



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA/FITOTECNIA

PEDRO VITOR MOURA SILVA

**COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* (HYPOCREALES:
CORDYCIPTACEAE) COM PESTICIDAS E SUA VIRULÊNCIA A MOSCA-
BRANCA *Aleurodicus cocois* (CURTIS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)**

FORTALEZA

2024

PEDRO VITOR MOURA SILVA

COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* (HYPOCREALES: CORDYCEPSITACEAE)
COM PESTICIDAS E SUA VIRULÊNCIA A MOSCA-BRANCA *Aleurodicus cocois*
(CURTIS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Fitossanidade

Orientador (a): Nivia Da Silva Dias

FORTALEZA

2024

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Sistema de Bibliotecas
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- S582c Silva, Pedro Vitor Moura.
Compatibilidade de *Cordyceps javanica* (Hypocreales: Cordycipitaceae) com pesticidas e sua virulência a mosca-branca *Aleurodicus cocois* (Curtis) (Hemiptera: Aleyrodidae) / Pedro Vitor Moura Silva. – 2023.
84 f. : il. color.
- Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2023.
Orientação: Profa. Dra. Nivia Da Silva Dias.
1. *Anacardium occidentale*. 2. Controle microbiológico. 3. Compatibilidade químico-microbiológico. I. Título.

CDD

PEDRO VITOR MOURA SILVA

COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* (HYPOCREALES: CORDYCIPIACEAE)
COM PESTICIDAS E SUA VIRULÊNCIA A MOSCA-BRANCA *Aleurodicus cocois*
(CURTIS) (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Fitossanidade

Aprovada em 01/02/2024

BANCA EXAMINADORA

Professora Doutora Nívia Da Silva Dias (Orientador)
Embrapa Agroindústria Tropical

Doutora Eliane Dias Quintela
Embrapa Arroz e Feijão

Professor Doutor José Wagner da Silva Melo
Universidade Federal de Pernambuco

Com Deus, esforço, autoconfiança e pessoas boas ao nosso redor, podemos conquistar qualquer coisa.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de expressar minha sincera gratidão e reconhecimento a todas as pessoas que contribuíram para a realização dessa pesquisa. Este projeto só foi possível pelo apoio e colaboração de amigos incríveis, e é com profundo apreço que dedico este espaço para agradecer:

Agradeço a Deus por me proporcionar o dom da vida, discernimento e força de vontade para concluir esta pesquisa.

À minha família, pelo amor incondicional, apoio emocional e compreensão durante os desafios desta jornada acadêmica.

A minha namorada, Marcela Camilly Rodrigues Gomes, por ser minha companheira, me ouvir, acalmar e sempre acreditar em meu potencial.

À Universidade Federal do Ceará, em especial ao Programa de Pós-graduação em Agronomia (fitotecnia), pelo acolhimento.

À Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico (FUNCAP) pelo fornecimento de minha bolsa de pesquisa, juntamente à disponibilidade de recursos a partir do Projeto Mulheres na Ciência, do qual este trabalho faz parte.

À Embrapa Agroindústria Tropical, por fornecer condições para a realização desta pesquisa.

À minha orientadora Nivia da Silva Dias-Pini, pela confiança, orientação, apoio e inspiração ao longo deste percurso acadêmico.

À Doutora Eliane Dias Quintela, por me ajudar e ser uma inspiração em todas as etapas deste trabalho, sempre repassando seus conhecimentos.

À toda ajuda de Sandra Maria Marais Rodrigues, por fornecer condições, ideias e demais ajudas para a realização da pesquisa.

Ao José Francisco Arruda e Silva, por ajudar com as análises estatísticas e pela disponibilidade para esclarecer minhas dúvidas.

À empresa Lallemand Plant Care, pela confiança e pelo fornecimento do seu produto Lalgard Java, material essencial para realizar esta pesquisa.

Aos membros da banca examinadora, Eliane Dias Quintela e José Wagner da Silva Melo, por suas contribuições e sugestões que enriqueceram este trabalho.

Aos colegas de laboratório e de curso, cuja amizade e ajuda foram fundamentais para o desenvolvimento deste projeto. Em especial, minha amiga Gabriela Priscila de Sousa Maciel, por todo apoio, compartilhamento de ideias, por me ouvir e pelos ensinamentos.

À Larissa Moreira de Sousa, por me ajudar, tirar minhas dúvidas, e repassar tanto conteúdo sobre o mundo da compatibilidade.

A Francisca Samara Assunção Araújo e Regimara da Silva Bernardo, por todo acolhimento, apoio e ensinamentos no Laboratório de Fitopatologia.

Aos amigos que estiveram ao meu lado desde a infância, ensino médio, graduação e os que conheci nesta jornada, oferecendo incentivo e alívio nos momentos difíceis.

À minha amiga Aída Teixeira Sancho, por ser meu escape ao estresse do excesso de trabalho.

Cada um de vocês desempenhou um papel fundamental e deixou uma marca significativa neste trabalho. Serei eternamente profundamente grato pela colaboração, orientação e apoio contínuo ao longo de toda esta jornada.

Muito obrigado.

Pedro Vitor Moura Silva

RESUMO

A virulência de *Cordyceps javanica* foi determinada em ovos e estágios ninfais de *Aleurodicus cocois*, em folhas de cajueiro, em casa telada. Foram realizados quatro bioensaios com concentrações de 1×10^7 , 1×10^8 , 5×10^7 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em ovos e ninfas 1º a 4º de *A. cocois*, adultos eclodidos do último tratamento também foram avaliados. A virulência do fungo foi expressa e comparada em termos de percentual de mortalidade, mortalidade confirmada e estimativa do tempo letal (TL_{50}). A maior concentração de *C. javanica* pôde reduzir a eclosão dos ovos em até $\leq 4\%$. A mortalidade de ninfas de 1º instar variou entre $> 60\%$ e $\leq 87\%$, em 2º instar $> 61\%$ e $\leq 77\%$ e em 3º instar $> 51\%$ e $\leq 74\%$. A emergência de adultos foi reduzida em $< 24\%$ em todos os tratamentos. Ninfas tratadas com *C. javanica* também apresentaram valores de confirmação de mortalidade, em todas as avaliações. Valores de TL_{50} foram expressos em ninfas de 1º a 3º instar e na confirmação de mortalidade de ninfas de 4º instar. O fungo *C. javanica* causou mortalidade confirmada nos estádios avaliados e em adultos emergidos, de ninfas de 4º instar tratadas pelo fungo. A compatibilidade *in vitro* de *C. javanica* foi avaliada com a maior dose de inseticidas: Acetamiprido + Etofenproxi; Deltametrina; Espinetoram; Flupiradifurona e fungicidas: *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazol e Azoxistrobina + Difenconazol registrados para o cajueiro, bem como a eficiência de *C. javanica* em 5×10^7 conídios/ mL^{-1} pulverizado sozinho ou em combinação com fungicidas a ninfas de 2º instar *A. cocois* em folhas de cajueiro. A Compatibilidade *in vitro* foi investigada quanto à germinação de conídios, crescimento vegetativo, conidiogênese e unidades formadoras de colônia (UFC). A eficácia das pulverizações foi expressa percentual de mortalidade, mortalidade confirmada e estimativa do tempo letal (TL_{50}) para as ninfas avaliadas. As combinações com o inseticida Flupiradifurona e o fungicida *M. alternifolia* não alteraram o desenvolvimento de *C. javanica*. O crescimento vegetativo de *C. javanica* não foi afetado pelas combinações com inseticidas e as combinações com *M. alternifolia* e Sulfur. A conidiogênese não foi afetada pela maioria das combinações com inseticidas, mas foi por todas as combinações com fungicidas. Na contagem de UFC apenas a combinação com *M. alternifolia* não diferiu da testemunha. A maioria das combinações com fungicidas teve um impacto negativo na capacidade de infecção de *C. javanica* em ninfas de *A. cocois*. As pulverizações que utilizaram apenas o entomopatogênico causaram uma mortalidade $> 78\%$ em ninfas e em combinação com *M. alternifolia*. A Confirmação de mortalidade foi observada, em *C. javanica* + Difenconazol: $\geq 3,9\%$; + Sulfur: $\geq 10,9\%$; + *M. alternifolia*: $\geq 65,1\%$. O TL_{50} foi determinado para mortalidade e sua confirmação em apenas *C. javanica* e sua combinação com *M. alternifolia*.

Palavras-chave: *Anacardium occidentale*; controle microbiológico; compatibilidade químico-microbiológico

ABSTRACT

The virulence of *Cordyceps javanica* was determined on eggs and nymphal stages of *Aleurodicus cocois* on cashew leaves in a screened house. Four bioassays were conducted with concentrations of 1×10^7 , 1×10^8 , 5×10^7 , and 5×10^8 conidia mL^{-1} on eggs and 1st to 4th instar nymphs of *A. cocois*, with adults emerging from the latter treatment also evaluated. Fungal virulence was expressed and compared in terms of percentage mortality, confirmed mortality and estimated lethal time (LT_{50}). The highest concentration of *C. javanica* could reduce egg hatching by $\leq 4\%$. Mortality of 1st instar nymphs ranged between $> 60\%$ and $\leq 87\%$, in 2nd instar $> 61\%$ and $\leq 77\%$, and in 3rd instar $> 51\%$ and $\leq 74\%$. Adult emergence was reduced by $< 24\%$ in all treatments. Nymphs treated with *C. javanica* also showed mortality confirmation values in all assessments. LT_{50} values were expressed in 1st to 3rd instar nymphs and in mortality confirmation of 4th instar nymphs. The fungus *C. javanica* caused confirmed mortality in the evaluated instars and in emerged adults of 4th instar nymphs treated by the fungus. The *in vitro* compatibility of *C. javanica* was evaluated with the highest dose of insecticides: Acetamiprid + Etofenprox; Deltamethrin; Spinetoram; Flupyradifurone, and fungicides: *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazole; and Azoxystrobin + Difenconazole registered for cashew trees, as well as the efficacy of *C. javanica* at 5×10^7 conidia/ mL^{-1} sprayed alone or in combination with fungicides on 2nd instar *A. cocois* nymphs on cashew leaves. *In vitro* compatibility was investigated regarding conidial germination, vegetative growth, conidiogenesis, and colony-forming units (CFU). The efficacy of sprays was expressed as percentage mortality, confirmed mortality, and estimated lethal time (LT_{50}) for the evaluated nymphs. Combinations with the insecticide Flupyradifurone and the fungicide *M. alternifolia* did not alter the development of *C. javanica*. The vegetative growth of *C. javanica* was not affected by combinations with insecticides, and combinations with *M. alternifolia* and Sulfur. Conidiogenesis was not affected by most combinations with insecticides but was by all combinations with fungicides. In CFU counting, only the combination with *M. alternifolia* did not differ from the control. Most combinations with fungicides had a negative impact on the infectivity capacity of *C. javanica* on *A. cocois* nymphs. Sprays using only the entomopathogenic caused mortality $> 78\%$ in nymphs, both alone and in combination with *M. alternifolia*. Mortality confirmation was observed in *C. javanica* + Difenconazole: $\geq 3.9\%$; + Sulfur: $\geq 10.9\%$; + *M. alternifolia*: $\geq 65.1\%$. LT_{50} was determined for mortality and its confirmation in *C. javanica* alone and in combination with *M. alternifolia*.

Keywords: *Anacardium occidentale*; microbiological control; chemical-microbiological compatibility

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Viabilidade de ovos de *A. cocois* após tratamento com *C. javanica* às concentrações 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} . Experimento conduzido em casa telada 49
- Figura 2 – Confirmação de mortalidade em ovos de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada 49
- Figura 3 – Mortalidade de ninfas de 1º (A), 2º (B) e 3º instar (C) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada 50
- Figura 4 – Confirmação de mortalidade de ninfas de 1º (A), 2º (B) e 3º instar (C) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada, aos 20 DAP 51
- Figura 5 – Emergência de adultos de *A. cocois* tratados com *C. javanica* às concentrações 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} 51
- Figura 6 – Confirmação de mortalidade de ninfas de 4º instar, aos 20 DAP (A) e adultos, aos 25 DAP (B) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada 52
- Figura 7 – Germinação *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ mL^{-1} , em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 16h 72
- Figura 8 – Crescimento micelial (cm^2) *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ mL^{-1} , em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 10 dias 73
- Figura 9 – Conídios por colônia *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ mL^{-1} , em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 10 dias 74

Figura 10 – Unidades formadora de colônia (UFC) <i>in vitro</i> de <i>C. javanica</i> na concentração 5×10^7 conídios/ml ⁻¹ , em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 5 dias	75
Figura 11 – Mortalidade (A) e confirmação de mortalidade (B) de ninfas de 2º instar <i>A. cocois</i> com aplicações de <i>C. javanica</i> em concentração de 5×10^7 conídios mL ⁻¹ em experimentos conduzidos em casa telada	76

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Concentrações testadas, viabilidade dos conídios, datas de pulverização, dias de avaliação e condições ambientais dos experimentos conduzidos em diferentes datas com pulverizações de <i>C. javanica</i> em ovos, ninfas de 1º a 4º estágio de <i>A. cocois</i> em casa telada	45
Tabela 2 – Valores de P ($P \leq$ valor) das comparações das curvas de mortalidade para ninfas de <i>A. cocois</i> após tratamento com <i>C. javanica</i> em diferentes concentrações (conídios mL ⁻¹) em casa telada	46
Tabela 3 – Estimativas dos parâmetros de modelos não lineares e tempo letal médio (TL ⁵⁰) de ovos e ninfas de <i>A. cocois</i> tratadas com <i>C. javanica</i> em diferentes concentrações (conídios mL ⁻¹) em casa telada	47
Tabela 4 – Proporção de mortos confirmados levando em consideração a mortalidade acumulada na última data de avaliação em ovos (15 DAP), 1º, 2º e 3º instar (20 DAP) e adultos (25 DAP) de <i>A. Cocois</i> após tratamentos com diferentes concentrações de <i>C. javanica</i> em casa telada	48
Tabela 5 – Grupos químicos de pesticidas, ingredientes ativos, concentrações e maior dose registrada para uso no cajueiro	68
Tabela 6 – Germinação de conídios de <i>C. javanica</i> com concentração 5×10^7 conídios mL ⁻¹ sozinho ou combinado com pesticidas com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial, Parâmetro do modelo não linear e parâmetro P ($P \leq$ valor)	69
Tabela 7 – Valores de P ($P \leq$ valor) das comparações das curvas de mortalidade para ninfas de 2º instar de <i>A. cocois</i> após tratamento com <i>C. javanica</i> e/ou misturas com fungicidas na concentração 5×10^7 conídios mL ⁻¹ em casa telada	70
Tabela 8 – Estimativas dos parâmetros de modelos não lineares e tempo letal médio (TL ⁵⁰) de ninfas de 2º instar de <i>A. cocois</i> após tratamento com <i>C. javanica</i> e/ou em misturas com fungicidas na concentração 5×10^7 conídios mL ⁻¹ em casa telada	71

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	17
2	REVISÃO DE LITERATURA	19
2.1	<i>Aleurodicus cocois</i> (curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae)	19
2.2	Fungo entomopatogênico – <i>Cordyceps javanica</i>	21
2.3	Compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e pesticidas	22
3	CAPÍTULO 1 – EFICIÊNCIA DE CONTROLE <i>Cordyceps javanica</i> (HYPOCREALES: CORDYCIPTACEAE) A ESTADIOS NINFAIS DE <i>Aleurodicus cocois</i> (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM CAJUEIRO	29
4	INTRODUÇÃO.....	32
5	MATERIAL E MÉTODOS.....	33
5.1	Criação de insetos e cultivo de plantas	33
5.2	Preparação fúngica para os bioensaios	34
5.3	Virulência de <i>C. javanica</i> sobre ovos e ninfas	34
5.4	Análises estatísticas dos dados	35
6	RESULTADOS	36
6.1	Virulência de <i>C. javanica</i> para ovos	36
6.2	Virulência de <i>C. javanica</i> para 1º, 2º e 3º instar de ninfas	36
6.3	Virulência de <i>C. javanica</i> para o 4º instar e emergência de adultos	38
7	DISCUSSÃO	39
8	CONSIDERAÇÕES FINAIS	41
9	CAPÍTULO 2 – COMPATIBILIDADE DE <i>Cordyceps javanica</i> (HYPOCREALES: CORDYCIPTACEAE) COM INSETICIDAS E FUNGICIDAS <i>IN VITRO</i> E EM NINFAS DE <i>Aleurodicus cocois</i>	53
10	INTRODUÇÃO	56
11	MATERIAL E MÉTODOS	57
11.1	Criação de insetos e cultivo de plantas	57
11.2	Pesticidas e preparação fúngica para os bioensaios	57
11.3	Compatibilidade <i>in vitro</i> entre <i>C. javanica</i> e pesticidas	57
11.4	Interação entre <i>C. javanica</i> e fungicidas sobre ninfas de <i>A. cocois</i>	59
11.5	Análise estatística dos dados	60
12	RESULTADOS	60

12.1	Compatibilidade <i>in vitro</i> entre <i>C. javanica</i> e pesticidas	60
<i>12.1.1</i>	<i>Germinação</i>	<i>60</i>
<i>12.1.2</i>	<i>Crescimento micelial</i>	<i>61</i>
<i>12.1.3</i>	<i>Conidiogênese</i>	<i>61</i>
<i>12.1.4</i>	<i>Unidades formadoras de colônia</i>	<i>61</i>
12.2	Interação entre <i>C. javanica</i> e fungicidas sobre ninfas de <i>A. cocois</i>	62
13	DISCUSSÃO	62
14	CONSIDERAÇÕES FINAIS	64
15	REFERÊNCIAS	77

1 INTRODUÇÃO

O cajueiro (*Anacardium occidentale*) originário do Brasil, atualmente é cultivado em todas as áreas tropicais (Jeyavishnu et al. 2021). Esse clima favorece o crescimento da árvore, tolerante a períodos de seca (estiagem), com temperatura mais favorável entre 21 e 28°C (Azam-ali & Judge, 2001). Em 2021, a área plantada dessa cultura no Brasil foi de 427 mil hectares e a produção de castanha-de-caju alcançou 110 mil toneladas, sendo o Ceará o maior produtor e exportador do Brasil, de acordo com dados do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE, 2022).

Entre os fatores bióticos que afetam a produção dessa cultura, os insetos pragas emergem como limitadoras dos ganhos de produtividade ao longo do ciclo de cultivo. Esses estresses fitossanitários do cajueiro não apenas acarretam perdas significativas na produção, ultrapassando os 30%, mas também comprometem a qualidade dos produtos, incluindo a amêndoa e o pedúnculo (Araújo, 2013). Além disso, contribuem para a diminuição da vida útil dos pomares (Cardoso et al., 2013; Mesquita e Braga, 2013).

No Brasil, entre os insetos-praga destaca-se a mosca-branca-do-cajueiro, *Aleurodicus cocois* (Hemiptera: Aleyrodidae) (Saraiva et al. 2022). Esta praga confere danos diretos à cultura ao perfurar as folhas durante a alimentação, resultando em anomalias ou desordens fisiológicas evidenciadas pelo amarelecimento de folhas e ramos, além de promover o desenvolvimento de fumagina (*Capnodium* sp.), resultando em prejuízos substanciais à fisiologia da planta (Liu et al., 2012; Goiana et al., 2017).

Na tentativa de mitigar os prejuízos ocasionados por esse inseto, os cajucultores no Brasil têm recorrido extensivamente ao uso de pesticidas sintéticos, com aplicações indiscriminadas. Na plataforma Agrofite (2023) ainda é escasso o registro de pesticidas para essa cultura, somado a isso não há adequação as dosagens e nem ao alvo recomendados. Estas pulverizações de pesticidas sintéticos no controle de moscas-brancas, podem resultar em problemas como a seleção de insetos resistentes, contaminação ambiental, mortalidade de inimigos naturais, (Chagnon et al., 2015) e ainda gerar aumento nos custos de produção.

Uma estratégia adicional de controle, especialmente no âmbito do Manejo Integrado de Pragas (MIP) para a mosca-branca-do-cajueiro, é o controle biológico. No entanto, não há registro de nenhum produto biológico para o controle da mosca-branca-do-cajueiro (Agrofite, 2023). Existem inimigos naturais desta praga e estudos promissores com o uso dos fungos entomopatogênicos – *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith 1957 e *Verticillium*

lecanii (Zimmerman, 1892) e do predador – *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) (Núñez et al., 2008; Saraiva et al., 2023).

Fungos entomopatogênicos podem infectar uma ampla gama de artrópodes no ecossistema e têm sido utilizados como alternativas sustentáveis aos pesticidas químicos para o controle de pragas (Qu & Wang, 2018). Esses fungos causam infecções ao penetrar em seus hospedeiros, via cutícula externa (Vega et al., 2012). Sob condições adequadas e disponibilidade de nutrientes, seus esporos podem germinar na cutícula do inseto, rompê-la, absorver nutrientes, produzir toxinas e, por fim, eventualmente resultar na morte do inseto (Silva et al., 2010; Wang & Wang, 2017; Qu & Wang, 2018). Esses organismos, predominantemente, desempenham o papel de agentes patogênicos, sendo responsáveis por mais da metade das doenças que afetam os insetos (Mantzoukas & Eliopoulos, 2020) e assim, candidatos promissores ao controle biológicos de pragas.

A espécie *Cordyceps javanica* (Frieder & Bally) Kepler, B. Shrestha & Spatafora (anteriormente conhecida como *Isaria javanica*), se apresenta como candidata promissora para o controle biológico de pragas da família Aleyrodidae (Boaventura et al., 2021). Essa espécie pode ter ação como um agente essencial no controle das populações de *A. cocois*, devido sua especificidade para grupos de insetos sugadores, infectividade a diferentes estágios de vida das pragas, baixo impacto ambiental, compatibilidade com outras práticas de controle, potencial para controle a longo prazo e eficácia de produção em larga escala (Santos et al., 2018; Wang et al., 2021; Behle et al., 2022).

A investigação sobre a utilização de fungos entomopatogênicos em combinação com outros agentes de controle, visando potencializar sua eficácia, representa uma área de estudo em constante expansão (Mascarin et al., 2014; Santos et al., 2018; Atrchian & Mahdian, 2022). Insetos que normalmente seriam menos suscetíveis a entomopatógenos podem ser infectados com sucesso quando submetidos a algum tipo de estresse (Quintela et al., 2013). Nessa situação, os mecanismos de defesa do inseto são parciais ou completamente inibidos, favorecendo a ação do patógeno (Hiromori & Nishigaki, 2001, Quintela & McCoy, 1998). Contudo, é crucial observar a compatibilidade entre as moléculas inseticidas e os fungos entomopatogênicos. A falta de compatibilidade pode inibir a germinação, o crescimento micelial e a reprodução do fungo (Novais et al., 2017).

