. formosa* apresentou uma sobrevivência média superior a 90% nas primeiras 24h em todos os tratamentos com fungos entomopatogênicos (Tabela 2). A sobrevivência de *N. formosa* observada nos três entomopatógenos avaliados não diferiu significativamente da testemunha com água destilada (P>0,05), que apresentou sobrevivência média de 97,5%. Contudo, o tratamento com Abamectina causou uma baixa sobrevivência ao *N. formosa* (12,5%), diferindo significativamente dos demais tratamentos (P<0,05) (Tabela 2).

Após 11 dias (264h), os indivíduos do *N. formosa* expostos aos tratamentos com fungos mantiveram uma sobrevivência igual ou superior a 70%, sendo estatisticamente semelhantes ao tratamento com água destilada (P>0,05). A sobrevivência aos tratamentos com entomopatógenos variou entre 75% para *M. anisopliae* e 80% para *B. bassiana* e *C. javanica* (Tabela 2). No tratamento com Abamectina a sobrevivência foi de 0%, sendo significativamente diferente dos outros tratamentos (Tabela 2).

Nas primeiras 24h *P. scabriventris* apresentou 100% de sobrevivências aos tratamentos com fungos entomopatogênicos, sendo estatisticamente semelhantes ao tratamento com água destilada (P>0,05), que também apresentou 100% de sobrevivência. No tratamento com Abamectina, apenas 35% dos exemplares de *P. scabriventris* sobreviveram nas primeiras 24h de exposição, diferindo significativamente dos demais tratamentos (P<0,05) (Tabela 2).

Aos 11 dias (264h), *P. scabriventris* manteve uma alta sobrevivência nos tratamentos com os entomopatógenos, onde a sobrevivência variou entre 85% para *C. javanica* e de 90% para *B. bassiana* e *M. anisopliae*, semelhante estatisticamente ao tratamento com água destilada (P>0,05), em que a sobrevivência foi de 90% (Tabela 2). Com Abamectina, todos os indivíduos de *P. scabriventris* estavam mortos no 11° dia, diferindo significativamente dos demais tratamentos (P<0,05) (Tabela 2).

Tabela 2. Índice de sobrevivência para ambos os parasitoides estudados.

Neochrysocharis formosa							
Tratamentos	1º Dia (24h)				11º dia (264h)		
	Número inicial	Número de Sobreviventes	Rank	Média de Sobrevivência (%)	Número de Sobreviventes	Rank	Média de Sobrevivência (%)
Água destilada	40	39	32,0	97,5 a	33	31,7	83 a
B. bassiana	40	37	27,9	92,5 a	32	31,5	80 a
C. javanica	40	39	32,0	97,5 a	32	31,5	80 a
M. anisopliae	40	38	29,9	95,0 a	30	28,5	75 a
Abamectina	40	10	5,9	12,5 b	0	5,5	0 b
Phaedrotoma scabriventris							
Tratamentos	1º Dia (24h)				11º dia (264h)		
	Número inicial	Número de Sobreviventes	Rank	Média de Sobrevivência (%)	Número de Sobreviventes	Rank	Média de Sobrevivência (%)
Água destilada	40	40	30,5	100 a	36	30,6	90 a
B. bassiana	40	40	30,5	100 a	36	30,6	90 a
C. javanica	40	40	30,5	100 a	34	30,2	85 a
M. anisopliae	40	40	30,5	100 a	36	30,6	90 a
Abamectina	40	14	5,5	35 b	0	5,5	0 b

Tabela com o índice de sobrevivência calculado pelo teste de medias Kruskal-Wallis, com comparação entre os tratamentos pelo teste de Bonferroni, adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), para *Neochrysocharis formosa* e *Phaedrotoma scabriventris.* Número inicial – Número de indivíduos no início do experimento; Número de Sobreviventes – Número de indivíduos que sobreviveram; Rank – Posição ordinal; Média de Sobrevivência – Média de sobrevivência em porcentagem.

Para *N. formosa,* não foi possível calcular a mediana do tempo de sobrevivência pelo método de Kaplan-Meier para os tratamentos com fungos entomopatogênicos e a testemunha com água destilada, pois em nem um deles a sobrevivência foi inferior a 50%. No entanto, os tempos médios de sobrevivência (T. Med), que indicaram maior longevidade dos indivíduos, foram observados nos tratamentos com água destilada (248,58 h), *C. javanica* (232,20 h), *B. bassiana* (230,15 h) e *M. anisopliae* (228,60 h) (Tabela 3). O tratamento com Abamectina apresentou o menor tempo médio de sobrevivência com 20,38 h (Tabela 3), sendo a mediana do tempo de sobrevivência de 50% dos indivíduos estimada em 12 h. (Figura 1).