O aumento da eficiência do fungo, na presença da molécula sintética, pode apresentar um efeito aditivo ou sinérgico, ao passo que o antagonismo surge quando a presença de um agente de controle sintético afeta negativamente o entomopatógeno (Sharma et al., 2002). Pragas da família Aleyrodidae também danificam as plantas indiretamente, devido ao grande volume de

mela (substância açucarada) excretada durante a alimentação, o que favorece a incidência de um fungo denominado fumagina (*Capnodium* sp.) (Santos et al., 2021). Este fungo reduz a capacidade de fotossíntese do vegetal, comprometendo sua produtividade. A combinação de fungicidas com agentes entomopatogênicos pode gerar resultados favoráveis ou não ao controle da praga e doença, quando presentes em conjunto.

Compreender a expressão da virulência de *C. javanica* em *A. cocois* amplia o leque de potenciais hospedeiros e oferece oportunidades para aproveitar a adaptabilidade desse fungo em diversos ambientes. A aplicação combinada desse fungo entomopatogênico com pesticidas químicos pode reduzir os impactos ambientais adversos, minimizando a pressão seletiva para evitar o aparecimento de indivíduos resistentes.

A pesquisa com *C. javanica* e sua virulência a *A. cocois* relatada neste trabalho, foi conduzida em condições de laboratório e em casa telada com plantas de cajueiro, tendo como objetivos determinar:

1. A virulência de *C. javanica* a ovos e estágios ninfais de *A. cocois* em folhas de cajueiro em casa telada;
2. A compatibilidade *in vitro* de *C. javanica* com pesticidas (inseticidas e fungicidas) registrados para a cultura do cajueiro;
3. A eficiência de *C. javanica* sozinho ou em combinação com a maior concentração recomendada de fungicidas (extrato de *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazol e Azoxistrobina + Difenconazol) a ninfas de *A. cocois* em folhas de cajueiro.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae)

A mosca-branca-do-cajueiro, *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae), é um inseto sugador de seiva, que causa prejuízos diretos às lavouras ao perfurar as folhas durante o processo de alimentação (Liu et al., 2012). Seu nome advém da presença de secreção de cera pulverulenta nos corpos e asas de adultos (Ochaeta & Palmieri, 2023). Este artrópode é categorizado como uma praga-chave do cajueiro (*Anacardium occidentale* L.), exercendo, contudo, uma influência prejudicial em diversas espécies frutíferas, incluindo abacate (*Persea americana* Mill.), manga (*Mangifera indica* Linn.), damasco (*Prunus armeniaca* Linn.), goiaba (*Psidium guajava* Linn.), romã (*Punica granatum* Linn.), maracujá (*Passiflora incarnata* Linn.), além de algumas espécies ornamentais presentes no Chile e no Peru (Núñez, 2008).

Esse inseto se caracteriza por ter desenvolvimento hemimetábolo, passando por estágios distintos, compreendendo ovos, ninfas (com subdivisões nos estágios ninfaís do primeiro ao quarto instar) e adultos (Goiana et al., 2017). A definição completa de todo o ciclo biológico foi descrita recentemente por Ochaeta & Palmieri (2023). Segundo os autores, o primeiro estágio ninfa, é móvel por um curto período pois precisa escolher um local de alimentação e é capaz de percorrer curtas distâncias sobre a planta hospedeira. Os segundo e terceiro estágios são sésseis. O quarto é comumente chamado de "pupa", também sésseis, mas na realidade é uma pseudopupa, pois, excepcionalmente em relação a outros estágios, não ocorre muda, o imago (adulto) se desenvolve no interior da estrutura cuticular. Finalmente, o adulto emerge diretamente da cutícula, deixando uma exúvia (muda) frequentemente chamada de "estojo pupal".

Ao colonizar o cajueiro, sua preferência recai sobre a superfície abaxial das folhas, onde sua atividade alimentar provoca danos que desencadeiam anomalias no metabolismo da planta (Saraiva et al., 2022). Além disto, como consequência indireta, *A. cocois* libera substâncias açucaradas que se acumulam na superfície foliar do cajueiro, propiciando o desenvolvimento do fungo fuliginoso, popularmente chamado fumagina (*Capnodium* sp.), o qual compromete a eficiência fotossintética da planta (Goiana et al., 2017).

As espécies dessa família não eram, em regra, consideradas pragas primárias, apesar de surtos ocasionais, como o dos cítricos –*Aleurothrixus floccosus* (Maskell 1895), em 1954, 1962 e 1967 (Soto & García, 2002), no algodão –*Bemisia tuberculata* (Bondar 1929) em 1956, 1962, 1970 e 1988 (Blatta, 2001), no tabaco –*Bemisia tabaci* (Gennadius 1889) em 1989, 1995, 1997-98 (Blatta, 2001) e a mosca-das-frutas gigante, que causou danos nas frutas de coqueiro em 1984 e 1997-1998 (Núñez, 1998). Nas últimas duas décadas, essas espécies emergiram como pragas-chave em diversas culturas, exercendo um impacto significativo em colheitas de grande relevância econômica, incluindo hortaliças, cucurbitáceas, leguminosas, algodão, arroz e frutas (Núñez, Iannacone & Gómez, 2008).

O aumento dos surtos de mosca-branca nessas culturas é associado à prática da monocultura em extensas áreas e à utilização exacerbada de pesticidas organossintéticos (Valencia, 2000). A fim de reduzir os danos causados por *A. cocois*, os pesticidas químicos sintéticos têm sido amplamente utilizados pelos produtores de caju (Saraiva et al., 2022). Aplicações repetidas da mesma substância ativa química para controlar mosca-branca em agroecossistemas podem induzir à seleção de insetos resistentes (Horowitz & Ishaya, 2014). Para prevenir maiores graus de danos e impedir surtos dessa praga nos cajueiros, torna-se fundamental desenvolver novas estratégias para seu manejo no pomar.

2.2 Fungo entomopatogênico – *Cordyceps javanica*

Os fungos entomopatogênicos são organismos capazes de induzir doenças ou a morte em insetos (Fontes & Valadares-Inglis, 2020). Uma das vantagens desse agente de controle é o fato de que, depois de matar o inseto, o fungo se desenvolve, se reproduz e finaliza o seu ciclo de vida liberando esporos, que podem infectar e germinar novamente no corpo de outras pragas (Wolfart, Vogt & Gabriel, 2022). Esses fungos geralmente secretam uma variedade de enzimas hidrolíticas, como proteases, quitinases e lipases, para facilitar a penetração na cutícula (Schrank & Vainstein, 2010). Em seguida, adentram o hemocelo, absorvem nutrientes, liberam toxinas, destroem as células hospedeiras e, por fim, causam a morte do hospedeiro (Thomas & Read, 2007). A infecção comumente ocorre através do tegumento do hospedeiro, permitindo seu uso eficaz contra estágios não alimentares, como ovos e pupas (Souza et al., 2022).

Artrópodes de importância agrícola podem ser considerados alvos desses agentes de controle, como por exemplo: pulgões – Aphididae (Wu et al., 2021), moscas-brancas – Aleurodicinae (Boaventura et al., 2021), tripes – Terebrantia (Bara & Laing, 2020), e ácaros– Acari (Konopická et al., 2021) que possuem aparelho bucal perfurador-sugador, utilizado para se alimentarem da seiva das plantas hospedeiras. Embora insetos sugadores reduzam a probabilidade de infecção por microrganismos ingeridos, como bactérias e vírus, os fungos entomopatogênicos conseguem colonizar esses hospedeiros, oferecendo uma abordagem eficaz no controle biológico de pragas (Fontes & Valadares-Inglis, 2020).

Dentre os entomopatogênicos, as espécies do gênero *Cordyceps* destacam-se pelos seus ótimos resultados. Um exemplo notável é o fungo *Cordyceps javanica* (Frieder. & Bally) Kepler, B. Shrestha & Spatafora (anteriormente conhecida como *Isaria javanica*), pertencente ao gênero *Cordyceps* (Ascomycota, Sordariomycetes, Hypocreales, Cordycipitaceae e *Cordyceps*) conforme descrito por Kepler et al. (2017). O processo de infecção desse fungo tem início com a fixação de conídios à cutícula do hospedeiro, seguido pelo crescimento e penetração através do tegumento. O desenvolvimento do *C. javanica* resulta no bloqueio dos sistemas digestivo e circulatório do hospedeiro, ao mesmo tempo em que a produção de toxinas contribui para o desencadeamento do óbito (Wraight et al., 2007; Wu et al., 2014).

A espécie *C. javanica* destaca-se como uma candidata altamente promissora para o controle biológico de moscas-brancas (Boaventura et al., 2021). Sua relevância como regulador natural das populações dessas pragas, em conjunto com sua capacidade de desencadear epizootias naturais, alta virulência, resistência a estresses abióticos, facilidade de produção em meios sólidos ou líquidos e a compatibilidade com outros métodos de controle, ressaltam sua eficácia

potencial como uma ferramenta valiosa no manejo sustentável dessas pragas (Mascarin et al., 2018; Santos et al., 2018; Wu et al., 2021).

Compreender como a virulência do *C. javanica* se expressa em diversas espécies de insetos ou artrópodes, incluindo *A. cocois*, não apenas amplia o leque de hospedeiros potenciais, mas também oferece oportunidades para aproveitar sua adaptabilidade em ambientes diversos. Essa flexibilidade adaptativa pode ser explorada no desenvolvimento de estratégias de controle sustentáveis para lidar com essa praga específica. Com essa abordagem pode-se explorar o potencial regulador desse agente em uma ampla gama de pragas, adaptando-se a diferentes contextos ambientais, promovendo assim, uma visão mais abrangente no campo do controle biológico.

2.3 Compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e pesticidas

Os pesticidas são compostos químicos empregados para exterminar pragas, incluindo insetos, desempenhando um papel crucial na saúde pública e na agricultura ao controlar vetores de doenças e pragas que ameaçam as colheitas, de acordo também com dados da Organização Mundial da Saúde (OMS, 2020; Teixeira et al., 2022). Na década de 1990, a busca por pesticidas mais específicos e ecologicamente amigáveis conduziu ao desenvolvimento dos Reguladores de Crescimento de Insetos (Mulla et al., 1989). Esta geração de inseticidas, exemplificada por Metopreno, Fenoxicarbe e Piriproxifeno, destaca-se pela sua baixa toxicidade a mamíferos e eficácia no controle de diversas espécies de artrópodes (Mulla, 1995).

Com base em seus mecanismos de ação, os inseticidas são categorizados em quatro classes distintas: (1) aqueles que afetam o sistema nervoso e muscular, destacando-se os inibidores da colinesterase (organofosforados e carbamatos) como os mais amplamente empregados, seguidos por ativadores dos canais de sódio (piretróides), inibidores dos canais de sódio (carbazonas e piperidinas), miméticos de acetilcolina (neonicotinóides), bloqueadores dos canais de cloreto (avermectinas) e ativadores dos canais de cálcio (diamidas); (2) aqueles que interferem na produção de energia, como agentes alquilantes (brometo de metila), inibidores da glicólise (arsenicais) e agentes mitocondriais (rotenona); (3) aqueles que visam o crescimento e desenvolvimento, incluindo inibidores da síntese de quitina e reguladores de crescimento; (4) uma categoria diversificada, que pode apresentar compostos com modo de ação desconhecido ou até mesmo incerta (Gupta et al., 2019).

A introdução de pesticidas biológicos específicos e não tóxicos apresenta um avanço significativo, nos últimos anos. Apesar da crescente consciência ambiental, o processo de registro desses produtos tornou-se mais exigente, e a inovação é crucial diante de recursos

limitados. Contudo, no Brasil, apesar da biodiversidade abundante, há uma significativa dependência de pesticidas químicos, inclusive os proibidos internacionalmente, devido à relutância do setor agrícola em adotar mudanças e ao desinteresse da indústria (Santos & Bernardes, 2018). Para salvaguardar o meio ambiente e organismos não alvo, torna-se imperativo revitalizar os inseticidas tradicionais, explorando alternativas ecologicamente sustentáveis, como os biopesticidas, embora ainda persista a necessidade contínua de compreender o comportamento desses produtos no ambiente.

A combinação de fungos entomopatogênicos com inseticidas químicos sintéticos, pode ser uma alternativa para proteção ambiental e manejos cada vez mais eficazes. Além disso, a união dessas técnicas no Manejo Integrado de Pragas (MIP), pode amplificar a mortalidade de pragas, agindo como "estressores" que potencializam a eficácia dos entomopatógenos. Essa abordagem não apenas reduz o impacto ambiental associado aos inseticidas sintéticos, mas também mitiga a pressão de seleção para o desenvolvimento de populações resistentes (Santos et al. 2018).

Dentre os estudos do fungo *C. javanica* em mistura com inseticidas químicos, observou-se um efeito sinérgico na taxa de mortalidade entre distintas cepas de *C. javanica* e de baixas doses de dinotefurano contra *Sogatella furcifera* (Zhou et al., 2023). Em investigações envolvendo isolados de *C. javanica*, Santos et al. (2018) avaliaram a bioeficácia do fungo em conjunto com spiromesifen e buprofezina, tanto individualmente quanto em combinação, visando controle de ninfas de *B. tabaci*. Em condições de campo Avery et al. (2021) buscaram determinar a eficácia e a persistência da cepa *C. javanica* isolada ou mistura com óleo branco em um pomar de citros em comparação com o spinetoram para o controle de *Diaphorina citri*.

Por outro lado, alguns produtos agroquímicos podem impactar o crescimento vegetativo, a viabilidade e a conidiogênese dos fungos entomopatogênicos, possivelmente modificando sua composição genética e influenciando na capacidade de infecção dos mesmos (Alves & Lopes, 2008). Fungicidas, em especial, exercem inibição significativa no processo de germinação dos esporos dos fungos, resultando na redução do potencial de inóculo (Whang et al., 2021). De acordo com Silva et al. (2005) as interações, devem ser consideradas nos programas de MIP, pois, quanto mais seletivo e compatível for o produto químico mais eficiente será a conservação e eficácia do entomopatógeno.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT, 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Agrofit - Sistema de agrotóxicos fitossanitários. [Online] disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: (10/12/2023).
- ALVES, S. B., & LOPES, R. B. **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. FEALQ, 2008.
- ARAÚJO, J. P. P. (Ed. Téc.). Agronegócio caju: práticas e inovações. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical., 2013. 532 p.
- ATRCHIAN, H., & MAHDIAN, K. Compatibility of *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales) with selective insecticides against *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 42, n. 4, p. 3009-3015, 2022.
- AVERY, P. B., DUREN, E. B., QURESHI, J. A., ADAIR JR, R. C., ADAIR, M. M., & CAVE, R. D. Field efficacy of *Cordyceps javanica*, white oil and spinetoram for the management of the Asian Citrus Psyllid, *Diaphorina citri*. **Insects**, v. 12, n. 9, p. 824, 2021. AZAM-ALI, S., & JUDGE, E. **Small-scale cashew nut processing**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, (Schumacher Centre for Technology and Development), 1–70. 2021
- BARA, G. T., & LAING, M. D. Entomopathogens: potential to control thrips in avocado, with special reference to *Beauveria bassiana*. **Horticultural Reviews**, v. 47, p. 325-368, 2020.
- BEHLE, R. W., WU, S., TOEWS, M. D., DUFFIELD, K. R., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Comparing production and efficacy of *Cordyceps javanica* with *Cordyceps fumosorosea*. **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 2, p. 455-461, 2022.
- BLATTA, S. La mosca blanca del tabaco *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) II. Enemigos naturales. **Rev. Terralia online**. 2001.
- BOAVENTURA, H. A., QUINTELA, E. D., SANTOS, E. N., SILVA, J. F. A., & HUMBER, R. A. 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.
- CARDOSO, J.E., VIANA, F.M.P., FREIRE, F. C. O., MARTINS, M.V.V. Doenças do cajueiro. In: ARAÚJO, J.P. P. (Ed.). **Agronegócio caju: práticas e inovações**. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p.217-238
- CHAGNON, M., KREUTZWEISER, D., MITCHELL, E. A., MORRISSEY, C. A., NOOME, D. A., & VAN DER SLUIJS, J. P. Risks of large-scale use of systemic insecticides to ecosystem functioning and services. **Environmental science and pollution research**, v. 22, p. 119-134, 2015.
- FONTES, E. M. G., & VALADARES-INGLIS, M. C. **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2020. 510.

GOIANA, E. D. S., DIAS, N. D. S., VIDAL NETO, F. D. C., MACIEL, G. D. S., PASTORI, P., & MELO, J. Some biological parameters and colonization of *Aleurodicus cocois* on dwarfcashew. **Idesia**, v. 35, n. 2, p. 117-120, 2017.

GUPTA, R. C., MUKHERJEE, I. R. M., MALIK, J. K., DOSS, R. B., DETTBARN, W. D., & MILATOVIC, D. Insecticides. In: **Biomarkers in toxicology**. Academic Press, 2019. p. 455-475.

HIROMORI, H., & NISHIGAKI, J. Factor analysis of synergistic effect between the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and synthetic insecticides. **Applied Entomology and Zoology**, v. 36, n. 2, p. 231-236, 2001.

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

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola | IBGE**. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9201-levantamento-sistemico-da-producao-agricola.html>>. IBGE, 2022. Acesso em: 13/12/2023.

JEYAVISHNU, K., THULASIDHARAN, D., SHEREEN, M. F., & ARUMUGAM, A. Increased revenue with high value-added products from cashew apple (*Anacardium occidentale* L.) – addressing global challenges. **Food and Bioprocess Technology**, v. 14, p. 985-1012, 2021.

KEPLER, R. M., LUANGSA-ARD, J. J., HYWEL-JONES, N. L., QUANDT, C. A., SUNG, G. H., REHNER, S. A., & SHRESTHA, B. A. phylogenetically – based nomenclature for Cordycipitaceae (Hypocreales). **IMA fungus**, v. 8, p. 335-353, 2017.

KONOPICKÁ, J., BOHATÁ, A., NERMUŤ, J., JOZOVÁ, E., MRÁČEK, Z., PALEVSKY, E., & ZEMEK, R. Efficacy of soil isolates of entomopathogenic fungi against the bulb mite, *Rhizoglyphus robini* (Acari: Acaridae). **Systematic and Applied Acarology**, v. 26, n. 6, p. 1149-1167, 2021.

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

MANTZOUKAS, S. & ELIOPOULOS, P. A. Endophytic entomopathogenic fungi: A valuable biological control tool against plant pests. **Applied Sciences**, v. 10, n. 1, p. 360, 2020.

MASCARIN, G. M., KOBORI, N. N., QUINTELA, E. D., ARTHURS, S. P., & JÚNIOR, Í. D. Toxicity of non-ionic surfactants and interactions with fungal entomopathogens toward *Bemisia tabaci* biotype B. **BioControl**, v. 59, p. 111-123, 2014.

MASCARIN, G. M., PEREIRA-JUNIOR, R. A., FERNANDES, É. K. K., QUINTELA, E. D., DUNLAP, C. A., & ARTHURS, S. P. 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.

MESQUITA, A.L.M., BRAGA SOBRINHO, R. Pragas do cajueiro. In: ARAÚJO, J.P. P. **Agronegócio caju: práticas e inovações**. Brasília, Embrapa, p.195-215, 2013.

MULLA, M. S. The future of insect growth regulators in vector control. **Journal of the American Mosquito Control Association-Mosquito News**, v. 11, n. 2, p. 269-273, 1995.

MULLA, M. S., DARWAZEH, H. A., & SCHREIBER, E. T. Impact of new insect growth regulators and their formulations on mosquito larval development in impoundment and floodwater habitats. **Journal of the American Mosquito Control Association**, v. 5, n. 1, p. 15-20, 1989.

NOVAIS, C. B. D., PEPE, A., SIQUEIRA, J. O., GIOVANNETTI, M., & SBRANA, C. Compatibility and incompatibility in hyphal anastomosis of arbuscular mycorrhizal fungi. **Scientia Agricola**, v. 74, p. 411-416, 2017.

NÚÑEZ D. P., E., IANNACONE, J., & GÓMEZ, H. Efecto de Dos Hongos Entomopatógenos en el Control de *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Chilean journal of agricultural research**, v. 68, n. 1, p. 21-30, 2008.

NÚÑEZ ZACARIAS, E. Plagas de paltos y cítricos en Perú. **Manejo de plagas en paltos y cítricos**, 2008.

NÚÑEZ, E. LOS ALEYRODIDAE PERUANOS Y SUS CONTROLADORES BIOLÓGICOS. **XL Convención Nacional de Entomología, Ica**, p. 5, 1998.

OCHAETA, J. F. G. & PALMIERI, M. Moscas Blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) de Guatemala: Importancia y Diversidad. Biodiversidad de Guatemala, p. 186-187, 2023. In: SCHUSTER, J. C.; YOSHIMOTO, J.; SIERRA, J. M. **Biodiversidad de Guatemala**. v. 3, p. 444, 2023.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE. **Chemical safety: Pesticides**. Disponível em: <<https://www.who.int/news-room/questions-and-answers/item/chemical-safety-pesticides>> WHO, 2020. Acesso em: 13/12/2023.

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

QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., DA SILVA, R. A., BARRIGOSI, J. A. F., & DA SILVA MARTINS, J. F. Enhanced susceptibility of *Tibraca limbativentris* (Heteroptera: Pentatomidae) to *Metarhizium anisopliae* with sublethal doses of chemical insecticides. **Biological Control**, v. 66, n. 1, p. 56-64, 2013.

SANTOS, M. B. H., & BERNARDES, M. B. J. O uso dos agrotóxicos no Brasil: suas implicações e desafio. **Espaço em Revista**, v. 20, n. 2, p. 29-42, 2018.

SANTOS, T. L. B.; BALDIN, E. L. L.; RIBEIRO, L. P.; SOUZA, C. M.; SOARES, M. C. E.; FANELA, T. L. M.; LOURENÇÃO, A. L. Fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos de feijão brasileiro contra *Bemisia tabaci*. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 129–144. 2021.

SANTOS, T. T. M. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., & SANTANA, M. V. Enhanced mortality of *Bemisia tabaci* nymphs by *Isaria javanica* combined with sublethal doses of chemical insecticides. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 6, p. 598-609, 2018.

SARAIVA, W. V. A., MONTEIRO, N. V., DA SILVA DIAS-PINI, N., VASCONCELOS, J. F., DE GODOY ALVES FILHO, E., DA SILVA MELO, J. W., ... & DE SOUSA NETO, E. P. *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera, Chrysopidae) is a good candidate for predation of *Aleurodicus cocois* (Curtis) (Hemiptera: Aleyrodidae) in cashew crop. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 17, n. 1, p. 99-110, 2023.

SARAIVA, W. V., DIAS-PINI, N. S., ALVES FILHO, E. G., MELO, J. W., FANCELLI, M., COUTINHO, C. R., ... & GOIANA, E. S. Attraction of whitefly *Aleurodicus cocois* mediated by cashew volatiles. **Phytoparasitica**, v. 50, n. 2, p. 399-410, 2022.

SCHRANK, A., & VAINSTEIN, M. H. *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. **Toxicon**, v. 56, n. 7, p. 1267-1274, 2010.

SHARMA, S., GUPTA, P., & PAUL, M. Studies on compatibility of white muscardine fungus *Beauveria bassiana* with some neem products. **FAO**. 2002.

SILVA, R. Z., P. M. de O. J. NEVES, P., & SANTORO, P. H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Semina Ciências Agrárias**, v. 26, n. 3, p. 305-312, 2005.

SILVA, W.O. B.; SANTI, L., CORREA, A.P., SILVA, L.A., BRESCIANI, F.R., SCHRANK, A., VAINSTEIN, M.H. The entomopathogen *Metarhizium anisopliae* can modulate the secretion of lipolytic enzymes in response to different substrates including components of arthropod cuticle. *Fungal Biology*, v. 114, p. 911-916. 2010.

SOTO, A. & GARCÍA, F. ESPECIES DE MOSCAS BLANCAS EN LOS CÍTRICOS DE ESPAÑA PENINSULAR. Las moscas blancas de cítricos. **Online**. 2002.

SOUZA, F. M. de; SILVA, R. A.; MAGALHÃES, L. S.; LOUREIRO, E. de S. Entomopathogenic fungi associated with whitefly control: A review. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 11, n. 11, p. e252111133536, 2022. DOI: 10.33448/rsd-v11i11.33536.

TEIXEIRA, P. R., DUSI, R. G., JIMENEZ, P. C., ESPINDOLA, L. S., & COSTA-LOTUFO, L. V. What can we learn from commercial insecticides? Efficacy, toxicity, environmental impacts, and future developments. **Environmental Pollution**, v. 300, p. 118983, 2022.

THOMAS, M. B., & READ, A. F. Can fungal biopesticides control malaria? **Nature Reviews Microbiology**, v. 5, n. 5, p. 377-383, 2007.

VALENCIA, L. **La mosca blanca en la agricultura peruana**. Industria gráfica Cimagraf, 2000.

VEGA, F.E.; MEYLING, N.V.; LUANGSA-ARD, J.J.; BLACKWELL, M. FUNGAL ENTOMOPATHOGENS. In: *Insect Pathology*, Second Edition, Academic Press, San Diego, pp. 171-220. 2012.

WANG, C.; WANG, S. Insect pathogenic fungi: genomics, molecular interactions, and genetic improvements. **Annual Review of Entomology**, v. 62, p. 73-90. 2017.

WANG, X., PENG, F., CHENG, C., CHEN, L., SHI, X., GAO, X., & LI, J. Synergistic antifungal activity of graphene oxide and fungicides against *Fusarium* head blight in vitro and in vivo. **Nanomaterials**, v. 11, n. 9, p. 2393, 2021.

WOLFART, C. F., VOGT, A., & GABRIEL, V. J. AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS. **Revista Conexão**, 2022.

WRAIGHT, S. P., INGLIS, G. D., & GOETTEL, M. S. Fungi. In: **Field manual of techniques in invertebrate pathology: application and evaluation of pathogens for control of insects and other invertebrate pests**. Dordrecht: Springer Netherlands. p. 223-248. 2007.

WU, S., REDDY, G. V., & JARONSKI, S. T. Advances in microbial insect control in horticultural ecosystem. In: **Sustainable Horticultural Systems: Issues, Technology and Innovation**. Cham: Springer International Publishing, 2014.

WU, S., TOEWS, M. D., CASTRILLO, L. A., BARMAN, A. K., COTTRELL, T. E., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Identification and virulence of *Cordyceps javanica* strain wf GA17 isolated from a natural fungal population in sweetpotato whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 50, n. 5, p. 1127-1136, 2021.

ZHOU, T. T., ZHAO, Q., LI, C. Z., YE, L., LI, Y. F., KEYHANI, N. O., & HUANG, Z. Synergistic effects of the entomopathogenic fungus *Isaria javanica* and low doses of dinotefuran on the efficient control of the rice pest *Sogatella furcifera*. **Journal of Integrative Agriculture**, 2023. ISSN 2095-3119.

CAPÍTULO 1
EFICIÊNCIA DE CONTROLE *Cordyceps javanica* (HYPOCREALES:
CORDYCIPTACEAE) A *Aleurodicus cocois* (HEMIPTERA: ALEYRODIDAE) EM
CAJUEIRO

RESUMO

A pulverização de *Cordyceps javanica* pode resultar uma redução significativa na população de *Aleurodicus cocois*. Portanto, procurou-se determinar a virulência de *C. javanica* a ovos e estágios ninfais de *A. cocois* em folhas de cajueiro em casa telada. Foram realizados quatro bioensaios com concentrações de 1×10^7 , 1×10^8 , 5×10^7 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em ovos e ninfas 1º a 4º de *A. cocois*, adultos eclodidos do último tratamento também foram avaliados. A virulência do fungo foi expressa e comparada em termos de percentual de mortalidade, mortalidade confirmada e estimativa do tempo letal (TL_{50}). A maior concentração de *C. javanica* pôde reduzir a eclosão dos ovos em até $\leq 4\%$. A mortalidade de ninfas de 1º instar variou entre $> 60\%$ e $\leq 87\%$, em 2º instar $> 61\%$ e $\leq 77\%$ e em 3º instar $> 51\%$ e $\leq 74\%$. A emergência de adultos foi reduzida em $< 24\%$ em todos os tratamentos. Ninfas tratadas com *C. javanica* também apresentaram valores de confirmação de mortalidade, em todas as avaliações. Valores de TL_{50} foram expressos em ninfas de 1º a 3º instar e na confirmação de mortalidade de ninfas de 4º instar. O fungo *C. javanica* causou mortalidade confirmada nos estádios avaliados e em adultos emergidos, de ninfas de 4º instar tratadas pelo fungo. A pulverização de *C. javanica* isolado BRM 27666 em *A. cocois* resultou em uma redução significativa da praga, impactando sua biologia.

Palavras-chave: Controle Microbiológico; Fungo Entomopatogênico; Virulência

ABSTRACT

The spraying of *Cordyceps javanica* may result in a significant reduction in the population of *Aleurodicus cocois*. Therefore, efforts were made to determine the virulence of *C. javanica* against eggs and nymphal stages of *A. cocois* on cashew leaves in a screened house. Four bioassays were conducted with concentrations of 1×10^7 , 1×10^8 , 5×10^7 e 5×10^8 conidia mL⁻¹ on eggs and 1st to 4th instar nymphs of *A. cocois*, with adults emerged from the latter treatment also evaluated. The fungus's virulence was expressed and compared in terms of percentage mortality, confirmed mortality and estimation of lethal time (LT₅₀). The highest concentration of *C. javanica* could reduce egg hatching by up to $\leq 4\%$. The mortality of 1st instar nymphs ranged between $> 60\%$ and $\leq 87\%$, in 2nd instar $> 61\%$ and $\leq 77\%$, and in 3rd instar $> 51\%$ and $\leq 74\%$. Adult emergence was reduced by $< 24\%$ in all treatments. Nymphs treated with *C. javanica* also showed mortality confirmation values in all evaluations. LT₅₀ values were expressed in 1st to 3rd instar nymphs and in the mortality confirmation of 4th instar nymphs. The spraying of isolated *C. javanica* BRM 27666 on *A. cocois* resulted in a significant reduction of the pest, impacting its biology. The fungus *C. javanica* caused confirmed mortality in the evaluated instars and in emerged adults of 4th instar nymphs treated by the fungus.

Keywords: Microbiological Control; Entomopathogenic Fungus; Virulence

4 INTRODUÇÃO

A área de cultivo de cajueiro (*Anacardium occidentale* L.) no Brasil atingiu a marca de 427 mil hectares e a produção de castanha-de-caju alcançou 110 mil toneladas em 2021, sendo o Ceará o estado com maior produção e exportação, de acordo com dados do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE, 2022). Nessa cultura, as pragas representam um dos principais desafios para a produção. As infestações da mosca-branca-do-cajueiro (*Aleurodicus cocois* (Curtis)) (Hemiptera: Aleyrodidae), em particular, têm um impacto significativo, podendo resultar em perdas expressivas que alcançam até 90% da produtividade em pomares de cajueiro (Carneiro et al., 2006). Tal ameaça destaca a necessidade de estratégias eficazes de manejo de pragas para proteger a produção e garantir a sua sustentabilidade.

A mosca-branca-do-cajueiro forma colônias na superfície abaxial das folhas, na qual sua atividade alimentar causa danos que culminam em anomalias no metabolismo vegetal (Saraiva et al., 2022). Como dano indireto, ao sugar a seiva da planta, essa praga libera substâncias açucaradas pelos seus excrementos que são depositadas na superfície foliar do vegetal promovendo o desenvolvimento de patogenicidades de natureza fúngica como a fumagina (*Capnodium* sp.), comprometendo a fotossíntese das plantas e potencialmente sua produção (Goiana et al., 2020).

Os efeitos provocados por essa praga são visíveis em todas as etapas de seu desenvolvimento (Goiana et al., 2017), o controle em todas essas fases se torna necessário. Para evitar surtos dessa praga e minimizar danos significativos aos cajueiros, torna-se crucial desenvolver novas estratégias para o seu manejo efetivo no pomar. A utilização de um produto à base de fungos entomopatogênicos têm demonstrado eficácia na supressão e controle de outras espécies de mosca-branca, como *Bemisia tabaci* Biotipo B, tanto em condições de casa-de-vegetação quanto em campo (Boaventura et al., 2021; Souza et al., 2022).

O complexo do gênero *Cordyceps*, incluindo *C. javanica* são as espécies que mais atacam espécies de moscas-brancas em agroecossistemas em todo o mundo (Lacey et al., 2008). Esse fungo apresenta resistência ao estresse osmótico e oxidativo, resiliência ao UV-B (radiação ultravioleta B), alta virulência, produção de conídios e tolerância ao calor (Mascarin et al., 2018). Muitos estudos relatam a eficiência desse fungo no controle de mosca-branca e a persistência de seus conídios (Sain et al., 2021; Domingues et al., 2022; Lopes et al., 2023). Entender o impacto da virulência de *C. javanica* em *A. cocois*, amplia o espectro de hospedeiros potenciais e abre oportunidades para aproveitar sua adaptabilidade em diferentes ambientes.

Ensaio laboratoriais demonstraram virulência de cepas de *C. javanica* em diferentes espécies de moscas-brancas (Wraight et al., 1998, Scorsetti et al., 2008; Tian et al., 2016; Wu et al.; 2021;). Posteriormente, também foi evidenciado em experimentos em casa telada (Boaventura et al., 2021) e campo (Wu et al., 2023). Em *A. cocois* e eficiência de fungos entomopatogênicos foi evidenciada apenas em estudos feitos em laboratório, por Núñez, Iannacone & Gómez (2008). Nenhum tipo de pesquisa relacionando *C. javanica* a praga *A. cocois* tinha sido elaborada, até o presente estudo.

Considerando a eficácia reconhecida de *C. javanica* no controle de insetos-praga e a adaptabilidade desse fungo em diferentes ambientes, acredita-se que a pulverização desse fungo em *A. cocois* resultará em uma redução significativa na população da praga. Portanto, procurou-se determinar a virulência de *C. javanica* a ovos e estágios ninfais de *A. cocois* em folhas de cajueiro em casa telada.

5 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 Criação de insetos e cultivo de plantas

A criação de *A. cocois* teve início com indivíduos adultos coletados de cajueiros na estação experimental da Embrapa Agroindústria Tropical, Pacajus – CE (4° 10' 35" S; 38° 28' 19" W; 79 m de altitude).

Colônias dessa praga foram estabelecidas em plantas de cajueiro do clone CCP 76, mantidas em condições de telado, sob condições ambientais de temperatura média de 35 ± 10 °C, umidade relativa de $50 \pm 30\%$. A escolha desse clone foi baseada em testes preliminares de resistência das plantas à praga, onde genótipo CCP 76 foi considerado como suscetível à mosca-branca (Goiana et al., 2020).

Com a colônia estabelecida, mudas de cajueiro do mesmo genótipo, enxertadas há seis meses e com quatro a seis folhas, foram introduzidas na criação da mosca-branca para infestação. Essas mudas permaneceram na criação por um período de 48 horas, a fim de assegurar a oviposição. Posteriormente as mudas foram transferidas para gaiolas de madeira e tela de tecido *voile* (1 m × 1 m × 1 m).

As mudas com insetos nos instares necessários para os bioensaios, foram progressivamente separadas de acordo com os estágios do inseto a serem utilizados para as aplicações do fungo. Os dados referentes às concentrações testadas, a viabilidade dos conídios, períodos experimentais, dias de avaliação, médias de temperatura e umidade relativa estão detalhados na Tabela 1.

5.2 Preparação fúngica para os bioensaios

No experimento foi utilizado o produto comercial Lalguard Java contendo o fungo *C. javanica* isolado BRM 27666 na concentração de 1×10^{10} conídios viáveis/g e formulação pó molhável (WP). As suspensões de esporos foram agitadas vigorosamente por três minutos até que os aglomerados de conídios estivessem separados e completamente homogêneos. As concentrações de conídios foram determinadas utilizando um microscópio com contraste de fase no aumento de 400×.

Foram realizados quatro bioensaios para avaliar a virulência de *C. javanica* aos estágios de desenvolvimento de *A. cocois*. As concentrações para o tratamento (Tabela 1) foram diluídas em três séries a partir da suspensão original, utilizando água destilada estéril. A viabilidade dos conídios foi avaliada antes da instalação de cada experimento. Para isso, uma alíquota de 100 µL da suspensão foi transferida para placas de Petri (60 × 15 mm) contendo meio BDA e incubadas a 26 °C. Após 16 h foi realizada a contagem de conídios germinados e não germinados (200 conídios placa⁻¹) em um microscópio óptico com contraste de fase a 400× segundo metodologia de Lacey (2012) e Boaventura et al., (2021). O conídio foi considerado germinado quando o tubo germinativo era maior que o diâmetro do conídio. A viabilidade dos conídios foi acima de 99% para todos os experimentos.

5.3 Virulência de *C. javanica* a ovos e ninfas

A avaliação da eficiência do fungo sobre ovos de *A. cocois* foi realizada a partir da viabilidade desses ovos, utilizando uma lupa manual (Stemi 305/508 – 5:1). Ovos inviáveis, sem eclosão de ninfas até o final da última avaliação, 10 dias após pulverização (DAP), foram considerados mortos por *C. javanica*. Conforme os dados de biologia da praga descritos por Goiana et al. (2017), a eclosão das ninfas ocorre a partir do sétimo dia após a oviposição. Para confirmar a mortalidade dos ovos pelo fungo, no 10º DAP, as folhas tratadas foram retiradas das plantas e colocadas em câmara úmida (placas de Petri de 90 mm) com algodão umedecido com água destilada adicionado ao pecíolo) por cinco dias. As placas foram transferidas para câmara de crescimento BOD (Demanda Bioquímica de Oxigênio) mantida a 26 °C, 70-80% de umidade relativa, com fotoperíodo de 12 horas. Os ovos marcados como mortos e que apresentavam crescimento hifal *post mortem* foram considerados infectados pelo fungo.

Quando as ninfas estavam nos estágios de 1º, 2º, 3º, 4º instar, as concentrações foram aplicadas na parte abaxial das folhas primárias de plantas de cajueiro utilizando-se um micro pulverizador (agulha de 0,3 mm, aerógrafo Paasche® tipo H-set) conectado a uma bomba a

vácuo e calibrado para 400 µl (microlitros) por folha, garantindo uma cobertura uniforme. O tratamento controle foi pulverizado com água destilada estéril com mesma calibração das aplicações fúngicas. Os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com dez repetições, sendo cada uma composta por uma folha contendo pelo menos 15 ovos ou ninfas por folha.

As folhas tratadas foram examinadas para avaliação da mortalidade das ninfas utilizando uma lupa (Stemi 305/508 – 5:1) em diferentes datas (tabela 1). A determinação da mortalidade seguiu a metodologia descrita por Boaventura et al. (2021). Ninfas que apresentaram desidratação ou sintomas amarelados com crescimento micelial ou conidial em seu cadáver foram consideradas mortas devido à ação de *C. javanica*. A confirmação da mortalidade das ninfas pelo fungo foi igual à avaliação de ovos descrita acima.

Para as ninfas de 4º instar foi avaliada também a mortalidade dos adultos que emergiram das ninfas tratadas. Em cada data de avaliação, as folhas tratadas foram inspecionadas para verificar a emergência de adultos a partir das ninfas. Para isso, também foi utilizando uma lupa. Ninfas que não eclodiram até o término das avaliações (20 dias após tratamento) foram consideradas mortas devido à ação de *C. javanica*. Conforme Goiana et al. (2017), em laboratório, as ninfas do 4º instar começam a eclodir a partir do 8º dia. Para garantir uma contagem precisa e evitar a perda de adultos, as folhas tratadas foram colocadas em placas de Petri (90 mm) contendo algodão úmido adicionado ao pecíolo, do 6º até o 20º dia após a aplicação do fungo nas ninfas de 4º. instar. Essa incubação ocorreu em uma câmara de crescimento (BOD) mantida a 26 °C, 70-80% de umidade relativa, com fotoperíodo de 12 horas.

As ninfas que não morreram pelo fungo e, conseqüentemente, os adultos emergiram e permaneceram sobre a folha tratada e incubada. Esses adultos tiveram sua mortalidade avaliada por sete dias. Os adultos mortos que exibiram crescimento hifal eram considerados infectados pelo fungo.

5.4 Análises estatísticas dos dados

A virulência das concentrações do fungo foi expressa e comparada em termos de percentual de mortalidade, mortalidade confirmada (percentual de cadáveres de insetos com micose fúngica) e estimativa do tempo letal (TL₅₀) para as fases de vida da praga avaliadas.

As análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R na versão 4.3.2, conforme indicado pelo R Core Team (2023), utilizando o pacote DRC. Para estimar a viabilidade de ovos, mortalidade de ninfas, emergência de adultos e tempo letal (TL₅₀) em ninfas, foram ajustados modelos não lineares (Log-logístico, logístico e Weibull) (Ritz et al 2015).

Para a análise de curvas em experimentos, tais como ovos eclodidos, mortalidade em diferentes instares e emergência de adultos, utilizou-se o pacote DRC. Nesse contexto, foi identificado um modelo não linear apropriado, escolhido dentre as opções disponíveis no pacote DRC (Ritz et al, 2015). Após o ajuste do modelo, procedeu-se à verificação do comportamento das curvas ao longo do período avaliado sobre sua semelhança (Dette et al., 2018). A partir dessa análise é possível observar uma estatística de teste (matriz D2) comparada com uma distribuição qui-quadrado (χ^2) com 1 grau de liberdade. Se for o caso, fixou α a 5% e foi considerado a decisão com base no P – valor, onde $P \leq 0,05$ para significância (Dette et al., 2018).

Os TL_{50} foram determinados a partir das curvas ajustadas. Os intervalos de confiança dos TL_{50} construídos com base nos valores encontrados, em que foi considerado semelhantes quando tais intervalos se entrecruzavam. Para expressar a confirmação da mortalidade de adultos, um Modelo Generalizado Linear (GLM) foi aplicado com função de distribuição binomial e link logit.

6 RESULTADOS

6.1 Virulência de *C. javanica* na viabilidade de ovos

A pulverização de concentrações do fungo *C. javanica* influenciou a taxa de eclosão dos ovos ao longo do tempo (Fig. 1). Todas as curvas das concentrações do fungo diferiram em relação ao controle (Tabela 2). Uma diferença estatística foi observada quando comparadas as menores concentrações (1×10^7 e 5×10^7 conídios mL^{-1}), com valores de eclosão $\leq 40\%$ e $\leq 31\%$ em relação as maiores (1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1}), com eclosão $\leq 5\%$ e $\leq 4\%$, respectivamente (Tabela 2).

Todas as concentrações pulverizadas de *C. javanica* apresentaram confirmação de mortalidade nos ovos de *A. cocois*, até 20 DAP (Fig. 2). As menores concentrações apresentaram $> 51\%$ e $\leq 56\%$ e as maiores $> 83\%$ e $\leq 88\%$, respectivamente (Fig. 2). A maioria das concentrações demonstraram diferença estatística entre si, com exceção a comparação entre as concentrações 5×10^7 conídios mL^{-1} e 1×10^7 conídios mL^{-1} , com valor de $P = 0,2$ (Tabela 4).

6.2 Virulência de *C. javanica* para 1º, 2º e 3º instar

A pulverização de concentrações do entomopatogênico *C. javanica* influenciou na mortalidade de ninfas de 1º, 2º e 3º instar de *A. cocois* ao longo do tempo (Tabela 2). Nesses

três instares, todos os tratamentos diferiram de seus respectivos controles, que também não apresentou mortalidade confirmada de ninfas (Tabela 4).

As concentrações pulverizadas com *C. javanica* em ninfas de 1º instar, apresentaram diferenças estatísticas, quando comparadas, em sua maioria, exceto entre as concentrações de 5×10^7 e 1×10^8 conídios mL^{-1} (Tabela 2). Todas as concentrações testadas apresentaram porcentagem de mortalidade entre $> 60\%$ e $\leq 87\%$ (Fig. 3 A).

Observações sobre as curvas de mortalidade em ninfas de 2º predominam semelhanças entre as concentrações pulverizadas (Tabela 2). Entretanto, diferenças estatísticas foram observadas somente na maior concentração (5×10^8 conídios mL^{-1}) em relação às duas concentrações inferiores para o 2º instar (Tabela 2). Nesse instar a mortalidade dos tratamentos variou entre $> 61\%$ e $\leq 77\%$ (Fig. 3B).

Essa predominância também ocorre em tratamentos de ninfas em 3º instar (Tabela 4). As diferenças foram identificadas apenas entre as duas concentrações mais elevadas e a maior concentração em comparação com a menor (1×10^7 conídios mL^{-1}) (Tabela 4). A mortalidade nesse instar com as concentrações pulverizadas variou entre $> 51\%$ e $\leq 74\%$ (Fig. 3C).

Ao se avaliar o TL_{50} todas as concentrações ocasionaram 50% de mortalidade para esses três instares avaliados (Tabela 3). Em ninfas de 1º instar, as menores concentrações se encontram em intervalos iguais, enquanto a concentração 1×10^8 conídios mL^{-1} difere de todos os tratamentos (Tabela 3). Nesse instar, a maior concentração além de apresentar um TL_{50} significativamente menor e com diferença em comparação com os outros tratamentos, apresentou um TL_{50} extrapolado de 2,3 DAP, valor fora do intervalo quando comparado com os demais resultados (Tabela 3).

Ninfas de 2º instar tratadas com *C. javanica* não apresentaram nenhuma diferença no TL_{50} entre todas as concentrações pulverizadas (Tabela 3). Já os tratamentos em ninfas de 3º instar não apresentaram diferença no TL_{50} na suscetibilidade a *C. javanica* entre as concentrações 1×10^7 conídios mL^{-1} e 1×10^8 conídios mL^{-1} e entre 5×10^7 conídios mL^{-1} e 1×10^7 conídios mL^{-1} (Tabela 3).

Todas as concentrações apresentaram mortalidade confirmada nos três instares avaliados (Fig. 4). Ninfas de 1º instar apresentaram mortalidade confirmada $> 34\%$ e $\leq 73\%$, Ninfas de 2º instar $> 38\%$ e $\leq 60\%$ e em ninfas de 3º instar $> 29\%$ e $\leq 53\%$, nas concentrações pulverizadas (Fig. 4). Diferenças significativas foram vistas apenas nos tratamentos em ninfas de 1º instar e na concentração 1×10^8 conídios mL^{-1} em ninfas de 3º instar tratadas com *C. javanica* (Tabela 4).