Tabela 3. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier para o parasitoide *Neochrysocharis formosa.*

Tratamentos	N. Inicial	Mortalidade	T. Med (h)	Ep (h)	Mediana (h)	0.95LCL (h)	0.95UCL (h)
Água destilada	40	7	248,58	7,91	-	-	-
B. bassiana	40	8	230,15	11,57	-	-	-
C. javanica	40	8	232,20	10,95	-	-	-
M. anisopliae	40	10	228,60	11,38	-	-	-
Abamectina	40	40	20,38	2,96	12	6	24

Tabela com a análise de Kaplan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), onde o N. Inicial representa o número inicial de indivíduos; Mortalidade representa o número de mortes no decorrer do experimento; T. Med representa a média do tempo de sobrevivência restrita; Ep representa o erro padrão da média de sobrevivência restrita; Mediana representa a mediana do tempo de sobrevivência (tempo em que 50% dos indivíduos ainda sobrevivem). 0.95LCL / 0.95UCL representa o Intervalo de confiança de 95% para a mediana do tempo de sobrevivência.

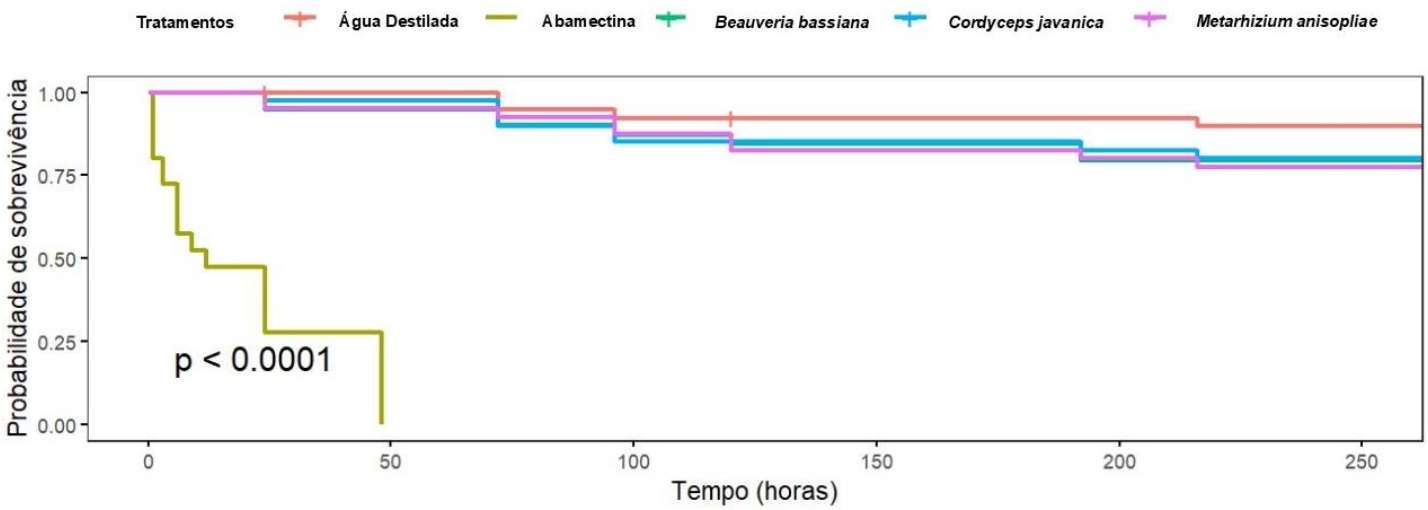


Figura 1. Análise de sobrevivência pelo método de Kaplan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), para o parasitoide *Neochrysocharis formosa.*

Para *P. scabriventris,* também não foi possível calcular a mediana do tempo de sobrevivência pelo método de Kaplan-Meier para os tratamentos com fungos entomopatogênicos e a testemunha com água destilada. No entanto, os tempos médios de sobrevivência (T. Med) indicaram que as maiores longevidades dos indivíduos foram nos tratamentos com água destilada (255,60 h), *B. bassiana* (245,40 h), *M. anisopliae* (244,80 h) e *C. javanica* (229,20 h) (Tabela 4). Já o tratamento com Abamectina apresentou o menor tempo médio de sobrevivência com 14,85 h (Tabela 4), sendo que a mediana do tempo de sobrevivência de 50% dos indivíduos foi estimada em 9 h (Figura 2).

Tabela 4. Análise de sobrevivência pelo método de Kaplan-Meier para o parasitoide *Phaedrotoma scabriventris.*

Tratamentos	N. Inicial	Mortalidade	T. Med (h)	Ep (h)	Mediana (h)	0.95LCL (h)	0.95UCL (h)
Água destilada	40	4	255,60	4,69	-	-	-
B. bassiana	40	4	245,40	9,20	-	-	-
C. javanica	40	6	229,20	13,14	-	-	-
M. anisopliae	40	4	244,80	9,53	-	-	-
Abamectina	40	40	14,85	2,37	9	6	24

Tabela com a análise de Klapan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), onde os tratamentos são: T - Água destilada, T1 - *Beauveria bassiana;* T2 - *Cordyceps javanica;* T3 - *Metarhizium anisopliae;* TP – Abamectina. O N. Inicial representa o número inicial de indivíduos; Mortalidade representa o número de mortes no decorrer do experimento; T. Med representa a média do tempo de sobrevivência restrita; Ep representa o erro padrão da média de sobrevivência restrita; mediana representa a mediana do tempo de sobrevivência (tempo em que 50% dos indivíduos ainda sobrevivem). 0.95LCL / 0.95UCL representa o Intervalo de confiança de 95% para a mediana do tempo de sobrevivência.

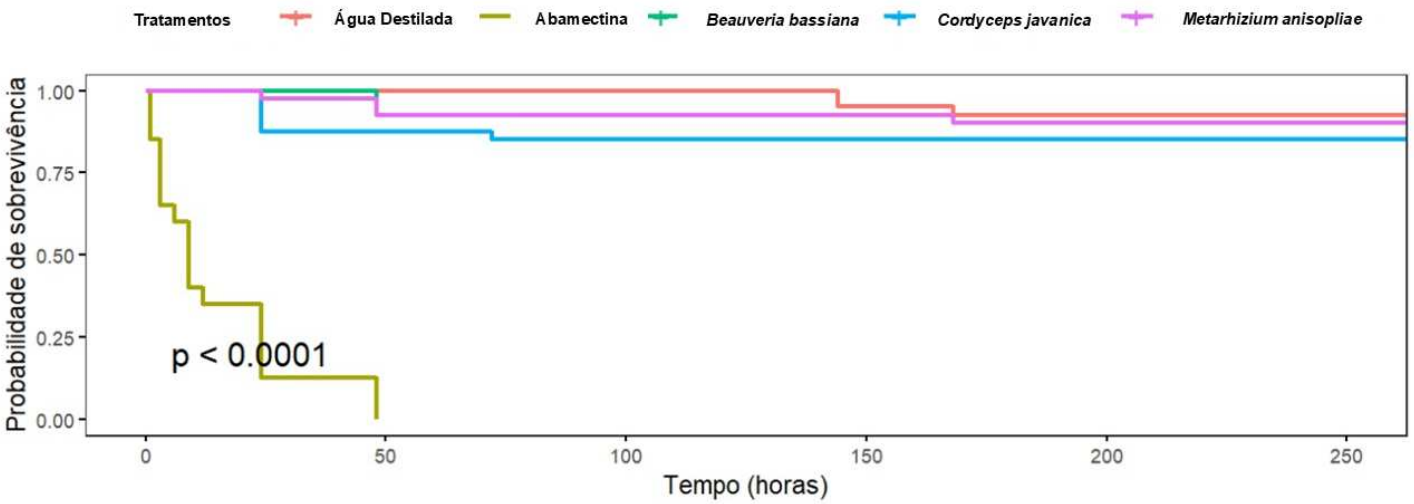


Figura 2. Análise de sobrevivência pelo método de Klapan-Meier com comparação entre os tratamentos efetuada pelo teste de log-rank (Mantel-Cox), adotando-se um nível de significância de 5% ($p<0,05$), para o parasitoide *Phaedrotoma scabriventris.*

Com relação ao crescimento micelial, em ambas as espécies de parasitoides, apenas *P. scabriventris* apresentou um único indivíduo com o crescimento micelial após a morte dos adultos, no tratamento com o *M. anisopliae*, o que para o tratamento correspondeu a 2,5% dos indivíduos.