6.3 Virulência de *C. javanica* para o 4º instar e emergência de adultos

Todas as pulverizações de *C. javanica* em ninfas de 4º instar de *A. cocois*, influenciaram a emergência de adultos ao longo do tempo, reduzindo-a entre $< 24\%$ e $\leq 15\%$ com as concentrações (Fig. 5). Todas as concentrações diferiram do controle e este, não apresentou confirmação de mortalidade nas ninfas (Fig. 6). A maioria dos resultados nesse instar exibiu semelhança, com exceção da maior concentração em comparação com as duas concentrações de 1×10^8 conídios mL^{-1} (Tabela 3).

Em todas as concentrações testadas de *C. javanica*, nesse instar, a confirmação de mortalidade apresentou $\geq 67\%$ de ninfas com sinais fúngicos, nesse período (Fig. 6 A). Todas as concentrações demonstraram diferença em comparação com o controle (Tabela 4). As distinções estatísticas entre as curvas de mortalidade, em 4º instar, foram notáveis apenas entre a maior concentração e as duas menores (Tabela 3). As estimativas de LT_{50} para essas pulverizações apresentaram, na maior concentração, valores fora dos intervalos das demais (Tabela 3).

Adultos emergidos dos tratamentos em ninfas de 4º instar, apresentaram mortalidade confirmada por esporulação do fungo em 25 DAP, enquanto os adultos da testemunha continuaram a não demonstrar sinais fúngicos (Fig. 6 B). Os valores mostraram diferenças significativas entre as maiores e menores concentrações (Tabela 4).

7 DISCUSSÃO

Este é o primeiro estudo envolvendo *C. javanica* e *A. cocois*. Os resultados da pesquisa evidenciaram a eficácia do entomopatogênico em todos os bioensaios avaliados quando comparados aos seus respectivos controles. Nessa pesquisa o produto a base de *C. javanica* BRM27666 demonstrou alta virulência contra *A. cocois* e sinais de infecção fúngica, produzindo inóculo nos cadáveres de insetos pulverizados. Este isolado foi selecionado a partir do estudo conduzido por Boaventura et al. (2021), no qual demonstrou a alta capacidade de infecção nos estágios de 1º a 3º instar de *B. tabaci*, resultando em níveis significativos de mortalidade em condições de peneira, acompanhado de um maior crescimento *post-mortem* das hifas, tornando-o mais evidente.

É comumente documentado na literatura que ovos de moscas-brancas possuem baixa suscetibilidade à pulverização com fungos entomopatogênicos (Negasi, A., Parker, B. L., & Brownbridge, M., 1998; Lacey et al., 1999; Gindin et al., 2000; Ramos et al., 2000; Mascarin et al., 2013). No entanto, neste estudo, foi observada uma alta mortalidade de ovos de *A. cocois* tratados com o isolado BRM27666. Enquanto os ovos não pulverizados apresentaram uma taxa de eclosão > 94,8% aos 15 DAP, os ovos pulverizados com a maior concentração do produto reduziram essa taxa ≤ 4% no mesmo período. Essa característica também foi apresentada por Mascarin et al. (2013), os autores observaram uma baixa mortalidade de ovos de *B. tabaci* tratados com diferentes isolados de *C. javanica*.

Algumas pulverizações com BRM27666 em ninfas de *A. cocois* mostraram algumas diferenças significativas, quanto a virulência e o TL₅₀, principalmente quando comparadas maiores e menores concentrações. Aspectos de morfologia da praga, como o seu tamanho em comparação com *B. tabaci* ser maior, concentrações maiores podem causar um efeito maior e mais rápido. Não foram observadas diferenças na suscetibilidade aos isolados de *Cordyceps sp* nos experimentos de Boaventura et al. (2021) entre ninfas de 1º a 3º instares em termos de TL₅₀. Todas as pulverizações com o produto BRM27666 foram altamente infecciosos para 1º a 4º instares de *A. cocois*. A espécie *C. javanica* também demonstrou alta mortalidade, porém apenas em ninfas de 1º a 3º instares de *B. tabaci* no experimento de (Boaventura et al., 2021) sob as mesmas condições desse experimento.

O tempo médio de desenvolvimento e sobrevivência dos estágios de vida de *A. cocois* certamente foi um fator determinante para o alto poder de infecção de *C. javanica* nessa praga. Geralmente, as ninfas do 4º instar de *B. tabaci* são menos suscetíveis a infecções fúngicas do que seus instares mais jovens (Osborne et al., 1990; James et al., 2003; Cabanillas & Jones,

2009; Zhang et al., 2018; Boaventura et al., 2021). Uma maior mortalidade nesse instar evidenciada nas pulverizações em 4º instar de *A. cocois* pode ser atribuído ao seu maior tempo de desenvolvimento em comparação com *B. tabaci*. Na pesquisa de (Goiana et al., 2017) *A. cocois* tem um ciclo até chegar na sua fase adulta em média de 33 dias, sob a temperatura de 28° C. Para a espécie *B. tabaci* esse ciclo foi reduzido em uma média de 24 dias sob a temperatura de 24° C, nos estudos de (Chandi, Kataria & Fand, 2021). Uma pesquisa de microscopia eletrônica de varredura (MEV) conduzida por Tian et al. (2015) demonstrou que os conídios de *C. fumosorosea* começaram a germinar e formar apressórios em 24 horas, enquanto as hifas penetraram na cutícula e invadiram *B. tabaci* a partir de 48 horas. O processo de infecção desse fungo começa com a fixação dos conídios à cutícula do hospedeiro, seguido pelo crescimento e penetração através do tegumento. Assim, as ninfas que levam mais tempo para se desenvolver têm um período maior para a penetração dos apressórios fúngicos, o que diminui suas chances de sobrevivência.

Outro fator que pode ter contribuído de forma geral para a alta virulência do fungo em todos os instares de *A. cocois* avaliados seria a presença de secreção de cera pulverulenta nos corpos e asas de adultos. Essa cera pode contribuir auxiliando na fixação e penetração dos conídios de *C. javanica*. Logo após emergirem, os adultos permanecem imóveis até, em média, três dias, quando se recobrem com uma camada dessa cera pulverulenta e começam a visitar outras folhas para se alimentar e ovipositar (Goiana et al., 2017). A partir disso, as fêmeas das espécies de Aleurodicus depositam seus ovos em espiral na face inferior das folhas, cobrindo toda a folha atacada com essa cera de cor branca (Boughton et al., 2015). Essa cera, a princípio funciona como proteção, mas ao aplicar o entomopatogênico pode ser porta de entrada de penetração fúngica e assim infecção de ninfas. Além disso, cera infectada com *C. javanica* pode ser levada pelos adultos para outras folhas com ataque da praga e assim, gerar mais infecção do fungo nesses insetos.

Os resultados também demonstraram crescimento de hifas *post mortem* (mortalidade confirmada) de *C. javanica* em todos os bioensaios tratados. A infecção dos ovos da praga ou dos instares ninfais segundo Bohatá et al. (2023) indica que uma nova geração de conídios do fungo que se desenvolvem nos cadáveres pode se espalhar pelas lavouras e infectar indivíduos saudáveis. Esses autores também afirmam que a transmissão horizontal resultante pode diminuir a frequência de pulverização das suspensões fúngicas contra pragas nocivas. Esse aspecto também foi relatado pela pesquisa de Boaventura et al. (2021), as hifas BRM 27666 rapidamente cobriram os hospedeiros mortos, estenderam-se por vários milímetros ao redor das ninfas infectadas e produziram grandes quantidades de conídios. Essa atividade também foi

evidenciada em adultos que emergiram de ninfas de 4º instar tratadas. Esses adultos ao emergirem de ninfas infectadas, irão flutuar sobre a área de cultivo, garantindo a disseminação desses conídios sobre o agroecossistema e futuras infecções de insetos-praga.

O produto a base de *C. javanica* BRM2766 é um bom candidato para testes de campo no manejo de moscas-brancas. Estudos futuros poderão direcionados para avaliar a eficácia de campo e a persistência pós-pulverização desta cepa para o manejo de populações de mosca-branca em cajueiro. Essa espécie pode se destacar como um agente essencial no controle das populações de *A. cocois*, devido sua especificidade para grupos de insetos sugadores, infectividade a diferentes estágios de vida das pragas, baixo impacto ambiental, compatibilidade com outras práticas de controle, potencial para controle a longo prazo e eficácia de produção em larga escala (Santos et al., 2018; Wang et al., 2021; Behle et al., 2022).

8 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A pulverização de *C. javanica* em *A. cocois* resultou em uma redução significativa da praga, impactando sua biologia. Concentrações do fungo de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^7 e 5×10^8 conídios mL⁻¹ reduziram a viabilidade de ovos eclodidos e causaram mortalidade em 1º, 2º e 3º instar ao longo do tempo. A emergência de adultos foi inibida por todas as concentrações do fungo em ninfas de 4º instar. O fungo *C. javanica* causou mortalidade confirmada nos estádios avaliados e em adultos emergidos, de ninfas de 4º instar tratadas pelo fungo.

REFERÊNCIAS

- AL-DEGHAIRI, M. A. Bioassay evaluation of the Entomopathogenic Fungi, *Beauveria bassiana* Vuillemin against eggs and nymphs of *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 11, p. 1551-1560, 2008.
- BEHLE, R. W., WU, S., TOEWS, M. D., DUFFIELD, K. R., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Comparing production and efficacy of *Cordyceps javanica* with *Cordyceps fumosorosea*. **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 2, p. 455-461, 2022.
- BOAVENTURA, H. A., QUINTELA, E. D., SANTOS, E. N., SILVA, J. F. A., & HUMBER, R. A. Susceptibility of all nymphal stages of *Bemisia tabaci* Biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) to three brazilian isolates of *Cordyceps sp.* (Hypocreales: Cordycipitaceae) in a greenhouse under variable temperature and moisture conditions. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 100-113, 2021.
- BOHATÁ, A., FOLORUNSO, E. A., LENCOVÁ, J., OSBORNE, L. S., & MRAZ, J. Control of sweet potato whitefly (*Bemisia tabaci*) using entomopathogenic fungi under optimal and suboptimal relative humidity conditions. **Pest Management Science**, 2023.

BOUGHTON, A. J., MENDEZ, M. A., FRANCIS, A. W., SMITH, T. R., OSBORNE, L. S., MANNION, C. M. Host stage suitability and impact of *Encarsia noyesi* (Hymenoptera: Aphelinidae) on the invasive rugose spiraling whitefly, *Aleurodicus rugioperculatus* (Hemiptera: Aleyrodidae), in Florida. **Biological Control**, v. 88, p. 61-67, 2015.

CABANILLAS, E., & JONES, W.A. Pathogenicity of *Isaria sp.* (Hypocreales: Clavicipitaceae) against the sweet potato whitefly B biotype, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Crop Protection**, 28, p. 333–337. 2009.

CARNEIRO, J. S., SILVA, P. H. S., RÉGO, M. T. **Manejo do controle químico e biológico da mosca-branca-do-cajueiro *Aleurodicus cocois* na cajucultura do Piauí**. ReHAgro-recursos humanos do agronegócio. 2006.

CHANDI, R.S., KATARIA, S.K. & FAND, B.B. Effect of temperature on biological parameters of cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Int J Trop Insect Sci**, v. 41, p. 1823–1833, 2021.

DETTE, H., MÖLLENHOFF, K., VOLGUSHEV, S., & BRETZ, F. Equivalence of Regression Curves. **Journal of the American Statistical Association**, v. 113(522), p. 711-729. 2018.

DOMINGUES, M. M., SANTOS, P. L., GEA, B. C. C., CARVALHO, V. R., OLIVEIRA, F. N., SOLIMAN, E. P.; ... & WILCKEN, C. F. Isolation and molecular characterization of *Cordyceps sp.* from *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and pathogenic to *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e253028, 2022.

GINDIN, G., GESCHTOVT, N. U., RACCAH, B., & BARASH, I. Pathogenicity of *Verticillium lecanii* to different developmental stages of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Phytoparasitica**, v. 28, p. 229-239, 2000.

GOIANA, E. D. S., DIAS, N. D. S., VIDAL-NETO, F. D. C., MACIEL, G. D. S., PASTORI, P. L., & MELO, J. W. S. Some biological parameters and colonization of *Aleurodicus cocois* on dwarf-cashew. **Idesia**, v. 35, n. 2, p. 117-120, 2017.

GOIANA, E. S., DIAS-PINI, N. S., VIDAL-NETO, F. C., GOMES FILHO, A. A., SILVA, C. S., & SARAIVA, W. V. Dwarf cashew antibiotic and antixenotic resistance to the whitefly *Aleurodicus cocois*. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 92, p. e20180663, 2020.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola** | IBGE. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9201-levantamento-sistemico-da-producao-agricola.html>>. IBGE, 2022. Acesso em: 13/12/2023.

JAMES, R.R., BUCKNER, J.S., & FREEMAN, T.P. Cuticular lipids and silverleaf whitefly stage affect conidial germination of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus*. **Journal of Invertebrate Pathology**, 84, p. 67–74. 2003.

LACEY, L. A. (Ed.). **Manual of techniques in invertebrate pathology**. Academic Press, 2012.

LACEY, L. A., KIRK, A. A., MILLAR, L., MERCADIER, G., & VIDAL, C. J. B. S. Ovicidal and larvicidal activity of conidia and blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae)

with a description of a bioassay system allowing prolonged survival of control insects. **Biocontrol Science and Technology**, v. 9, n. 1, p. 9-18, 1999.

LACEY, L.A.; WRAIGHT, S.P.; KIRK, A.A. Entomopathogenic fungi for control of *Bemisia spp.*: foreign exploration, research and implementation. In: GOULD, J.K.; HOELMER, K.; GOOLSBY, J. (Eds.), *Classical Biological Control of Bemisia tabaci in the USA: A Review of Interagency Research and Implementation*. Springer, Dordrecht, pp. 33–69, 2008.

LOPES, R. B., DE SOUZA, D. A., INGLIS, P. W., & FARIA, M. Diversity of anamorphic *Cordyceps* (formerly *Isaria*) isolated from Brazilian agricultural sites. **Journal of Invertebrate Pathology**, p. 107956, 2023.

MASCARIN, G. M., PEREIRA-JUNIOR, R. A., FERNANDES, É. K. K., QUINTELA, E. D., DUNLAP, C. A., & ARTHURS, S. P. 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.

MASCARIN, G.M., KOBORI, N.N., QUINTELA, E.D., DELALIBERA JUNIOR, I. The virulence of entomopathogenic fungi against *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and their conidial production using solid substrate fermentation. **Biol. Control**, v. 66, p. 209-218, 2013.

NEGASI, A., PARKER, B. L., & BROWNBRIDGE, M. Screening and bioassay of entomopathogenic fungi for the control of silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolli*. **International journal of tropical insect science**, v. 18, p. 37-44, 1998.

NÚÑEZ D. P., E., IANACONE, J., & GÓMEZ, H. Efecto de Dos Hongos Entomopatógenos en el Control de *Aleurodicus cocois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Chilean journal of agricultural research**, v. 68, n. 1, p. 21-30, 2008.

OSBORNE, L.S., G.K. STOREY, C.W. MCCOY, E J.F. WALTER. Potential for controlling the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, with the fungus, *Paecilomyces fumosoroseus*. In: *Proceedings of the Vth International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control*. p. 386–390. Adelaide, Australia. **Society for Invertebrate Pathology**, Knoxville, TN. 1990.

R CORE TEAM. (2023). **R: A Language and Environment for Statistical Computing**. R Foundation for Statistical Computing, Viena, Áustria. Recuperado de <https://www.R-project.org/>

RAMOS, E. Q., ALVES, S. B., TANZINI, M. R., & LOPES, R. B. Susceptibilidade de *Bemisia tabaci* a *Beauveria bassiana* en condiciones de laboratorio. **Manejo Integrado de Plagas**, v. 56, p. 65-69, 2000.

RITZ, C., BATY, F., STREIBIG, J. C., GERHARD, D. **Dose-Response Analysis Using R**. PLOS ONE, v. 10(12), e0146021. 2015.

SAIN, S. K., MONGA, D., HIREMANI, N. S., NAGRALE, D. T., KRANTHI, S., KUMAR, R., ... & WAGHMARE, V. N. Evaluation of bioefficacy potential of entomopathogenic fungi against the whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) on cotton under polyhouse and field conditions. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 183, p. 107618, 2021.

- SANTOS, T. T. M. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., & SANTANA, M. V. Enhanced mortality of *Bemisia tabaci* nymphs by *Isaria javanica* combined with sublethal doses of chemical insecticides. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 6, p. 598-609, 2018.
- SARAIVA, W. V., DIAS-PINI, N. S., ALVES FILHO, E. G., MELO, J. W., FANCELLI, M., COUTINHO, C. R., ... & GOIANA, E. S. Attraction of whitefly *Aleurodicus cocois* mediated by cashew volatiles. **Phytoparasitica**, v. 50, n. 2, p. 399-410, 2022.
- SCORSETTI AC, HUMBER RA, DE GREGÓRIO C, LASTRA CL. New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* pests of horticultural crops in Argentina. **BioControl** 53. p. 787–796. 2008.
- SOUZA, F. M., SILVA, R. A., MAGALHÃES, L. S., LOUREIRO, E. de S. Entomopathogenic fungi associated with whitefly control: A review. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 11, n. 11, p. e252111133536, 2022.
- TIAN, J., DIAO, H., LIANG, L., ARTHURS, S., HAO, C., MASCARIN, G., & MA, R. Host plants influence susceptibility of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae). **Biocontrol Science and Technology**, 26, p. 528–538. 2016
- TIAN, J., DIAO, H., LIANG, L., HAO, C., ARTHURS, S., & MA, R. Pathogenicity of *Isaria fumosorosea* to *Bemisia tabaci*, with some observations on the fungal infection process and host immune response. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 130, p. 147-153, 2015.
- WANG, X., PENG, F., CHENG, C., CHEN, L., SHI, X., GAO, X., & LI, J. Synergistic antifungal activity of graphene oxide and fungicides against *Fusarium* head blight in vitro and in vivo. **Nanomaterials**, v. 11, n. 9, p. 2393, 2021.
- WRAIGHT, S.P., CARRUTHERS, R.I., BRADLEY, C.A., JARONSKI, S.T., LACEY, L.A., WOOD, P., GALAINI-WRAIGHT, S. Pathogenicity of the entomopathogenic fungi *Paecilomyces spp.* and *Beauveria bassiana* against the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Journal Invertebrate Pathology**, v. 71, p. 217-226, 1998.
- WU, S., TOEWS, M. D., BEHLE, R. W., BARMAN, A. K., SPARKS, A. N., 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, 2023.
- WU, S., TOEWS, M. D., CASTRILLO, L. A., BARMAN, A. K., COTTRELL, T. E., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Identification and virulence of *Cordyceps javanica* strain wf GA17 isolated from a natural fungal population in sweetpotato whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 50, n. 5, p. 1127-1136, 2021.
- ZHANG, C., SHAO, Z.F., HAN, Y.Y., WANG, X.M., WANG, Z.Q., MUSA, P.D., & ALI, S. Effects of *Aschersonia aleyrodalis* on the life table and demographic parameters of *Bemisia tabaci*. **Journal of Integrative Agriculture**, 17, p. 389–396. 2018.

Tabela 1 Concentrações testadas, viabilidade dos conídios, datas de pulverização, dias de avaliação e condições ambientais dos experimentos conduzidos em diferentes datas com pulverizações de *C. javanica* em ovos, ninfas de 1º a 4º estágio de *A. cocois* em casa telada

Estágio do inseto	Concentração testada (conídios mL ⁻¹)	Viabilidade de dos conídios (%)	Datas do experimento	Dias de avaliação	Condições ambientais	
					Temperatura média °C (mín. - máx.)	UR média (%) (mín. - máx.)
Ovos		99	27 de setembro – 13 de outubro (2023)	5, 7, 10, 15	39,7 (29,7 – 45,2)	65,3 (43,6 – 83,9)
1º	1 × 10 ⁷					
2º	5 × 10 ⁷	99,5	28 de junho – 18 de julho (2023)	3,5, 10, 15, 20	40,3 (29,2 – 43,2)	67,8 (40,4 – 84,3)
3º	1 × 10 ⁸					
	5 × 10 ⁸					
4º		99	27 de setembro – 31 de outubro (2023)	5, 7, 14, 20	42,3 (29,9 – 46,8)	66,4 (39,6 – 81,5)

Tabela 2 Valores de P ($P \leq$ valor) das comparações das curvas de mortalidade para ninfas de *A. cocois* após tratamento com *C. javanica* em diferentes concentrações (conídios mL⁻¹) em casa telada. Foi aplicado o Modelo Generalizado Linear (GLM) com função de distribuição binomial para o cálculo dos valores de P. As curvas foram consideradas significativamente diferentes em $P \leq 0,05$

Mortalidade ninfal				
Ovos				
Tratamentos	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	<0,0001	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,3509	-	-
1×10 ⁸	<0,0001	0,0028	0,0331	-
5×10 ⁸	<0,0001	0,0020	0,0265	0,9203
1º Instar				
	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	<0,0001	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,0296	-	-
1×10 ⁸	<0,0001	0,0259	0,6985	-
5×10 ⁸	<0,0001	<0,0001	0,0062	0,0122
2º instar				
	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	0,0004	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,4385	-	-
1×10 ⁸	<0,0001	0,1463	0,1244	-
5×10 ⁸	<0,0001	0,0363	0,0455	0,4884
3º instar				
	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	0,0001	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,3009	-	-
1×10 ⁸	0,0001	0,9203	0,2986	-
5×10 ⁸	<0,0001	0,0147	0,1102	0,0131
4º instar				
	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	0,0001	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,3009	-	-
1×10 ⁸	0,0001	0,9203	0,2986	-
5×10 ⁸	<0,0001	0,0147	0,1103	0,0131
4º instar – Confirmação				
	Controle	1×10 ⁷	5×10 ⁷	1×10 ⁸
1×10 ⁷	<0,0001	-	-	-
5×10 ⁷	<0,0001	0,5376	-	-
1×10 ⁸	<0,0001	0,0773	0,2116	-
5×10 ⁸	<0,0001	0,0062	0,0298	0,2856

Tabela 3 Estimativas dos parâmetros de modelos não lineares e tempo letal médio (TL⁵⁰) de ovos e ninfas de *A. cocois* tratadas com *C. javanica* em diferentes concentrações (conídios mL⁻¹) em casa telada.

Tratamentos	Modelo	Parâmetros do modelo ^a					TL ₅₀ ^d (CI95%)
		B	C	d	e	f	
Ovos							
Controle	Log-logístico	-9,94	0,12	0,95	4,67	2,24	- ^c
1×10 ⁷		-15,71	0,00	0,40	6,71	2,22	-
5×10 ⁷		-18,18	0,00	0,31	7,59	1,19	-
1×10 ⁸		-22,67	0,00	0,05	6,77	1,15	-
5×10 ⁸		-15,67	0,00	0,04	7,07	1,48	-
1º instar							
Controle	Weibull	-1,70	0,01	0,01	3,82	0,74	-
1×10 ⁷		-1,56	0,00	0,85	4,58	2,51	11,6 (9,5 – 13,7)
5×10 ⁷		-6,28	0,00	0,74	6,55	0,50	6,4 (9,5 – 13,7)
1×10 ⁸		-3,39	0,04	0,82	6,28	0,82	6,5 (5,9 – 7,1)
5×10 ⁸		-1,97	0,20	0,89	2,84	0,90	2,3* (1,6 – 2,8)
2º instar							
Controle	Weibull	-0,01	0,00	0,04	7,11	- ^b	-
1×10 ⁷		0,63	-0,63	0,74	3,70	-	9,0 (7,4 – 10,8)
5×10 ⁷		2,29	-0,03	0,73	6,51	-	7,0 (6,2 – 7,9)
1×10 ⁸		1,02	-0,09	0,67	3,62	-	5,4 (4,5 – 6,3)
5×10 ⁸		1,44	0,11	0,78	4,97	-	4,6 (3,9 – 5,3)
3º instar							
Controle	Weibull	-0,07	0,02	-0,01	6,37	-	-
1×10 ⁷		-1,09	0,16	0,77	8,77	-	14,4 (12,9 – 15,9)
5×10 ⁷		-3,11	0,00	0,56	3,87	-	7,8 (7,4 – 8,3)
1×10 ⁸		-0,85	0,05	0,82	6,99	-	14,6 (14,3 – 14,8)
5×10 ⁸		-1,11	0,00	0,88	3,01	-	5,1 (4,6 – 5,5)
4º instar							
Controle	Log-logístico	-11,70	0,18	0,93	8,12	0,23	-
1×10 ⁷		-3,25	0,00	0,32	10,72	2,36	-
5×10 ⁷		-8,67	0,00	1,12	31,75	0,36	-
1×10 ⁸		-7,59	0,00	0,20	15,02	1,45	-
5×10 ⁸		-3,38	0,00	0,39	24,39	0,88	-
4º instar – Confirmação							
Controle	Logístico	-	-	-	-	-	-
1×10 ⁷		-0,29	0,13	1,19	18,94	-	16,8 (13,5 – 20,1)
5×10 ⁷		-0,27	0,14	0,84	15,72	-	15,9 (13,4 – 18,4)
1×10 ⁸		-0,33	0,24	0,86	14,03	-	13,0 (13,0 – 13,1)
5×10 ⁸		-0,21	0,13	0,82	8,68	-	9,3 (7,5 – 11,1)

^a Parâmetros do modelo: B = B é o fator de inclinação em torno do parâmetro "e"; C = é a assimetria mais baixa da curva; d = é a assimetria mais alta da curva; e = é o ponto de inflexão da curva; f = parâmetro de referência de simetria relacionado à hormese.

^b Parâmetro não faz parte do modelo.

^c TL⁵⁰ não avaliado.

Tabela 4 Proporção de mortos confirmados levando em consideração a mortalidade acumulada na última data de avaliação em ovos (15 DAP), 1º, 2º e 3º instar (20 DAP) e adultos (25 DAP) de *A. Cociois* após tratamentos com diferentes concentrações de *C. javanica* em casa telada. Modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial e Parâmetro do modelo não linear e parâmetro P ($P \leq$ valor). As curvas foram consideradas significativamente diferentes em $P \leq 0,05$.

Confirmação de mortalidade				
Viabilidade de ovos				
	Estimativa ^e	Erro padrão	Valor de T	Valor de P
Controle ^a	-	-	-	-
1×10 ⁷	-0,6711	0,0572	-11,735	<0,0001
5×10 ⁷	0,0912	0,0771	1,182	0,245
1×10 ⁸	0,4897	0,4896	7,79	<0,0001
5×10 ⁸	0,5472	0,0610	8,971	<0,0001
Ninfas de 1º, 2º e 3º instar ^b				
	Estimativa ^e	Erro padrão	Valor de T	Valor de P
1×10 ⁷ :1º instar	-1,0660	0,1153	-9,246	<0,0001
5×10 ⁷ :1º instar	0,4836	0,1394	3,470	0,0008
1×10 ⁸ :1º instar	0,5809	0,1329	4,372	<0,0001
5×10 ⁸ :1º instar	0,7556	0,1258	6,005	<0,0001
1×10 ⁷ :2º instar	0,0968	0,1572	0,616	0,5392
5×10 ⁷ :2º instar	-0,1843	0,1937	-0,952	0,3435
1×10 ⁸ :2º instar	-0,3757	0,1926	-1,951	0,0537
5×10 ⁸ :2º instar	-0,2935	0,1785	-1,644	0,1031
1×10 ⁷ :3º instar	-0,1605	0,1735	-0,925	0,3571
5×10 ⁷ :3º instar	-0,2553	0,2196	-1,163	0,2476
1×10 ⁸ :3º instar	-0,4604	0,2204	-2,088	0,0391
5×10 ⁸ :3º instar	-0,1662	0,1971	-0,843	0,4011
Adultos Emergidos				
	Estimativa ^e	Erro padrão	Valor de T	Valor de P
Controle ^a	-	-	-	-
1×10 ⁷	-0,3388	0,0577	-5,875	<0,0001
5×10 ⁷	0,1832	0,0687	2,668	0,0114
1×10 ⁸	0,0109	0,0808	0,135	0,8932
5×10 ⁸	0,0818	0,0758	1,079	0,2877

^a Tratamento sem resposta de confirmação de mortalidade.

^b Modelo GLM em fatorial.

^e $y = ex$ (função exponencial).

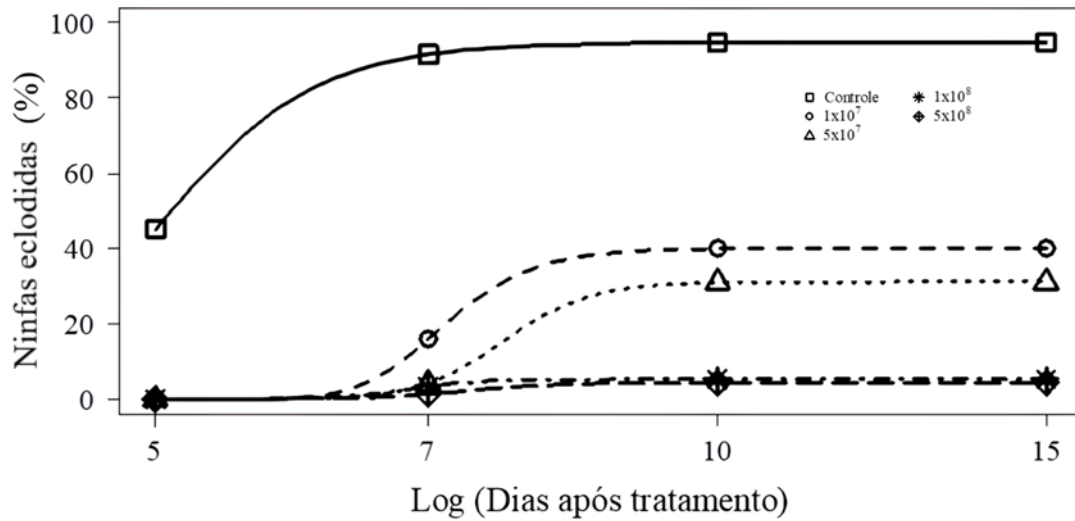


Figura 1. Viabilidade de ovos de *A. cocois* após tratamento com *C. javanica* às concentrações 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} . Experimento conduzido em casa telada. As curvas foram ajustadas de acordo com modelos não lineares Log-logístico.

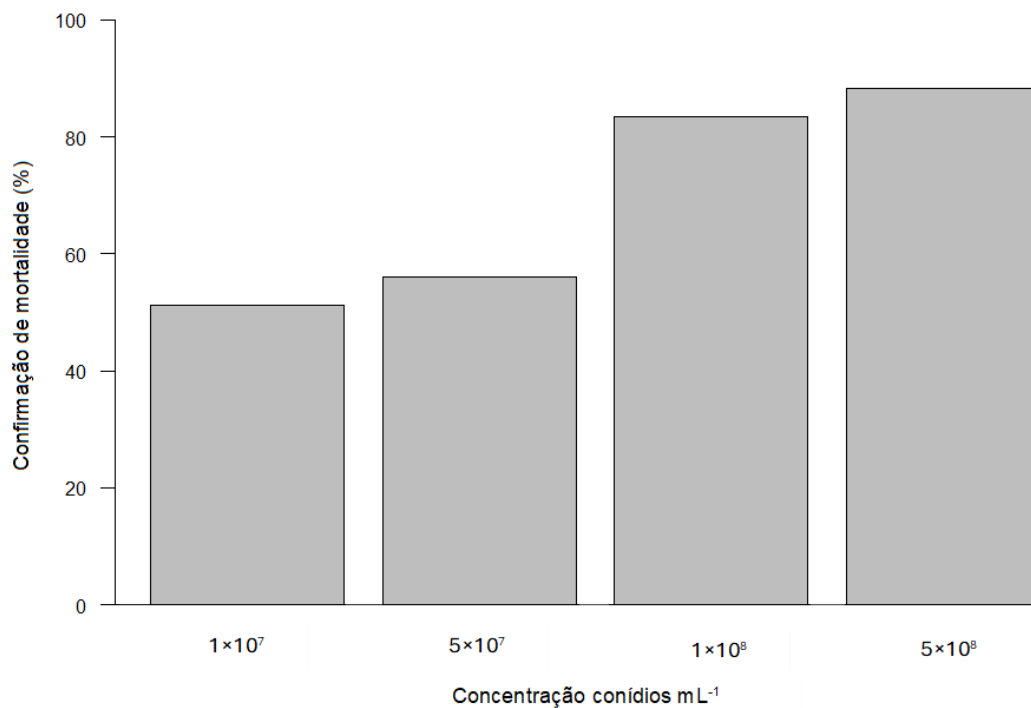


Figura 2. Confirmação de mortalidade em ovos de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada. Os percentuais de confirmação de mortalidade foram ajustados com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial.

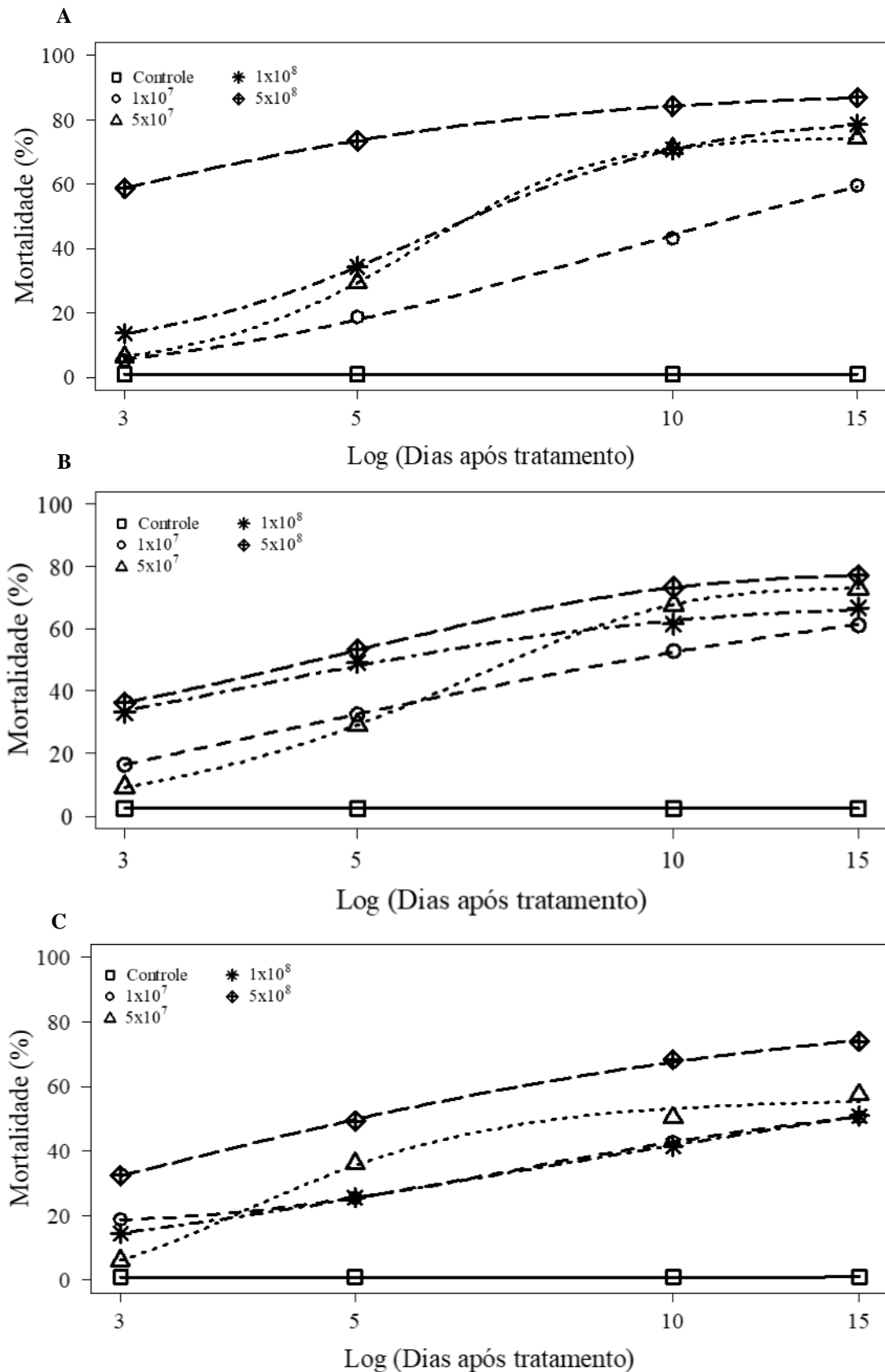


Figura 3. Mortalidade de ninfas de 1º (A), 2º (B) e 3º instar (C) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada. As curvas foram ajustadas de acordo com modelos não lineares Log-logístico (A) e Weibull (B e C)

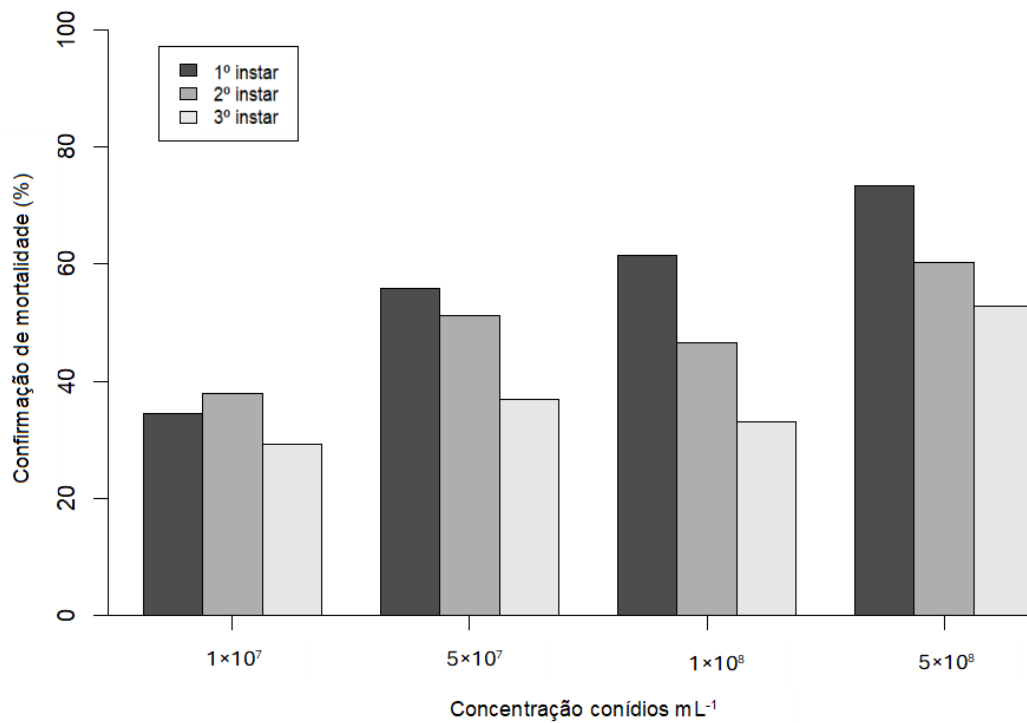


Figura 4. Confirmação de mortalidade de ninfas de 1º (A), 2º (B) e 3º instar (C) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1x10⁷, 5x10⁷, 1x10⁸ e 5x10⁸ conídios mL⁻¹ em experimentos conduzidos em casa telada, aos 20 DAP. Os percentuais de confirmação de mortalidade foram ajustados com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial

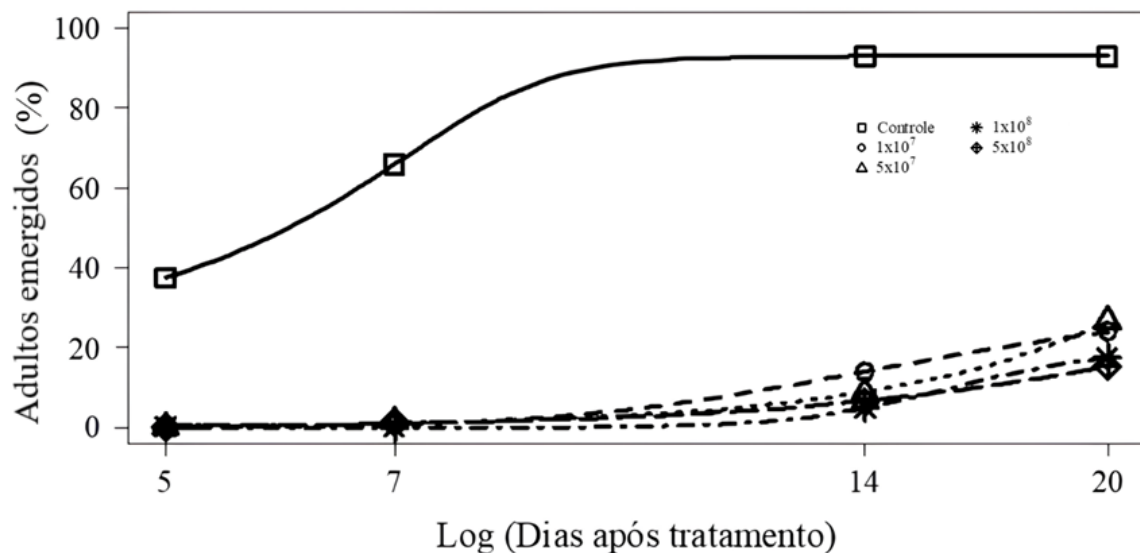


Figura 5. Emergência de adultos de *A. cocois* tratados com *C. javanica* às concentrações 1x10⁷, 5x10⁷, 1x10⁸ e 5x10⁸ conídios mL⁻¹. Experimento conduzido em casa telada. As curvas foram ajustadas de acordo com modelos não lineares Log-logístico.

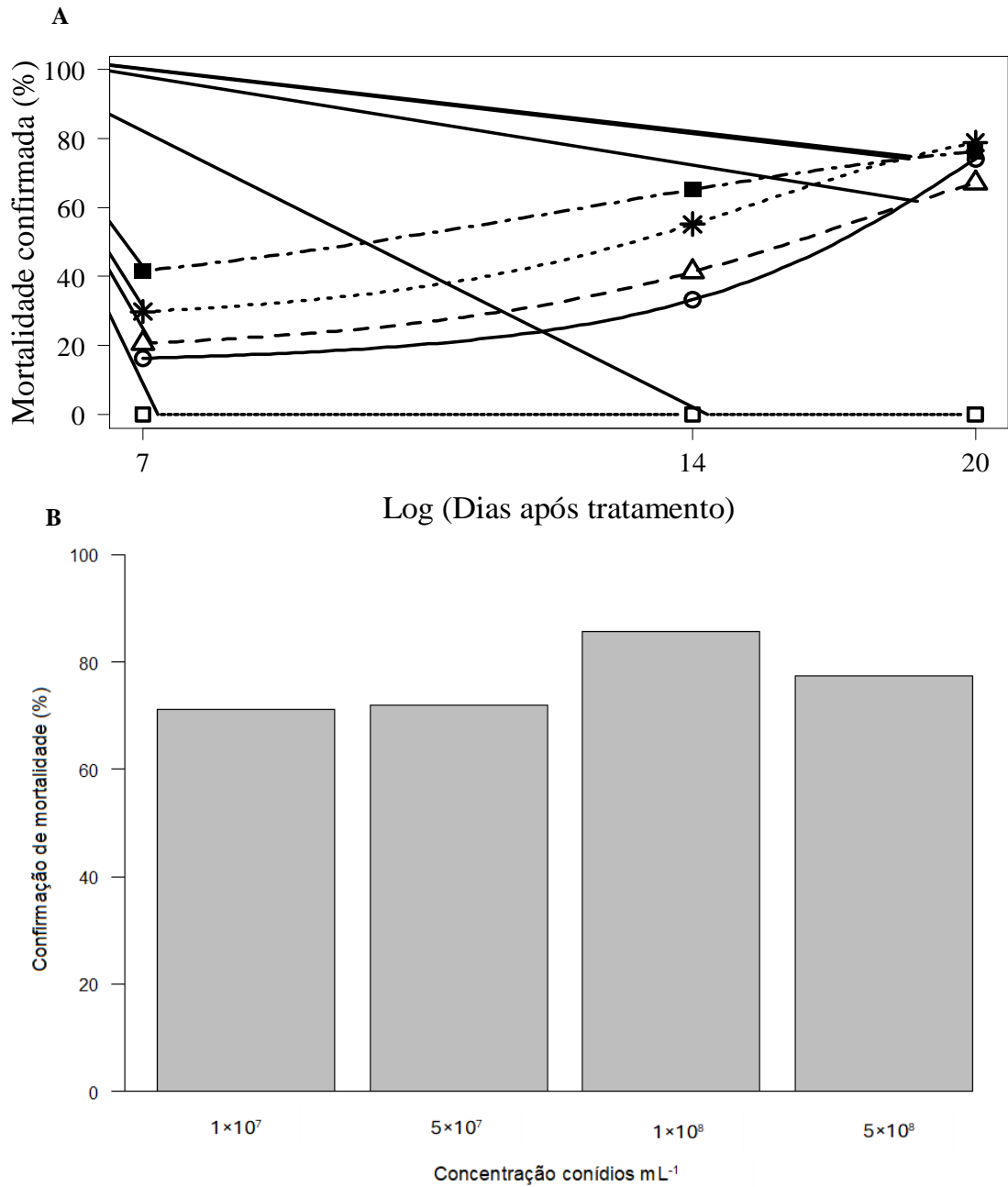


Figura 6. Confirmação de mortalidade de ninfas de 4º instar, aos 20 DAP (A) e adultos, aos 25 DAP (B) de *A. cocois* com *C. javanica* às concentrações de 1×10^7 , 5×10^7 , 1×10^8 e 5×10^8 conídios mL⁻¹ em experimentos conduzidos em casa telada. Os percentuais de confirmação de mortalidade foram ajustados com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial

CAPÍTULO 2
COMPATIBILIDADE DE *Cordyceps javanica* (HYPOCREALES:
CORDYCIPTACEAE) COM INSETICIDAS E FUNGICIDAS *IN VITRO* E EM
NINFAS DE *Aleurodicus cocois*

RESUMO

A compatibilidade *in vitro* de *Cordyceps javanica* foi avaliada com a maior dose de inseticidas: Acetamiprido + Etofenproxi; Deltametrina; Espinetoram; Flupiradifurona e fungicidas: *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazol e Azoxistrobina + Difenconazol registrados para o cajueiro, bem como a eficiência de *C. javanica* em 5×10^7 conídios/mL⁻¹ pulverizado sozinho ou em combinação com fungicidas a ninfas de 2º instar *Aleurodicus cocois* em folhas de cajueiro. A Compatibilidade *in vitro* foi investigada quanto à germinação de conídios, crescimento vegetativo, conidiogênese e unidades formadoras de colônia (UFC). A eficácia das pulverizações foi expressa percentual de mortalidade, mortalidade confirmada e estimativa do tempo letal (TL₅₀) para as ninfas avaliadas. As combinações com o inseticida Flupiradifurona e o fungicida *M. alternifolia* não alteraram o desenvolvimento de *C. javanica*. O crescimento vegetativo de *C. javanica* não foi afetado pelas combinações com inseticidas e as combinações com *M. alternifolia* e Sulfur. A conidiogênese não foi afetada pela maioria das combinações com inseticidas, mas foi por todas as combinações com fungicidas. Na contagem de UFC apenas a combinação com *M. alternifolia* não diferiu da testemunha. A maioria das combinações com fungicidas teve um impacto negativo na capacidade de infecção de *C. javanica* em ninfas de *A. cocois*. As pulverizações que utilizaram apenas o entomopatogênico causaram uma mortalidade > 78% em ninfas e em combinação com *M. alternifolia*. A Confirmação de mortalidade foi observada, em *C. javanica* + Difenconazol: ≥ 3,9%; + Sulfur: ≥ 10,9%; + *M. alternifolia*: ≥ 65,1%. O TL₅₀ foi determinado para mortalidade e sua confirmação em apenas *C. javanica* e sua combinação com *M. alternifolia*.