5. DISCUSSÃO

Os tratamentos com os fungos entomopatogênicos mostraram compatibilidade com os parasitoides estudados, em que *N. formosa* apresentou uma sobrevivência mínima de 75% no tratamento com *M. anisopliae,* e *P. scabriventris* apresentou sobrevivência mínima de 85% no tratamento com o *C. javanica.* Resultados semelhantes foram encontrados por Rossoni et al. (2016), utilizando os mesmos isolados (IBCB 425 e IBCB 66) de *M. anisopliae* e *B. bassiana*; os autores também verificaram baixa mortalidade aos parasitoides *Palmistichus elaeisis, Tetrastichus howardi, Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae).

Por outro lado, apenas o tratamento com o inseticida à base de Abamectina, apresentou uma sobrevivência de 0% em ambos os parasitoides estudados. Quando comparados os tratamentos à base de fungos, percebe-se uma diferença significativa na sobrevivência. Esses resultados também foram observados por Silva et al. (2020), em que, utilizando inseticidas à base de Abamectina, *P. scabriventris* apresentou sobrevivência de 0%.

Alguns trabalhos realizados com parasitoides das famílias: Ichneumonidae e Braconidae (Husberg; Hokkanen, 2001; Rossoni et al., 2014a, 2014b) também mostraram resultados semelhantes aos obtidos em nosso estudo, em que os parasitoides *Phradis morionellus* (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Cotesia flavipes* e *Diospilus capito* (Hymenoptera: Braconidae) apresentaram baixa mortalidade após serem expostos a fungos entomopatogênicos, como o *M. anisopliae* e *B. bassiana.*

Ao longo do período de avaliação, foi observado que a longevidade não foi afetada em ambos os parasitoides. De acordo com Liu et al. (2009), ao analisar aspectos biológicos de *N. formosa*, o tempo de vida encontrado para essa espécie foi de 20 dias à temperatura de 25°C. Com relação a *P. scabriventris*, segundo Costa-Lima et al. (2019), esta apresenta tempo de vida de 45 dias a 25°C. Logo, a morte de alguns indivíduos no decorrer do nosso estudo pode ser considerada normal, principalmente quando comparado ao tratamento da testemunha negativa.

Apesar dos indivíduos expostos aos fungos estarem em condições favoráveis ao desenvolvimento desses entomopatógenos (B.O.D com temperatura de 25°C e umidade relativa de 70±10%), segundo Omuse et al. (2022), os tratamentos com fungos não tiveram efeitos negativos sobre ambos os parasitoides estudados, pois os parasitoides permaneceram com sobrevivência acima de 50%. Mesmo nessas condições favoráveis,

entre os indivíduos mortos apenas um indivíduo apresentou crescimento micelial, no tratamento com *M. anisopliae*. Esse baixo crescimento micelial dos fungos pode estar relacionado com o fato de que eles precisam superar os mecanismos de resistência dos hospedeiros para infectar e assim poderem crescer (Henry; Roitberg, 2025; Kraaijeveld; Godfray, 2009).

A cutícula dos insetos atua como a principal barreira física contra os fungos entomopatogênicos, podendo ser reforçada por compostos antimicrobianos e até secreções que inibem o crescimento de fungos (Qu; Wang, 2018). Segundo Zhang et al. (2025a), alguns insetos, como os parasitoides, possuem estratégias de defesas que dificulta a contaminação fúngica, como a presença de lipídios hidrofóbicos na cutícula, impedindo assim a adesão e germinação dos esporos fúngicos. Outra estratégia de defesa dos insetos contra a contaminação fúngica é comportamental e está diretamente ligada a higiene, em que o comportamento de autolimpeza dos insetos ajuda a reduzir o contato necessário que os esporos necessitam para a infecção (Qu; Wang, 2018; Zhang et al., 2025a).

O parasitoide *P. scabriventris* demostrou resistência aos isolados do fungo entomopatogênico *B. bassiana* durante o parasitismo de larvas de *L. huidobrensi* em plantas de fava (*Vicia faba*) inoculadas com a *B. bassiana*, sendo que, segundo os autores Akutse et al. (2014), o parasitoide *P. scabriven* não teve sua taxa de parasitismo nem seu tempo de sobrevivência afetado pelo fungo.

Nielsen et al. (2005) e Rossoni et al. (2016) mostraram que os tratamentos com os fungos entomopatogênicos *M. anisopliae* e *B. bassiana* não influenciaram na capacidade dos parasitoides *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae), *P. elaeisis*, *T. howardi* e *T. diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae) em parasitar as larvas hospedeiras de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) e *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae), respectivamente.