Palavras-chave: Combinações de pesticidas; Controle microbiológico; Fungo entomopatogênico; Tempo letal.

ABSTRACT

The *in vitro* compatibility of *Cordyceps javanica* was assessed with the highest dose of insecticides: Acetamiprid + Etofenprox; Deltamethrin; Spinetoram; Flupyradifurone, and fungicides: *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazole; and Azoxystrobin + Difenconazole registered for cashew trees, as well as the efficacy of *C. javanica* at 5×10^7 conidia/mL⁻¹ sprayed alone or in combination with fungicides on second instar *Aleurodicus cocois* nymphs on cashew leaves. *In vitro* compatibility was investigated regarding conidial germination, vegetative growth, conidiogenesis, and colony-forming units (CFU). The efficacy of sprays was expressed as percentage mortality, confirmed mortality, and estimated lethal time (TL₅₀) for the evaluated nymphs. Combinations with the insecticide Flupyradifurone and the fungicide *M. alternifolia* did not alter the development of *C. javanica*. The vegetative growth of *C. javanica* was not affected by combinations with insecticides and combinations with *M. alternifolia* and Sulfur. Conidiogenesis was not affected by most combinations with insecticides but was by all combinations with fungicides. In CFU counting, only the combination with *M. alternifolia* did not differ from the control. Most combinations with fungicides had a negative impact on the infectivity capacity of *C. javanica* on *A. cocois* nymphs. Sprays using only the entomopathogenic caused mortality >78% in nymphs, both alone and in combination with *M. alternifolia*. Mortality confirmation was observed in *C. javanica* + Difenconazole: $\geq 3.9\%$; + Sulfur: $\geq 10.9\%$; + *M. alternifolia*: $\geq 65.1\%$. The TL₅₀ was determined for mortality and its confirmation in *C. javanica* alone and in combination with *M. alternifolia* only.

Keywords: Microbiological control; Entomopathogenic fungus; Lethal time; Pesticide combinations.

10 INTRODUÇÃO

O cajueiro (*Anacardium occidentale L.*), é uma árvore perene pertencente à família de plantas Anacardiaceae. Essa espécie é originária do Brasil (Jeyavishnu et al. 2021) com destaque para a sua presença no Nordeste do país (Alabi et al., 2023). O cultivo estende-se por mais de seis milhões de hectares em mais de trinta países, sendo a segunda castanha comestível mais relevante economicamente (Savaddi et al., 2022). Dentre os elementos bióticos que exercem influência na produção dessa cultura, as pragas surgem como fatores que consideravelmente limitam os ganhos de produção ao longo dos períodos de plantio.

Dentre as pragas pode se citar (*Aleurodicus cocois* (Curtis)) (Hemiptera: Aleyrodidae), praga-chave do cajueiro e que está disseminada em todas as áreas de cultivo do nordeste do Brasil (Saraiva et al., 2022). Esse inseto se surge em surtos esporádicos, mas intensos, causando perdas de produtividade de até 90% (Carneiro et al., 2006). A mosca-branca-do-cajueiro é um inseto sugador de seiva que causa danos diretos às plantações durante a alimentação, ainda provoca danos indiretos ao promover a proliferação de fungos (*Capnodium* sp.) (Goiana et al. 2020).

O controle da mosca-branca nas plantações de caju é um desafio devido às características intrínsecas desta praga, tais como sua alta capacidade de dispersão e alto potencial reprodutivo (Alfaia et al., 2018). O cajueiro é suscetível tanto a pragas como a uma série de doenças, como antracnose, mofo preto, mancha angular, gomose e oídio, que afetam a produtividade e a qualidade de seus produtos (Wonni et al., 2017). Estratégias integradas de manejo podem ser alternativas para em conjunto diminuir esses diferentes danos.

O uso de fungos entomopatogênicos podem ser encarados como uma opção dentro do manejo dessa praga (Souza et al. ,2022). A combinação de métodos de controle com outras táticas emerge como uma alternativa para aprimorar estratégias de manejo mais eficazes. Os inseticidas podem atuar como estressor, enfraquecendo a cutícula do inseto, reduzindo a mobilidade ou interferindo na remoção de conídios pelo comportamento de limpeza dos insetos, tornando-o mais vulnerável à fixação e entrada dos entomopatógenos fúngicos (Kumar et al., 2018). Diferentemente dos inseticidas, a maioria dos fungicidas, independentemente da formulação utilizada, exercem quase sempre efeito tóxico sobre os entomopatógenos fúngicos (Kouassi, et al., 2003; Shah et al., 2009; Celar & Kos, 2016).

Dado que a agricultura continua a depender significativamente de pesticidas para mitigar problemas relacionados a pragas e doenças, torna-se essencial compreender o impacto de cada um desses pesticidas nos entomopatógenos quando utilizados (Khun et al., 2021). Acredita-se

que a interação entre *C. javanica* e alguns pesticidas pode potencializar a eficácia no manejo de moscas-brancas-do-cajueiro.

O objetivo deste estudo foi avaliar a compatibilidade *in vitro* de *C. javanica* com pesticidas (inseticidas e fungicidas) registrados para a cultura do cajueiro, bem como a eficiência de *C. javanica* sozinho ou em combinação com a maior concentração recomendada de fungicidas (extrato de *Melaleuca alternifolia*; Sulfur; Difenconazol e Azoxistrobina + Difenconazol) a ninfas de *A. cocois* em folhas de cajueiro.

11 MATERIAL E MÉTODOS

11.1 Criação de insetos e cultivo de plantas

A formação de populações de *A. cocois* e cultivo de mudas de cajueiro seguiu a metodologia descrita no capítulo 1 – Criação de insetos e cultivo de plantas.

11.2 Pesticidas e preparação fúngica para os bioensaios

A formulação comercial dos pesticidas utilizados nos experimentos, estão citadas (Tabela 5). Todos os tratamentos seguiram a maior dose recomendada para a cultura do cajueiro (*A. occidentale*) segundo recomendações dos fabricantes (Agrofit 2023).

Especificações do produto comercial e sua preparação para os bioensaios seguiram conforme a metodologia do artigo 1 – Preparação fúngica para os bioensaios.

11.3 Compatibilidade *in vitro* entre *C. javanica* e pesticidas

O impacto dos pesticidas em suas concentrações mais elevadas de ingrediente ativo registradas para a cultura do cajueiro foi investigado quanto à germinação de conídios, crescimento vegetativo, conidiogênese e unidades formadoras de colônia (UFC) de *C. javanica* em condições *in vitro*. Cada concentração do pesticida foi incorporada a 50 mL de suspensão fúngica contendo 5×10^7 conídios/mL⁻¹ em água destilada estéril, utilizando frascos Erlenmeyer de 100 mL.

O controle consistiu em conídios suspensos em água destilada estéril e, para aplicações *in vivo*, outro controle com apenas água destilada estéril. Cada combinação de conídios fúngicos com inseticidas ou fungicidas, foi constituído por três repetições. Para simular a mistura em tanque de conídios fúngicos e pesticidas, as combinações foram agitadas em vórtice por dois minutos e mantidas em agitação constante em um agitador rotativo a 25°C, com 250 rpm,

durante duas horas antes da amostragem, seguindo a metodologia descrita por Silva et al. (2013).

Para avaliar a germinação dos conídios, uma alíquota de 25 μL (microlitros) foi aplicada em placas de Petri (60 mm) contendo cinco mL de meio Batata Dextrose Ágar (BDA) utilizando uma micropipeta. Após a inoculação dos conídios, as placas foram colocadas em câmaras de crescimento a uma temperatura de $26 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$, com um fotoperíodo de 12 horas. A análise da germinação dos conídios teve início após 16 horas de incubação. Foram observados 200 conídios aleatórios por placa, utilizando um microscópio de contraste de fase com uma ampliação de $400\times$. Considerou-se que os conídios haviam germinado quando o tubo germinativo ultrapassava o diâmetro do próprio conídio. Nos casos em que não ocorria o desenvolvimento do tubo germinativo, foram realizadas avaliações adicionais em períodos de quatro horas. As análises foram concluídas quando uma porcentagem superior a 90% de germinação foi alcançada. Para os tratamentos que não atingiam essa porcentagem a contagem foi encerrada após 48 horas.

Para avaliar o crescimento micelial e a produção de conídios, foram inoculados 10 μL de cada suspensão original de conídios misturada com cada concentração de pesticida, conforme descrito anteriormente, no centro de uma placa de Petri (90 mm) contendo BDA (dez ml por placa). As placas foram dispostas em uma câmara de crescimento a $26 \pm 1^\circ\text{C}$, com $70 \pm 10\%$ de umidade relativa e um fotoperíodo de 12 horas. O crescimento radial do fungo na colônia foi determinado durante três, cinco, sete e dez dias, usando um paquímetro digital de 150mm - 6 Pol. (KINGTOOLS-502-150BL). No décimo dia, toda a colônia foi recortada e transferida para um tubo de centrífuga de 50 mL contendo dez mL de água destilada autoclavada + Tween 80 (0.01% v/v) e agitada vigorosamente por três minutos, de modo a desalojar os conídios do BDA. Em seguida, foram realizadas diluições sucessivas até obter-se uma suspensão adequada para a contagem de conídios que foi feita por meio de uma câmara de Neubauer em microscópio de contraste de fase com uma ampliação de $400\times$. A produção de conídios foi registrada e expressa como o número de conídios por área da colônia (cm^2).

Além disso, a concentração de unidades formadoras de colônias (UFC) de *C. javanica* também foi testada. Cada concentração de pesticida foi incorporada a 30 mL de suspensão fúngica contendo 1×10^3 conídios/ml em água destilada estéril, utilizando tubos Falcon de 50 mL. A simulação da mistura em tanque de conídios fúngicos e pesticidas também foi realizada. Para avaliar as unidades coloniais, uma alíquota de 50 μL foi aplicada em placas de Petri (90 mm) contendo 10 ml de meio BDA, utilizando uma micropipeta. Após a inoculação dos conídios, as placas foram colocadas em câmaras de crescimento a uma temperatura de $26 \pm$

1°C, umidade relativa de $70 \pm 10\%$, com um fotoperíodo de 12 horas. Após cinco dias, as colônias individuais foram contadas. Os resultados foram expressos como o número de unidades formadoras de colônias (UFC).

11.4 Interação entre *C. javanica* e fungicidas sobre ninfas de *A. cocois*

Um experimento em condições de telado foi conduzido, pulverizando uma mistura de *C. javanica* a uma concentração de 5×10^7 conídios/mL⁻¹, juntamente com todos fungicidas dos tentes *in vitro* em suas concentrações mais elevadas de ingrediente ativo, conforme registradas para a cultura do cajueiro. Esse ensaio teve o propósito de avaliar possíveis alterações nos efeitos de mortalidade nas ninfas de 2º instar de *A. cocois*, além disso, foram realizadas aplicações apenas com fungicidas em nível de comparação. Também, foi simulada a mistura em tanque de conídios fúngicos e pesticidas. Um tratamento de controle consistindo na aplicação apenas de água destilada estéril foi incluído em todos os bioensaios.

As aplicações foram realizadas na face inferior das folhas contendo ninfas de segundo instar, dado a mobilidade das ninfas de 1º instar, consideradas no primeiro capítulo dessa dissertação, mais susceptíveis. Para pulverização foi utilizando um microsprayer (agulha de 0,3 mm, aerógrafo Paasche® tipo H) conectado a uma bomba de vácuo, calibrado para 250 µl por folha, garantindo cobertura uniforme. As plantas tratadas foram mantidas em telado. As condições microclimáticas foram registradas usando um registrador de dados. A temperatura variou de 37,9 a 47,3°C (média de 40,10°C), e a umidade relativa (UR) variou de 51,7 a 81,5% (média de 60,9%) durante o experimento.

As cinco repetições (tubetes) por tratamento continham uma planta de cajueiro cada uma, com 180 dias de idade e pelo menos quatro folhas cada. A sobrevivência das ninfas foi registrada aos três, cinco, sete, dez e 15 dias após a pulverização, contando-se ninfas mortas e vivas sob uma lupa (Stemi 305/508 – 5:1).

A determinação da mortalidade seguiu a metodologia descrita por Boaventura et al. (2021), as ninfas que apresentaram desidratação ou sintomas amarelados com crescimento micelial ou conidial foram consideradas mortas devido à ação de *C. javanica*. As folhas foram incubadas em placas de Petri (90 mm) com um algodão úmido adicionado ao pecíolo por 10 dias em uma câmara de crescimento (BOD) a 26 °C, 70-80% de umidade relativa, com fotoperíodo de 12 horas. As ninfas marcadas como mortas e que apresentavam esporulação foram também consideradas infectadas pelo fungo, sendo utilizadas para confirmar a mortalidade.

11.5 Análise estatística dos dados

Para o experimento *in vitro*, variáveis contínuas: conídios por colônia, crescimento micelial e UFC, foram conduzidas análises de variância (ANOVA). Os testes de normalidade dos resíduos (Kolmogorov-Smirnov) e homogeneidade de variância (Levene's) foram utilizados para seguir as pressuposições necessárias para a análise estatística. Com isso, teste de comparação de média (LSD Fisher) foi utilizado para verificar diferença entre os tratamentos. O parâmetro de germinação foi ajustado por meio de um Modelo Linear Generalizado (GLM) devido à ausência de normalidade. As análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R na versão 4.3.2, conforme indicado pelo R Core Team (2023).

A eficácia das pulverizações *in vivo* foi avaliada e comparada a partir da virulência das concentrações do fungo aplicadas em ninfas de 2º instar. As análises estatísticas foram conduzidas utilizando o software R na versão 4.3.2, conforme indicado pelo R Core Team (2023), utilizando o pacote DRC. Para isso foi expresso percentual de mortalidade, mortalidade confirmada (percentual de cadáveres de insetos com micose fúngica) e estimativa do tempo letal (TL₅₀) para as ninfas avaliadas, com ajuste de modelos não lineares (Gompertz e Weibull) (Ritz et al 2015).

Após o ajuste do modelo, procedeu-se à verificação do comportamento das curvas ao longo do período avaliado sobre sua semelhança (Dette et al., 2018). A partir dessa análise é possível observar uma estatística de teste (matriz D2) comparada com uma distribuição qui-quadrado (χ^2) com 1 grau de liberdade. Se for o caso, fixou α a 5% e foi considerado a decisão com base no P – valor, onde $P \leq 0,05$ para significância (Dette et al., 2018).

Os TL₅₀ foram determinados a partir das curvas ajustadas. Os intervalos de confiança dos TL₅₀ construídos com base nos valores encontrados, em que foi considerado semelhantes quando tais intervalos se entrecruzavam. Para expressar a confirmação da mortalidade de adultos, um Modelo Generalizado Linear (GLM) foi aplicado com função de distribuição binomial e link logit.

12 RESULTADOS

12.1 Compatibilidade *in vitro* entre *C. javanica* e pesticidas

12.1.1 Germinação

As combinações com o inseticida Flupiradifurona (P = 0,73) e o fungicida *M. alternifolia* (P = 0,09) não alteraram o desenvolvimento de *C. javanica* (Fig. 7). Nos demais tratamentos,

as combinações com os inseticidas Acetamiprido + Etofenproxi ($P = 0,02$) e Espinetoram ($P = 0,0024$) e o fungicida Difenconazol ($P = 0,004$) diferiram estatisticamente do tratamento controle (Tabela 6).

A germinação foi afetada e não ocorreu o desenvolvimento de tubos germinativos de *C. javanica* com as combinações com o inseticida Deltametrina e fungicidas Azoxistrobina + Difenconazol e Sulfur (Fig. 7).

12.1.2 Crescimento vegetativo

O crescimento micelial de *C. javanica* não foi afetado pelas combinações com inseticidas (*C. javanica*: $\text{cm}^2 = 1,86$; Acetamiprido + Etofenproxi: $\text{cm}^2 = 1,89$; Deltametrina $\text{cm}^2 = 1,74$; Espinetoram $\text{cm}^2 = 1,80$; Flupiradifurona $\text{cm}^2 = 1,91$).

Essa característica favorável ao fungo também foi exibida em alguns tratamentos em misturas com fungicidas (fig. 8A). As combinações (*M. alternifolia*: $\text{cm}^2 = 1,51$; Sulfur $\text{cm}^2 = 1,37$) não diferiram estatisticamente do fungo (*C. javanica*: $\text{cm}^2 = 1,52$). Os demais tratamentos reduziram a área de crescimento de *C. javanica* (Fig. 8B). Esse decréscimo foi observado em (Difenconazol $\text{cm}^2 = 1,096$; Azoxistrobina + Difenconazol: $\text{cm}^2 = 0,75$).

12.1.3 Conidiogênese

A produção de conídios por colônia de *C. javanica* ($4,02 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$) não foi afetada pela maioria das misturas com inseticidas (Fig. 9A). Os resultados das concentrações foram – Acetamiprido + Etofenproxi: ($3,6 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); Espinetoram ($3,5 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); Flupiradifurona ($3,8 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$). Apenas a mistura com Deltametrina afetou essa produção de conídios ($3,2 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$).

Todas as misturas com fungicidas apresentaram diferença estatística entre si e em comparação com a produção de conídios da testemunha (Fig. 9B). A produção de conídios do entomopatogênico quando tratado com fungicidas sofreu decréscimos significativos: *C. javanica* ($4,02 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); *M. alternifolia* ($2,9 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); Sulfur ($2,3 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); Difenconazol ($1,5 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$); Azoxistrobina + Difenconazol ($0,8 \times 10^9 \text{ ml}^{-1}$).

12.1.4 Unidades formadoras de colônia

Na contagem de UFC combinações com inseticidas, a testemunha apresentou resultados de UFC mais alta em comparação com todos os outros tratamentos (Fig. 10B). A combinação com Deltametrina apresentou um decréscimo na produção de UFC, enquanto os tratamentos com

Acetamiprido + Etofenproxi, Espinetoram e Flupiradifurona formaram um grupo homogêneo com valores mais baixos (Fig. 10A).

As combinações com fungicidas, o tratamento com *M. alternifolia* não diferiu da testemunha (Fig. 10B), enquanto os demais (Difenoconazol, Sulfur e Azoxistrobina + Difenoconazol) também formaram outro grupo estatístico com menores valores de UFC (Fig. 10B).

12.2 Interação entre *C. javanica* e fungicidas sobre ninfas de *A. cocois*

A maioria das combinações com fungicidas teve um impacto negativo na capacidade de infecção da concentração de *C. javanica* 5×10^7 ml⁻¹ em ninfas de 2º instar de *A. cocois* (Fig. 11A). As pulverizações que utilizaram apenas o entomopatogênico causaram uma mortalidade > 78% em ninfas, em 15 DAP, uma porcentagem que também foi alcançada na combinação de *C. javanica* + *M. alternifolia*, o único tratamento sem diferença estatística em relação ao fungo pulverizado sozinho (Tabela 7).

A combinação com Sulfur também resultou em mortalidade, atingindo mais de 22,5% de ninfas mortas em 15 DAP (Figura 11A). Os tratamentos que receberam pulverizações apenas com fungicidas não demonstraram valores expressivos de mortalidade, todos semelhantes estatisticamente ao tratamento controle (sem *C. javanica*) (Tabela 3).

Os sinais de infecção fúngica (confirmação de mortalidade) foram observados apenas nas combinações com Sulfur e *M. Alternifolia* (Fig. 11B). A confirmação de mortalidade, em 20 DAP, apresentou resultados nas combinações de *C. javanica* + Difenoconazol: $\geq 3,9\%$; + Sulfur: $\geq 10,9\%$; + *M. alternifolia*: $\geq 65,1\%$, sendo esta última a única semelhante estatisticamente à pulverização apenas do fungo: $\geq 64,4\%$ (Tabela 8).

O TL₅₀ foi determinado para mortalidade e sua confirmação em apenas dois tratamentos (Tabela 8). A pulverização realizada apenas com *C. javanica* apresentou TL₅₀ 6,5 e 15,2, enquanto a combinação com *M. alternifolia* mostrou TL₅₀ de 6,3 e 11,9, respectivamente (Tabela 8).

13 DISCUSSÃO

Com essa pesquisa foi possível demonstrar que inseticidas químicos testados *in vitro*, não alteraram em sua maioria o efeito entomopatogênico de *C. javanica*, podendo estabelecer uma alternativa em conjunto de controle. Em todos os tratamentos, a maior dose registrada do inseticida foi utilizada, certamente as doses mais altas causaram maior variação nesses

resultados. Nos estudos por Santos et al., (2018) a germinação de conídios, crescimento micelial e produção de conídios de *C. javanica* não foram afetados pelas concentrações de spiromesifen testadas em seus experimento, embora a produção de conídios tenha sido significativamente reduzida à medida que a concentração de buprofezina aumentava.