Estudos realizados com a mosca-minadora (*Liriomyza* spp.) mostraram resultados positivos de controle com a utilização de alguns fungos entomopatogênicos, como *M. anisopliae* e *B. bassiana* (Migiro et al., 2011; Mugala et al., 2022; Zhang et al., 2025b). Por outro lado, a não infecção dos parasitoides expostos aos fungos avaliados no presente estudo sugere que esses fungos têm o potencial de serem utilizados de forma simultânea com os parasitoides *N. formosa* e *P. scabriventris*, no manejo da mosca-minadora.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com base nos resultados encontrados, o tratamento com o inseticida foi altamente tóxico para os parasitoides estudados, apresentando mortalidade de 100%. Diferentemente do que foi encontrado para os fungos entomopatogênicos, que se mostraram compatíveis com os parasitoides *N. formosa* e *P. scabriventris*, com sobrevivência superior a 75% em todos os tratamentos. Desse modo, esses dois métodos de controle biológico, fungos entomopatogênicos e parasitoides, têm potencial de serem utilizados em conjunto na cultura do meloeiro para o controle da *L. sativae*. No entanto, recomenda-se a realização de trabalhos futuros com o efeito subletal desses fungos nos parasitoides.

REFERÊNCIAS

AGROLINK. **Minex-Neo**. Disponível em: <https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/produto/minex-neo_11544.html>. Acesso em: 25 jul. 2024.

AKUTSE, K. S.; FIABOE, K. M.; BERG, J. V. D.; AKESI, S.; MANIANIA, N. K.; GUEDES, R. N. C. Effects of endophyte colonization of *Vicia faba* (Fabaceae) plants on the life–history of leafminer parasitoids *Phaedrotoma scabriventris* (Hymenoptera: Braconidae) and *Diglyphus isaea* (Hymenoptera: Eulophidae). **PLoS ONE**, v. 9, n. 10, p. e109965, 22 out. 2014.

ALSTON, D. General Concepts of Biological Control. **All Current Publications**, 1 jul. 2011.

ALVES, S. B. Controle microbiano de insetos. 2. ed. Aracaju: **EMBRAPA** Tabuleiros Costeiros, 2014.

ARAUJO, E. L.; PINHEIRO, S. A. M.; GEREMIAS, L. D.; MENEZES-NETTO, A. C.; MACEDO, L. P. M. Técnica de criação da mosca minadora *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae). **Campo digital**, 2007a.

ARAUJO, E. L.; FERNANDES, D. R. R.; GEREMIAS, L. D.; NETTO, A. C. M.; Filgueira, M. A. Mosca minadora associada à cultura do meloeiro no Semi-Árido do Rio Grande Do Norte. **Revista Caatinga**, v. 20, n. 3, 29 out. 2007b.

ARAUJO, E. L., NOGUEIRA, C. H. F.; MENEZES-NETTO, A. C.; BEZERRA, C. E. S. Biological aspects of the leafminer *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae) on melon (*Cucumis melo* L.). **Ciência Rural**, v. 43, p. 579–582, abr. 2013.

BAMISILE, B. S.; DASH, C. K.; AKUTSE, K. S.; QUASIM, M.; AGUILA, L. C. R. Endophytic *Beauveria bassiana* in foliar-treated *Citrus limon* plants acting as a growth suppressor to three successive generations of *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Liviidae). **Insects**, v. 10, n. 6, p. 176, 19 jun. 2019.

BERIS, Evangelos I. *et al.* Pathogenicity of three entomopathogenic fungi on pupae and adults of the Mediterranean fruit fly, Ceratitis capitata (Diptera: Tephritidae). **Journal of Pest Science**, v. 86, n. 2, p. 275–284, 1 jun. 2013.

BRAGARD, C. et al. Pest categorisation of *Liriomyza sativae*. **EFSA Journal**, v. 18, n. 3, p. e06037, 2020.

CHABI-OLAYE, A.; MWIKYA, N. M.; FIABOE, K. K. M. Acceptability and suitability of three *Liriomyza* species as host for the endoparasitoid *Phaedrotoma scabriventris*: Implication for biological control of leafminers in the vegetable production system of Kenya. **Biological Control**, v. 65, n. 1, p. 1–5, 1 abr. 2013.

ÇIKMAN, E.; LA SALLE, J. Parasitoids of the Leafminers (Diptera: Agromyzidae) in Malatya, Turkey. **Turkish Journal of Entomology**, v. 35, p. 475–484, 1 set. 2011.

COSTA, E. M.; FREITAS, R. M. O.; SAILVA, P. A. F.; ARAUJO, E. L. 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, dez. 2017.

COSTA-LIMA, T. C. D., J. R. P. Parra, M. C. M. D. Chagas, V. A. Costa & F. R. D. Silva. 2022. Estratégia consolidada. **Cultivo. Hortifruti**. 20: 5-7.

COSTA-LIMA, T. C.; CHAGAS, M. C. M.; PARRA, J. R. P. Comparing Potential as Biocontrol Agents of Two Neotropical Parasitoids of *Liriomyza sativae*. **Neotropical Entomology**, v. 48, n. 4, p. 660–667, ago. 2019.

COSTA-LIMA, T. C.; CHAGAS, M. C. M.; PARRA, J. R. P. Temperature-Dependent development of two neotropical parasitoids of *Liriomyza sativae* (Diptera: Agromyzidae). **Journal of Insect Science**, v. 14, n. 1, p. 245, 1 jan. 2014

DAMASCENO, G. C. C., SILVA, T. C.; TORRIS, A. F.; COSTA, V. A.; COSTA-LIMA, T. C. Influência da temperatura na biologia do parasitoide de mosca-minadora, *Neochrysocharis formosa* (Hymenoptera: Eulophidae). 2018.

FARIA, M. R. de; WRAIGHT, S. P. Mycoinsecticides and Mycoacaricides: A comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. **Biological Control**, v. 43, n. 3, p. 237–256, 1 dez. 2007.

FERNANDES, E. G.; DURÃES, L. D. S.; BORGES, M. A. Z.; VALERIO, H. M. Isolamento e seleção de fungos para controle de larvas de terceiro instar de *Musca domestica*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, p. 317–322, 16 nov. 2020.

FERRAZ, N. DE M. G.; SANTOS, L. M. M. DOS; LEMOS, L. J. U. Monitoramento de mosca-minadora *Liriomyza* sp. (Diptera:Agromyzidae) em meloeiro e levantamento de seus possíveis inimigos naturais no município de Floresta, Pernambuco. **Revista Semiárido De Visu**, v. 8, n. 3, p. 501–512, 30 dez. 2020.

FOBA, C. N.; LAGAT, Z. O.; GITONGA, L.; AKUTSE, K. S. Interaction between *Phaedrotoma scabriventris* Nixon and *Opius dissitus* Muesebeck (Hymenoptera: Braconidae): Endoparasitoids of *Liriomyza* Leafminer. **African Entomology**, v. 23, n. 1, p. 120–131, mar. 2015.

FONTES, E. M. G.; VALADARES-INGLIS, M. C. **Controle biológico de pragas da agricultura.** [s.l.] Brasília, DF : Embrapa, 2020.

GALLO, D. et al. Entomologia agricola. 2002.

GARCIA-MAS, J. et al. The genome of melon (*Cucumis melo* L.). **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 109, n. 29, p. 11872–11877, 17 jul. 2012.

GAZZOLA, R; GRÜNDLING, R. D. P; ARAGÃO, A. A. Melão: taxas de crescimento da produção, exportação e importação. **Revista Brasileira de Agrotecnologia**, v. 10, n. 3, p. 75–80, 30 dez. 2020.

GRIGORYAN, N. M. The Distribution and ecology of *Liriomyza sativae* (Blanchard 1938) in the Entomofauna of Artsakh Republic. **AgriScience and Technology**, v. 4, n. 68, 2019.

GUIMARAES, J. A.; MICHEREFF-FILHO, M.; OLIVEIRA, V. R.; LIZ, R. S.; ARAUJO, E. L. Biologia e manejo de mosca minadora no meloeiro. **EMBRAPA**. 2009.

HEJAZI, M.; GRANT, J. H.; PETERSON, E. Trade impact of maximum residue limits in fresh fruits and vegetables. **Food Policy**, v. 106, p. 102203, 1 jan. 2022.

HENRY, L. M.; ROITBERG, Bernie D. Parasitoids: Ecology and evolution of host defense and counterdefense. *In*: **Reference Module in Life Sciences**: Elsevier, 2025

HUSBERG, Gun-Britt; HOKKANEN, Heikki M. T. Effects of *Metarhizium anisopliae* on the pollen beetle *Meligethes aeneus* and its parasitoids *Phradis morionellus* and *Diospilus capito*. **BioControl**, v. 46, n. 3, p. 261–273, 1 set. 2001.

INGLIS, G. D. *et al.* Use of hyphomycetous fungi for managing insect pests. *In*: **Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential**. CABI Books. p. 23–69.

JING-LI, X.; YUE, X.; FU-YU, Y.; YI-BO, Z.; SHU-XIA, T.; JIAN-YANG, G.; WAN-XUE, L. High temperatures do not decrease biocontrol potential for the host-killing parasitoid *Neochrysocharis formosa* (Hymenoptera: Eulophidae) on agromyzid leafminers. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 21, n. 6, p. 1722–1730, 1 jun. 2022.