Esses resultados apresentaram certa variação quanto a combinação com Deltametrina. Esse inseticida foi testado com *Beauveria bassiana* (Forlani et al. 2014) quanto a possíveis mecanismos de desintoxicação do inseticida. Os autores observaram que a exposição induziu dois genes pertencentes à fase de desintoxicação e do sistema antioxidante, sugerindo ativação mecanismos de defesa em resposta aos efeitos deletérios da Deltametrina. Estudos futuros, podem se concentrar em demonstrar o potencial uso de *C. javanica* em combinação com todos os inseticidas testados em doses reduzidas, com a visão de aumentar a mortalidade de pragas em concentrações subletais.

Muitos insetos sugadores, além de pragas, também são vetores de doenças (Rani et al., 2020). Os efeitos de compatibilidade *in vivo* de *C. javanica* com fungicidas sintéticos, também foram testados e todas demonstraram efeitos significativos, diferindo e não apresentando a capacidade entomopatogênica do fungo, quando pulverizado sozinho. Fungicidas aplicados em altas taxas de aplicação com ativos inerentemente prejudiciais à germinação e crescimento fúngicos representam risco para a introdução bem-sucedida de fungos entomopatogênicos em programas de proteção de culturas Khun et al., (2021). O efeito de detrimento em outras espécies do gênero *Cordyceps* em mistura com fungicidas foi igualmente observado por alguns autores (D'Alessandro et al., 2011; Demirci et al., 2011; Demirci & Denizhan, 2010).

Os fungicidas triazólicos têm efeitos mais diversos sobre fungos entomopatogênicos (Litwin et al., 2020). A azoxistrobina teve um efeito adverso em todos os bioensaios realizados. Mesmo com semelhança estatística, é possível ver melhorias em suas características fúngicas quando combinado apenas com difenoconazol. Essa substância apresentou redução no crescimento e na esporulação de *B. bassiana* e *Metarhizium anisopliae*, sendo altamente prejudicial para a produção e crescimento de conídios de *C. fumosorosea* (D'Alessandro et al. 2011; Fiedler e Sosnowska 2017).

Ao ser combinado com enxofre, *C. javanica* apresenta certa virulência, não chegando, porém, a níveis semelhantes ao controle. A mortalidade nesse tratamento resultou em $\leq 22,5\%$ aos 15 DAP e uma confirmação $\leq 11\%$ aos 15 DAP. Estudos realizados com *B. bassiana* tiveram resultados semelhantes quanto a virulência e confirmação de mortalidade (Dara, 2017).

Espécies do gênero *Cordyceps* geralmente são sensíveis a fungicidas (Avery et al. 2013). Na tentativa de driblar esse efeito antagônico Khun et al., (2021) sugerem realizar estudos de

degradação de resíduos para determinar os intervalos adequados entre a aplicação desses tratamentos e quaisquer aplicações subsequentes de entomopatógenos. Com essas informações será possível conduzir estudos mais abrangentes sobre como pragas, respondem a tratamentos sequenciais ou combinados de pesticidas e entomopatógenos.

A descoberta do uso combinado entre *C. javanica* com extrato de *M. Alternifolia*, surge como alternativa para o controle em conjunto de problemas futuros em agroecossistemas, para reduzir em conjunto populações de pragas – insetos e doenças. Esse óleo essencial é caracterizado por uma riqueza em monoterpenos e tem sido objeto de investigação como um agente antimicrobiano alternativo (Carson et al., 2006; Costa Gonsalves et al., 2023; Rocha Neto et al., 2019; Zhang et al., 2018).

14 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A combinação entre os inseticidas e *C. javanica*, em sua maioria, não causaram efeitos negativos ao desenvolvimento do fungo. No entanto, observou-se um impacto negativo na formação de Unidades Formadoras de Colônia dessas combinações. Por outro lado, as combinações envolvendo fungicidas sintéticos demonstraram efeitos prejudiciais tanto na produção *in vitro* quanto na capacidade de infecção de *C. javanica* em ninfas de *A. cocois*. A combinação com *M. alternifolia* não comprometeu a capacidade entomopatogênica de *C. javanica*.

REFERÊNCIAS

ABUBAKAR, M., KOUL, B., CHANDRASHEKAR, K., RAUT, A., & YADAV, D. Whitefly (*Bemisia tabaci*) Management (WFM) Strategies for Sustainable Agriculture: A Review. **Agriculture**, v. 12, n. 9, p. 1317, 2022.

AGROFIT, 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Agrofit - Sistema de agrotóxicos fitossanitários. [Online] disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: (05/06/2023).

ALABI, O. Y., ODEYEMI, E. F., BUARI, R. A., OGUNSOWO, A. O., & OLORUNDARE, B. O. Efficacy of botanicals in the control and management of insect pests of cashew (*Anacardium occidentale*): A Review. **Journal of Research in Forestry, Wildlife and Environment**, v. 15, n. 2, p. 220–229, 2023.

ALFAIA, J. P., MELO, L. L., MONTEIRO, N. V., LIMA, D. B., & MELO, J. W. S. Functional response of the predaceous mites *Amblyseius largoensis* and *Euseius concordis* when feeding

on eggs of the cashew tree giant whitefly *Aleurodicus cocois*. **Systematic and Applied Acarology**, v. 23, n. 8, p. 1559-1566, 2018.

AVERY, P. B., PICK, D. A., ARISTIZÁBAL, L. F., KERRIGAN, J., POWELL, C. A., ROGERS, M. E., & ARTHURS, S. P. Compatibility of *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae) blastospores with agricultural chemicals used for management of the Asian citrus psyllid, *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). **Insects**, v. 4, n. 4, p. 694-711, 2013.

CARNEIRO, J. S., SILVA, P. H. S., RÊGO, M. T. **Manejo do controle químico e biológico da mosca-branca-do-cajueiro *Aleurodicus cocois* na cajucultura do Piauí**. ReHAgro-recursos humanos do agronegócio. 2006.

CELAR, F. A., KOS, K. Effects of selected herbicides and fungicides on growth, sporulation and conidial germination of entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. **Pest Management Science**, v. 72, p. 2110-2117, 2016.

COSTA GONÇALVES, D., RIBEIRO, W. R., GONÇALVES, D. C., DIAN, V. S., DA SILVA XAVIER, A., DE OLIVEIRA, Á. A., ... & COSTA, H. Use of *Melaleuca alternifolia* essential oil as an efficient strategy to extend the shelf life of banana fruits. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 108, p. 104641, 2023.

D'ALESSANDRO, C. P.; PADIN, S.; URRUTIA, M. I.; LÓPEZ LASTRA, C. C. Interaction of fungicides with the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 21, p. 189-197, 2011.

Dara, S. K. Compatibility of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* with some fungicides used in California strawberry. **The Open Plant Science Journal**, v. 10, n. 1, 2017.

DEMIRCI, F.; DENIZHAN, E. *Paecilomyces lilacinus*, a potential biocontrol agent on apple rust mite *Aculus schlechtendali* and interactions with some fungicides in vitro. **Phytoparasitica**, v. 38, p. 125-132, 2010.

DEMIRCI, F.; MUSTU, M.; KAYDAN, M. B.; ÜLGENTURK, S. Effects of some fungicides on *Isaria farinosa*, and in vitro growth and infection rate on *Planococcus citri*. **Phytoparasitica**, v. 39, p. 353-360, 2011.

DETTE, H., MÖLLENHOFF, K., VOLGUSHEV, S., & BRETZ, F. Equivalence of Regression Curves. **Journal of the American Statistical Association**, v. 113(522), p. 711-729. 2018.

FIEDLER, Z., & SOSNOWSKA, D. Side effects of fungicides and insecticides on entomopathogenic fungi in vitro. **Journal of Plant Protection Research**, 57, 355-360, 2017.

FORLANI, L., JUÁREZ, M. P., LAVARÍAS, S., & PEDRINI, N. Toxicological and biochemical response of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* after exposure to deltamethrin. **Pest Management Science**, 70, 751-756, 2014.

Goiana, E. D. S., Dias, N. D. S., Vidal-Neto, F. D. C., Maciel, G. D. S., Pastori, P. L., & Melo, J. W. S. Some biological parameters and colonization of *Aleurodicus cocois* on dwarf-cashew. **Idesia**, v. 35, n. 2, p. 117-120, 2017.

GOIANA, E. S., DIAS-PINI, N. S., VIDAL-NETO, F. C., GOMES FILHO, A. A., SILVA, C. S., & SARAIVA, W. V. Dwarf cashew antibiotic and antixenotic resistance to the whitefly *Aleurodicus cocois*. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 92, p. e20180663, 2020.

JEYAVISHNU, K., THULASIDHARAN, D., SHEREEN, M. F., & ARUMUGAM, A. Increased revenue with high value-added products from cashew apple (*Anacardium occidentale* L.) – addressing global challenges. **Food and Bioprocess Technology**, v. 14, p. 985-1012, 2021.

KHUN, K. K., ASH, G. J., STEVENS, M. M., HUWER, R. K., & WILSON, B. A. Compatibility of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* with insecticides and fungicides used in macadamia production in Australia. **Pest Management Science**, v. 77, n. 2, p. 709-718, 2021.

KHUN, K.K., ASH, G.J., STEVENS, M.M., HUWER, R.K. and WILSON, B.A. Compatibility of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* with insecticides and fungicides used in macadamia production in Australia. *Pest Manag Sci*, 77(2), 709-718, 2021.

KOUASSI, M., CODERRE, D., TODOROVA, S. I. Effects of the timing of applications on the incompatibility of three fungicides and one isolate of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin (Deuteromycotina). **J Appl Entomol**, v. 127, p. 421-426, 2003.

KUMAR, V., FRANCIS, A., AVERY, P.B., MCKENZIE, C.L., OSBORNE, L.S. Assessing compatibility of *Isaria fumosorosea* and buprofezin for mitigation of *Aleurodicus rugioperculatus* (Hemiptera: Aleyrodidae): an invasive pest in the Florida landscape. **J Econ Entomol**, v. 111, p. 1069-1079, 2018.

LACEY, L. A. (Ed.). **Manual of techniques in invertebrate pathology**. Academic Press, 2012.

LITWIN, A., NOWAK, M., & RÓŻAŁSKA, S. Entomopathogenic fungi: unconventional applications. **Rev Environ Sci Biotechnol**, 19, 23–42, 2020

PARJANE, N. V., KABRE, G. B., MAHALE, A. S., SHEJALE, B. T., & NIRGUDE, S. A. Compatibility of pesticides with *Metarhizium anisopliae*. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 5, p. 633-636, 2020.

PATEL, D. S.; JETHVA, D. M.; KCHOT, A. V. Compatibility studies of different insecticides with entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 6, p. 2101-2104, 2020.

PRASTIWI, SANTI; WAGIYANA, WAGIYANA; ALFARISY, FARIZ KUSTIAWAN. Compatibility studies of entomopathogenic fungi and botanical pesticide for controlling *Spodoptera exigua*. In: **E3S Web of Conferences**. EDP Sciences, 2023.

R CORE TEAM. **R: A Language and Environment for Statistical Computing**. R Foundation for Statistical Computing, Viena, Austria. 2023. Disponível em: <https://www.R-project.org/>

RANI, A. T., VASUDEV, K., PANDEY, K. K., & SINGH, B. Sucking Pests of Vegetable Crops. **Sucking Pests of Crops**, p. 307-340, 2020.

RIBEIRO, L. P., AMANDIO, D. T. T., RAKES, M., BELEGANTE, F., MORESCO, C., NESI, C. N., ... & ZANARDI, O. Z. Insecticides for corn leafhopper management versus

entomopathogenic fungal isolates: In vitro compatibility, physical-chemical interactions, and on-farm assessments. **Crop Protection**, v. 174, p. 106417, 2023.

RITZ, C., BATY, F., STREIBIG, J. C., GERHARD, D. **Dose-Response Analysis Using R**. PLOS ONE, v. 10(12), e0146021. 2015.

ROCHA NETO, A. C., NAVARRO, B. B., CANTON, L., MARASCHIN, M., & DI PIERO, R. M. Antifungal activity of palmarosa (*Cymbopogon martinii*), tea tree (*Melaleuca alternifolia*) and star anise (*Illicium verum*) essential oils against *Penicillium expansum* and their mechanisms of action. **LWT**, v. 105, p. 385-392, 2019.

SAIN, S. K., MONGA, D., KRANTHI, S., HIREMANI, N. S., NAGRALE, D. T., KUMAR, R., ... & PRASAD, Y. G. Evaluation of the Bioefficacy and Insecticide Compatibility of Entomopathogens for Management of Whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) on Upland Cotton Under Laboratory and Polyhouse Conditions. **Neotropical Entomology**, v. 51, n. 4, p. 600-612, 2022.

SANTOS, T. T. M. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., & SANTANA, M. V. Enhanced mortality of *Bemisia tabaci* nymphs by *Isaria javanica* combined with sublethal doses of chemical insecticides. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 6, p. 598-609, 2018.

SARAIVA, W. V., DIAS-PINI, N. S., ALVES FILHO, E. G., MELO, J. W., FANCELLI, M., COUTINHO, C. R., ... & GOIANA, E. S. Attraction of whitefly *Aleurodicus cocois* mediated by cashew volatiles. **Phytoparasitica**, v. 50, n. 2, p. 399-410, 2022.

SAVADI, S., MURALIDHARA, B. M., GODWIN, J., ADIGA, J. D., MOHANA, G. S., ERADASAPPA, E., ... & KARUN, A. De novo assembly and characterization of the draft genome of the cashew (*Anacardium occidentale* L.). **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 18187, 2022.

SHAH, F. A., ANSARI, M. A., WATKINS, J., PHELPS, Z., CROSS, J., BUTT, T. M. Influence of commercial fungicides on the germination, growth and virulence of four species of entomopathogenic fungi. **Biocontrol Sci Techn**, v. 19, p. 743-753, 2009.

SILVA, R. A. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., BARRIGOSI, J. A. F., & LIÃO, L. M. Compatibility of conventional agrochemicals used in rice crops with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. **Scientia Agricola**, v. 70, p. 152-160, 2013.

SOUZA, F. M., DA SILVA, R. A., DA SILVA MAGALHÃES, L., & DE SOUZA LOUREIRO, E. Fungos entomopatogênicos associados ao controle da mosca-branca: Uma revisão. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 11, p. e252111133536-e252111133536, 2022.

WONNI, I., SEREME, D., OUÉDRAOGO, I., KASSANKAGNO, A. I., DAO, I., OUEDRAOGO, L., & NACRO, S. Diseases of cashew nut plants (*Anacardium Occidentale* L.) in Burkina Faso. **Adv Plants Agric Res**, v. 6, n. 3, p. 00216, 2017.

Zhang, X., Guo, Y., Guo, L., Jiang, H., & Ji, Q. In vitro evaluation of antioxidant and antimicrobial activities of *Melaleuca alternifolia* essential oil. **BioMed research international**, v. 2018, 2018.

Tabela 5 Grupos químicos de pesticidas, ingredientes ativos, concentrações e maior dose registrada para uso no cajueiro

Grupo químico	Ingrediente Ativo	Concentração de ingrediente ativo	Maior Dose registrada
<u>Inseticidas</u>			
Neonicotinoide + Piretróide	Acetamiprido + Etofenproxi	167 g/L + 300 g/L	50 mL/ha
Piretróide	Deltametrina	25 g/L	200 mL/ha
Espinosina	Espinetoram	250 g/kg	120 g/ha
Butenolida	Flupiradifurona	200 g/L	1 L/ha
<u>Fungicidas</u>			
Estrobilurina + Triazol	Azoxistrobina + Difenoconazol	200 + 125 g/L	400 mL/ha
Triazol	Difenoconazol	250 g/L	12 mL/ha
Enxofre	Sulfur	800 g/kg	600 g/ha
Óleo essencial	<i>Melaleuca alternifolia</i>	222,5 g/L	1,5 L/ha

Tabela 6 Germinação de conídios de *C. javanica* com concentração 5×10^7 conídios mL⁻¹ sozinho ou combinado com pesticidas com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial, Parâmetro do modelo não linear e parâmetro P ($P \leq$ valor). Consideração significativamente diferentes em $P \leq 0,05$.

Germinação de conídios				
Ingrediente Ativo	Estimativa	Erro padrão	Valor de T	Valor de P
Inseticidas				
<i>C. javanica</i> ^a	-0,0017	0,0033	-0,511	0,6230
^a + Acetamiprido + Etofenproxi	-0,0135	0,0046	-2,909	0,0196
^a + Deltametrina ^b	-	-	-	-
^a + Espinetoram	-0,0202	0,0046	-4,375	0,0024
^a + Flupiradifurona	-0,0017	0,0046	-0,362	0,7267
Fungicidas				
^a	-0,00167	0,0072	-0,233	0,8239
^a + Azoxistrobina + Difenconazol ^b	-	-	-	-
^a + Difenconazol	-0,0709	0,0102	-6,926	0,0004
^a + Sulfur ^b	-	-	-	-
^a + <i>M. alternifolia</i>	-0,02024	0,0102	-1,990	0,0938

^a Testemunha positiva.

^b Tratamento sem resposta de germinação.

Tabela 7 Valores de P ($P \leq$ valor) das comparações das curvas de mortalidade para ninfas de 2º instar de *A. cocois* após tratamento com *C. javanica* e/ou misturas com fungicidas na concentração 5×10^7 conídios mL⁻¹ em casa telada. Foi aplicado o Modelo Generalizado Linear (GLM) com função de distribuição binomial para o cálculo dos valores de P. As curvas foram consideradas significativamente diferentes em $P \leq 0,05$.

2º instar									
Mortalidade ninfal									
Tratamentos	Controle	<i>M.</i>							
		<i>C. javanica</i> ^a	<i>alternifolia</i>	^a + <i>M. alternifolia</i>	Sulfur	^a + Sulfur	Difenoconazol	^a + Difenoconazol	Azoxistrobina + Difenoconazol
<i>C. javanica</i> ^a	<0,0001	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>M. alternifolia</i>	1,0000	<0,0001	-	-	-	-	-	-	-
^a + <i>M. alternifolia</i>	<0,0001	0,7773	<0,0001	-	-	-	-	-	-
Sulfur	0,5323	<0,0001	0,5120	<0,0001	-	-	-	-	-
^a + Sulfur	0,0466	<0,0001	0,0429	<0,0001	0,1703	-	-	-	-
Difenoconazol	0,8415	<0,0001	0,8875	<0,0001	0,4166	0,0293	-	-	-
^a + Difenoconazol	0,6468	<0,0001	0,6242	<0,0001	0,8415	0,1245	0,5169	-	-
Azoxistrobina + Difenoconazol	0,8875	<0,0001	0,9203	<0,0001	0,4543	0,0343	1,0000	0,5598	-
^a + Azoxistrobina + Difenoconazol	0,8875	<0,0001	0,9203	<0,0001	0,4503	0,0341	1,0000	0,5598	1,0000
Confirmação de Mortalidade									
Tratamentos	Controle	<i>M.</i>							
		<i>C. javanica</i> ^a	<i>alternifolia</i>	^a + <i>M. alternifolia</i>	Sulfur	^a + Sulfur	Difenoconazol	^a + Difenoconazol	Azoxistrobina + Difenoconazol
<i>C. javanica</i> ^a	<0,0001	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>M. alternifolia</i>	1,0000	<0,0001	-	-	-	-	-	-	-
^a + <i>M. alternifolia</i>	<0,0001	0,2713	<0,0001	-	-	-	-	-	-
Sulfur	1,0000	<0,0001	1,0000	<0,0001	-	-	-	-	-
^a + Sulfur	0,2815	0,0001	0,2815	<0,0001	0,2815	-	-	-	-
Difenoconazol	1,0000	<0,0001	1,0000	<0,0001	1,0000	0,2815	-	-	-
^a + Difenoconazol	0,7184	<0,0001	0,7184	<0,0001	0,7184	0,4751	0,7184	-	-
Azoxistrobina + Difenoconazol	1,0000	<0,0001	1,0000	<0,0001	1,0000	0,2815	1,0000	0,7184	-
^a + Azoxistrobina + Difenoconazol	1,0000	<0,0001	1,0000	<0,0001	1,0000	0,2815	1,0000	0,7184	1,0000

^a Testemunha positiva.

Tabela 8 Estimativas dos parâmetros de modelos não lineares e tempo letal médio (TL⁵⁰) de ninfas de 2º instar de *A. cocois* após tratamento com *C. javanica* e/ou em misturas com fungicidas na concentração 5×10^7 conídios mL⁻¹ em casa telada.

Tratamentos	Modelo	Parâmetros do modelo ^a				TL ₅₀ (CI95%)
		B	C	d	e	
Mortalidade						
Controle		-744,4	706,7	19,16	$-5,31 \times 10^{19}$	- ^d
<i>C. javanica</i> ^a		-572,3	43,35	782,9	5185,00	6,5 (3,6 - 9,3)
<i>M. alternifolia</i>		594,2	571,5	15,57	$4,21 \times 10^{19}$	-
^a + <i>M. alternifolia</i>		-355,6	-6,4	805,1	4184,0	6,3 (2,7 - 9,9)
Sulfur	Gompertz	-2101,0	-0,02	81,84	3910,0	-
^a + Sulfur		-609,5	-0,4	232,8	3732,0	-
Difenoconazol ^b		-	-	-	-	-
^a + Difenoconazol		-322,6	-530,6	75,11	-3517,0	-
Azoxistrobina + Difenoconazol		212,2	238,3	6,45	$2,43 \times 10^{20}$	-
^a + Azoxistrobina + Difenoconazol		205,3	230,8	6,24	$4,05 \times 10^{19}$	-
Confirmação						
Controle ^b		-	- ^c	-	-	-
<i>C. javanica</i> ^a		-2,09	-	0,89	11,63	15,2 (13,7 - 16,6)
<i>M. alternifolia</i> ^b		-	-	-	-	-
^a + <i>M. alternifolia</i>		-1,85	-	0,76	7,48	11,9 (10,6 - 13,2)
Sulfur ^b	Weibull	-	-	-	-	-
^a + Sulfur		-0,72	-	0,13	1,32	-
Difenoconazol ^b		-	-	-	-	-
^a + Difenoconazol		1,45	-	0,05	7,71	-
Azoxistrobina + Difenoconazol ^b		-	-	-	-	-
^a + Azoxistrobina + Difenoconazol ^b		-	-	-	-	-

^a Parâmetros do modelo: B = B é o fator de inclinação em torno do parâmetro "e"; C = é a assimetria mais baixa da curva; d = é a assimetria mais alta da curva; e = é o ponto de inflexão da curva; f = parâmetro de referência de simetria relacionado à hormese.

^a Testemunha positiva.

^b Valor não identificado.

^c Parâmetro não faz parte do modelo.

^d TL₅₀ não identificada.