KRAAIJEVELD, A. R.; GODFRAY, H. C. J. Chapter 10 evolution of host resistance and parasitoid counter-resistance. *In*: **Advances in Parasitology**. Advances in Parasitology. *[S.l.]*: Academic Press, 2009. v. 70 p. 257–280.

KOGAN, M. Integrated pest management: historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, v. 43, n. Volume 43, 1998, p. 243–270, 1 jan. 1998.

LIU, T.; KANG, L.; LEI, Z.; HERNANDEZ, R. Hymenopteran parasitoids and their role in biological control of vegetable *Liriomyza* Leafminers. Em: LIU, T.; KANG, L. (Eds.). **Recent Advances in Entomological Research: From Molecular Biology to Pest Management**. Berlin, Heidelberg: Springer, 2011. p. 376–403.

LIU, T.; KANG, L.; HEINZ, K.; TRUMBLE, J. Biological control of *Liriomyza* leafminers: progress and perspective. **Cab Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources**, v. 4, 25 mar. 2009.

LUNA, M. G.; WADA, V. L.; LA-SALLE, J.; SANCHEZ, N. E. *Neochrysocharis formosa* (Westwood) (Hymenoptera: Eulophidae), a newly recorded parasitoid of the tomato moth, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae), in Argentina. **Neotropical Entomology**, v. 40, p. 412–414, jun. 2011.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA E PECUÁRIA (MAPA). ***Agrofit**: Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários*. Disponível em:<https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 7 jan. 2025.

MIGIRO, L. N.; MANIANIA, N. K.; CHABI-OLAYE, A.; WANJOYA, A.; VANDENBERG, J. 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, 1 fev. 2011.

MOREIRA, J. C.; JACOB, S. C.; PERES, F.; LIMA, J. S.; MEYER, A.; OLIVEIRA-SILVA, J.; SARCINELLI, P. N.; BATISTA, D. F.; EGLER, M.; FARIA, M. V. C. Avaliação integrada do impacto do uso de agrotóxicos sobre a saúde humana em uma comunidade agrícola de Nova Friburgo, RJ. **Ciência & Saúde Coletiva**, v. 7, p. 299–311, 2002.

MUGALA, T.; VISSER, D.; MALAN, A. P.; ADDISON, P. 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, 3 ago. 2022a.

MUGALA, T.; VISSER, D.; MALAN, A. P.; ADDISON, P. 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, 19 set. 2022b.

MURPHY, S. T.; LASALLE, J. Balancing biological control strategies in the IPM of New World invasive *Liriomyza* leafminers in field vegetable crops. **Biocontrol News and Information**, v. 20, p. 91N-104N, 1999.

MUSGRAVE, C. A.; POE, S. L.; BENNETT, D. R. Leaf miner population estimation in polycultured vegetables. **Proc. Fla. State Hortic. Soc.**, v. 88, p. 156–160, 1975.

NGUYEN, D. T.; CHEN, Y.; HERRON, G. A. Insecticide resistance in Australian populations of the serpentine leaf miner *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) (Diptera: Agromyzidae). **Austral Entomology**, v. 63, n. 4, p. 485–491, 2024

OMUSE, E. R.; NIASSY, S.; WAGACHA, M.; ONG'AMO, G. O. Suitable models to describe the effect of temperature on conidial germination and mycelial growth of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 32, n. 3, p. 281–298, 4 mar. 2022.

OSMANKHIL, M. H.; MOCHIZUKI, A.; IWABUCHI, K. Oviposition and Larval Development of *Neochrysocharis formosa* (Hymenoptera: Eulophidae) inside the Host Larvae, *Liriomyza trifolii*. **Japan Agricultural Research Quarterly: JARQ**, v. 44, n. 1, p. 33–36, 2010.

OZDEMIR, I. O.; TUNCER, C.; KUSHIYEV, R. 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. 1, p. 24, 6 mar. 2020.

PARRELLA, M. Biology Of *Liriomyza*. **Annual Review of Entomology**, v. 32, p. 201–224, 1987.

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

ROSSONI, C.; PEREIRA, F. F.; KASSAB, S. O.; RODRIGUES, A.; BARBOSA, R. H.; ZANUNCIO, J. C. Development of Eulophidae (Hymenoptera) parasitoids in *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) pupae exposed to entomopathogenic fungi. **The Canadian Entomologist**, v. 148, n. 6, p. 716–723, dez. 2016.

ROSSONI, C.; KASSAB, S. O.; LOUREIRO, E. D.; PEREIRA, F. F.; COSTA, D. P.; BARBOSA, R. H.; ZANUNCIO, J. C. *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) are compatible with *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). **Florida Entomologist**, p. 1794–1804, 2014a.

ROSSONI, C.; LOUREIRO, E. D., PEREIRA, F. F.; KASSAB, S. O.; COSTA, D. P.; BARBOSA, R. H. Selectivity of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* (Hypocreales: Clavicipitaceae) on Adults of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). **Folia Biologica**, v. 62, n. 3, p. 269–275, 31 jul. 2014b.

SILVA, F. E. L.; COSTA, E. M.; BEZERRA, C. E.; ARAUJO, E. L. Toxicity of insecticides used in melon crop to Opius scabriventris, a natural parasitoid of *Liriomyza sativae*. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 15, n. 4, p. 1–6, 2020.

SOUSA, V.; PAIVA, P.; TAKIYA, D.; DIAS, N.; COURI, M. Effects of climate, seasonality, and parasitoid abundance on *Liriomyza* Mik (Diptera: Agromyzidae) populations on important crops in Northeastern Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 111, 1 jan. 2021.

SOUSA, M. M.; FERNANDES, E. C.; FERNANDES, G. M.; CUNHA, R. S. M.; SILVA, J. G.; ARAUJO, E. L. Interactions between *Phaedrotoma scabriventris* Nixon (Hymenoptera: Braconidae) and *Zaeucoila unicarinata* Ashmead (Hymenoptera: Figitidae), endoparasitoids of *Liriomyza sativae* Blanchard (Diptera: Agromyzidae). **Biological Control**, v. 187, p. 105358, 1 dez. 2023a.

SOUSA, J. V. P.; JUNIOR, D. C. R.; FRISKE, E.; OLIVEIRA, R. A. P. Uso de fungos entomopatogênicos utilizados para controle biológico de insetos-pragas na agricultura. **Facit Business and Technology Journal**, v. 2, n. 46, 1 nov. 2023b.

VAN ACHTERBERG, C.; SALVO, A. Reared Opiinae (Hymenoptera: Braconidae) from Argentina. **Zoologische Mededelingen**, v. 71, n. 18, p. 189–214, 1 jan. 1997.

VAN LENTEREN, J. C.; ALOMAR, O.; RAVENSBERG, W.; URBANEJA, A. Biological control agents for control of pests in greenhouses. Em: GULLINO, M. L.; ALBAJES, R.; NICOT, P. C. (Eds.). **Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops**. Cham: Springer International Publishing, 2020. p. 409–439.

WU, S.; TOEWS, M. D.; BEHLE, A. K.; SPARKS, A. M.; SIMMONS, A. M.; SHAPIRO-ILAN, D. I.. Post-Application Field Persistence and Efficacy of *Cordyceps javanica* against *Bemisia tabaci*. **Journal of Fungi**, v. 9, n. 8, p. 827, ago. 2023.

XUAN, J. L.; SCHEFFER, S. J.; LONSDALE, O.; CASSEL, B. K.; LEWIS, M. L.; EISEMAN, C. S.; LIU, W. X.; WIEGMANN, B. M. A genome-wide phylogeny and the diversification of genus Liriomyza (Diptera: Agromyzidae) inferred from anchored phylogenomics. **Systematic Entomology**, v. 48, n. 1, p. 178–197, 2023

YURI, J. E. **Melão e melancia: cultivares, sistema de produção e mercado.** Brasilia: Embrapa, 2025. v. Cap. 22

ZHANG, Y.; LU, S.; LIU, W.; WANG, W.; WAN, F. Optimization and efficacy of an autoinoculation device for managing *Liriomyza sativae* with *Beauveria bassiana*. **Biological Control**, v. 207, p. 105824, 1 ago. 2025b.

ZHANG, D.; QI, H.; ZHANG, F. Parasitism by Entomopathogenic Fungi and Insect Host Defense Strategies. **Microorganisms**, v. 13, n. 2, p. 283, fev. 2025a.

ZVEREV, A. O.; KURCHAK, O. N.; ORLAVO, O. V.; ONISHCHUK, O. P.; KICHKO, A. A.; EREGIN, A. V.; NALIUKHIN, A. N.; PINAEV, A. G.; ADRONOV, E. E. Dynamic of the Soil Microbiota in Short-Term Crop Rotation. **Life**, v. 13, n. 2, p. 400, 1 fev. 2023