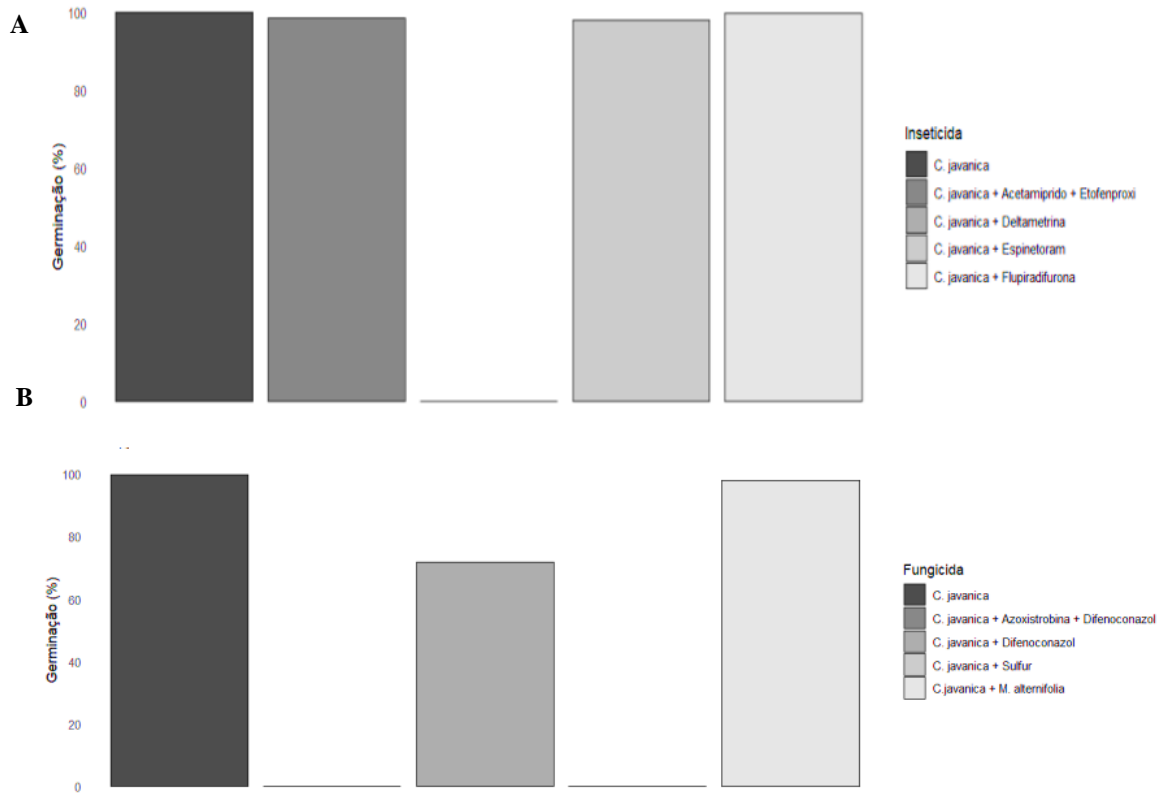


Figura 7. Germinação *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ml⁻¹, em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 16h. Os percentuais de Germinação foram ajustados com modelagem segundo modelo GLM com distribuição binomial

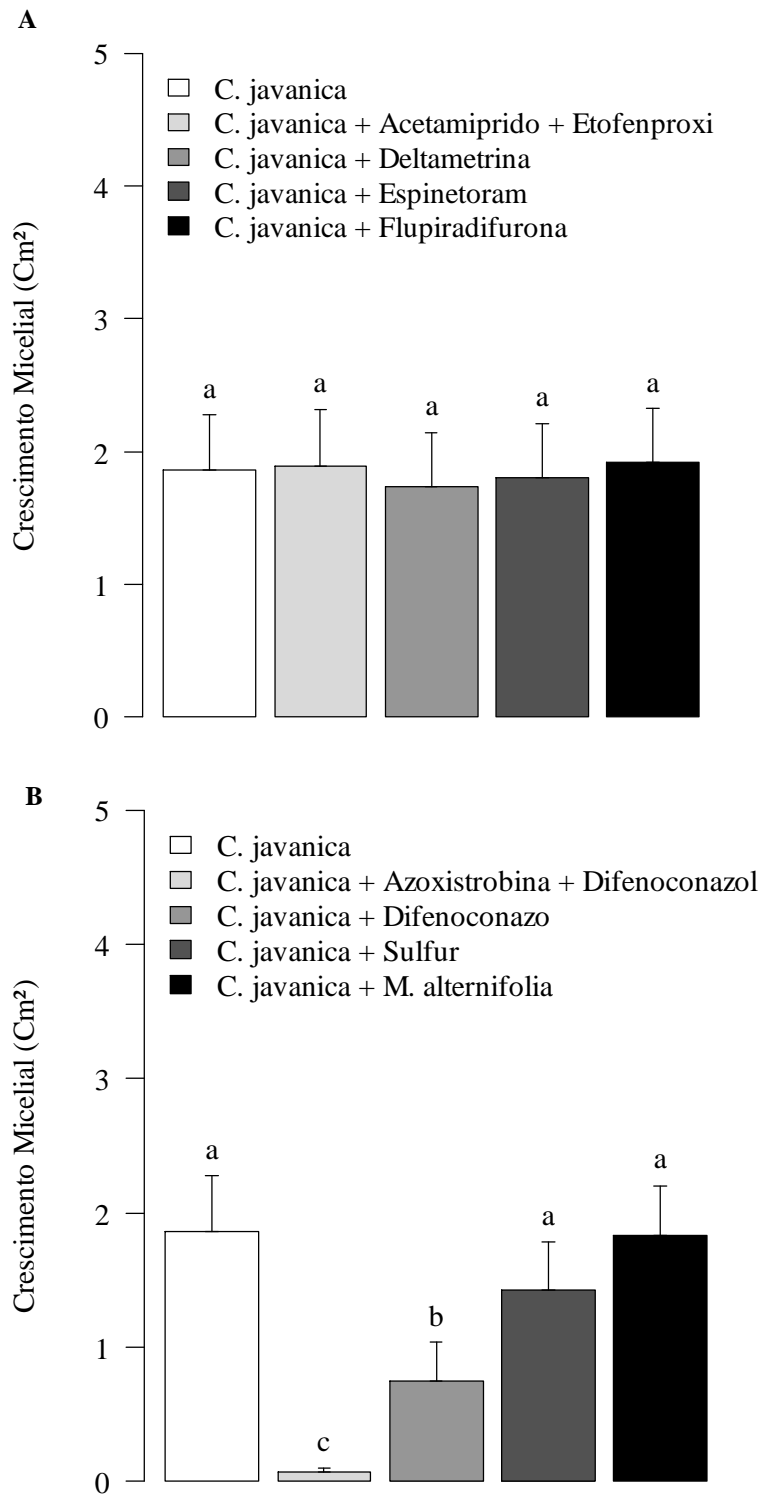


Figura 8. Crescimento micelial (cm²) *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ml⁻¹, em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 10 dias. As médias de crescimento micelial (cm²) foram avaliadas pela ANOVA, pelo teste de homoscedasticidade de variâncias e comparadas pelo teste LSD Fisher

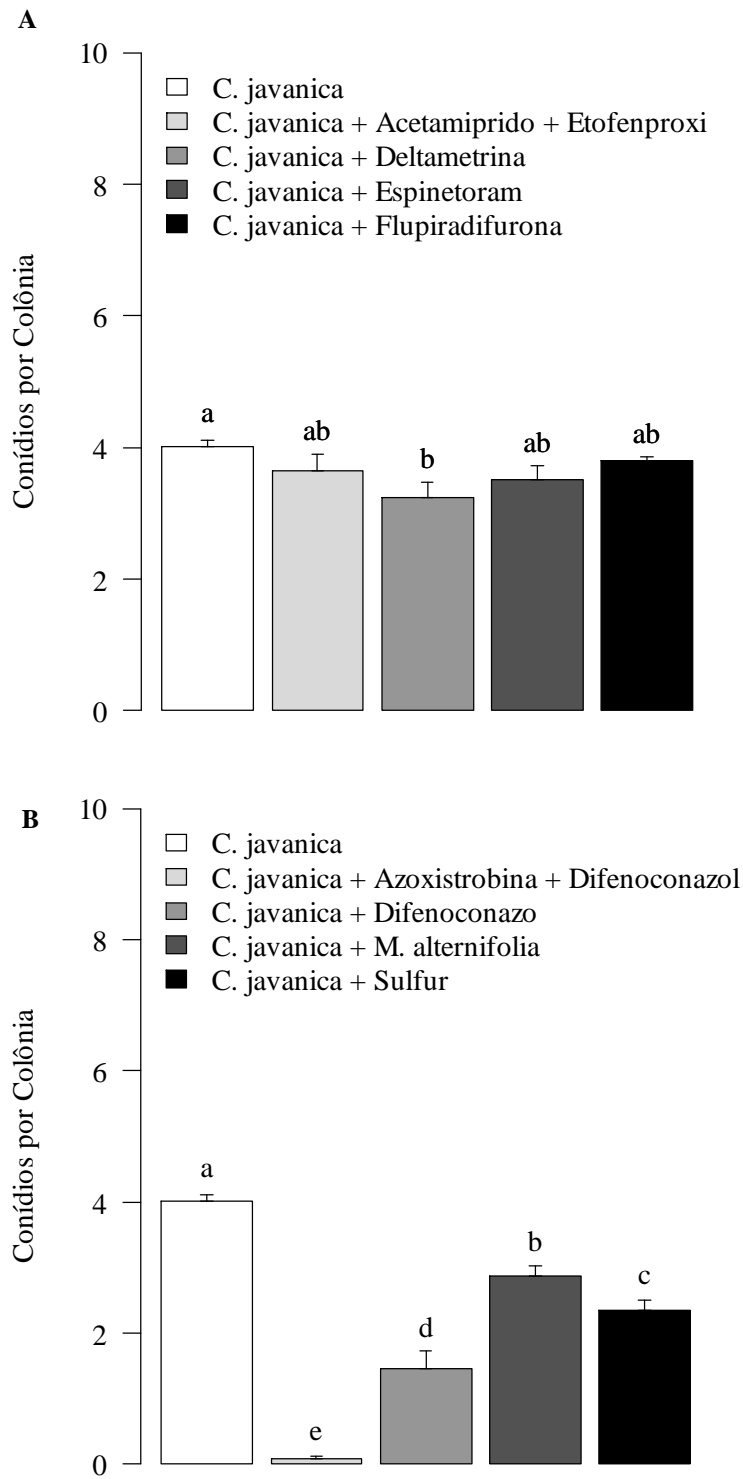


Figura 9. Conídios por colônia *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ml⁻¹, em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 10 dias. As médias de conídios por colônia foram avaliadas pela ANOVA, pelo teste de homoscedasticidade de variâncias e comparadas pelo teste LSD Fisher

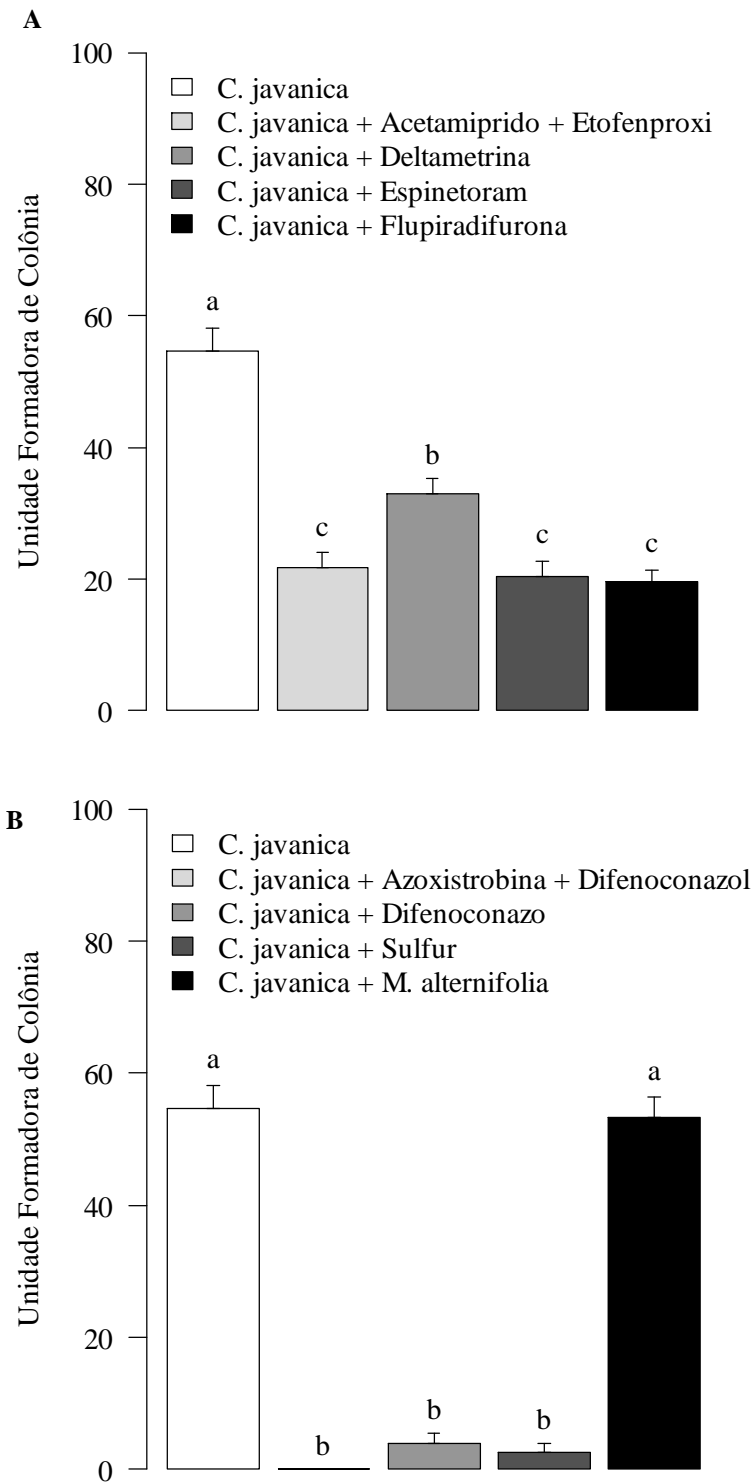


Figura 10. Unidades formadora de colônia (UFC) *in vitro* de *C. javanica* na concentração 5×10^7 conídios/ml⁻¹, em mistura com inseticidas (A) e fungicidas (B), após 5 dias. As médias de Unidades formadora de colônia (UFC) foram avaliadas pela ANOVA, pelo teste de homoscedasticidade de variâncias e comparadas pelo teste LSD Fisher

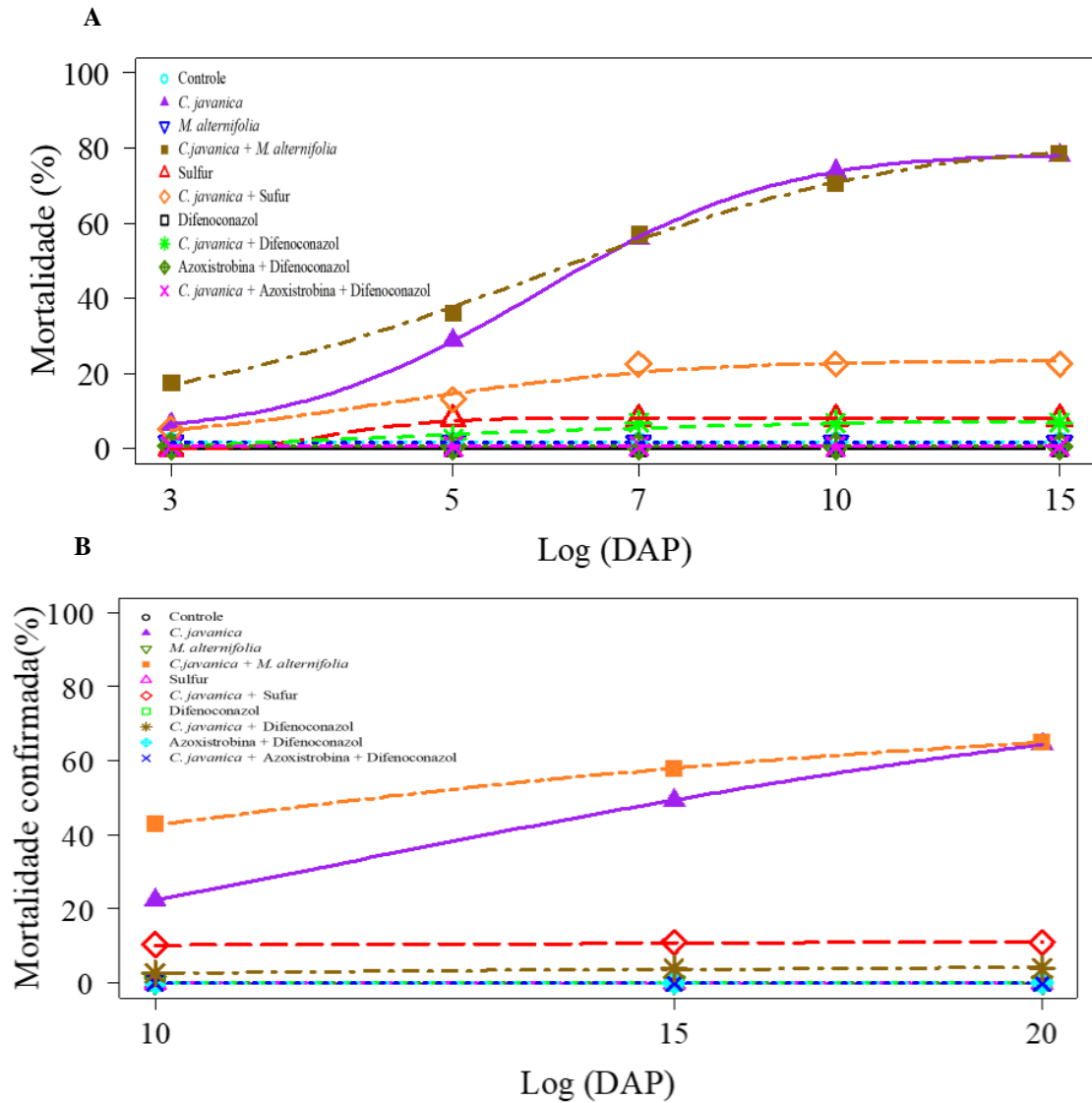


Figura 11. Mortalidade (A) e confirmação de mortalidade (B) de ninfas de 2º instar *A. cocois* com aplicações de *C. javanica* em concentração de 5×10^7 conídios mL^{-1} em experimentos conduzidos em casa telada. As curvas foram ajustadas de acordo com modelos não lineares Gompertz (A) e Weibull (B)

REFERÊNCIAS

- ABUBAKAR, M., KOUL, B., CHANDRASHEKAR, K., RAUT, A., & YADAV, D. Whitefly (*Bemisia tabaci*) Management (WFM) Strategies for Sustainable Agriculture: A Review. **Agriculture**, v. 12, n. 9, p. 1317, 2022.
- AGROFIT, 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Agrofit - Sistema de agrotóxicos fitossanitários. [Online] disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: (05/06/2023).
- ALABI, O. Y., ODEYEMI, E. F., BUARI, R. A., OGUNSOWO, A. O., & OLORUNDARE, B. O. Efficacy of botanicals in the control and management of insect pests of cashew (*Anacardium occidentale*): A Review. **Journal of Research in Forestry, Wildlife and Environment**, v. 15, n. 2, p. 220–229, 2023.
- AL-DEGHAIRI, M. A. Bioassay evaluation of the Entomopathogenic Fungi, *Beauveria bassiana* Vuillemin against eggs and nymphs of *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera: Aleyrodidae). **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 11, p. 1551-1560, 2008.
- ALFAIA, J. P., MELO, L. L., MONTEIRO, N. V., LIMA, D. B., & MELO, J. W. S. Functional response of the predaceous mites *Amblyseius largoensis* and *Euseius concordis* when feeding on eggs of the cashew tree giant whitefly *Aleurodicus cocois*. **Systematic and Applied Acarology**, v. 23, n. 8, p. 1559-1566, 2018.
- ALVES, S. B., & LOPES, R. B. **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. FEALQ, 2008.
- ARAÚJO, J. P. P. (Ed. Téc.). Agronegócio caju: práticas e inovações. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical., 2013. 532 p.
- ATRCHIAN, H., & MAHDIAN, K. Compatibility of *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales) with selective insecticides against *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 42, n. 4, p. 3009-3015, 2022.
- AVERY, P. B., DUREN, E. B., QURESHI, J. A., ADAIR JR, R. C., ADAIR, M. M., & CAVE, R. D. Field efficacy of *Cordyceps javanica*, white oil and spinetoram for the management of the Asian Citrus Psyllid, *Diaphorina citri*. **Insects**, v. 12, n. 9, p. 824, 2021. AZAM-ALI, S., & JUDGE, E. **Small-scale cashew nut processing**. Food and Agriculture Organization of the United Nations, (Schumacher Centre for Technology and Development), 1–70. 2021
- AVERY, P. B., PICK, D. A., ARISTIZÁBAL, L. F., KERRIGAN, J., POWELL, C. A., ROGERS, M. E., & ARTHURS, S. P. Compatibility of *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae) blastospores with agricultural chemicals used for management of the Asian citrus psyllid, *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae). **Insects**, v. 4, n. 4, p. 694-711, 2013.
- BARA, G. T., & LAING, M. D. Entomopathogens: potential to control thrips in avocado, with special reference to *Beauveria bassiana*. **Horticultural Reviews**, v. 47, p. 325-368, 2020.
- BEHLE, R. W., WU, S., TOEWS, M. D., DUFFIELD, K. R., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Comparing production and efficacy of *Cordyceps javanica* with *Cordyceps fumosorosea*. **Journal of Economic Entomology**, v. 115, n. 2, p. 455-461, 2022.

BLATTA, S. La mosca blanca del tabaco *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae) II. Enemigos naturales. **Rev. Terralia online**. 2001.

BOAVENTURA, H. A., QUINTELA, E. D., SANTOS, E. N., SILVA, J. F. A., & HUMBER, R. A. 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.

BOHATÁ, A., FOLORUNSO, E. A., LENCOVÁ, J., OSBORNE, L. S., & MRAZ, J. Control of sweet potato whitefly (*Bemisia tabaci*) using entomopathogenic fungi under optimal and suboptimal relative humidity conditions. **Pest Management Science**, 2023.

BOUGHTON, A. J., MENDEZ, M. A., FRANCIS, A. W., SMITH, T. R., OSBORNE, L. S., MANNION, C. M. Host stage suitability and impact of *Encarsia noyesi* (Hymenoptera: Aphelinidae) on the invasive rugose spiraling whitefly, *Aleurodicus rugioperculatus* (Hemiptera: Aleyrodidae), in Florida. **Biological Control**, v. 88, p. 61-67, 2015.

CABANILLAS, E., & JONES, W.A. Pathogenicity of *Isaria sp.* (Hypocreales: Clavicipitaceae) against the sweet potato whitefly B biotype, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Crop Protection**, 28, p. 333–337. 2009.

CARDOSO, J.E., VIANA, F.M.P., FREIRE, F. C. O., MARTINS, M.V.V. Doenças do cajueiro. In: ARAÚJO, J.P. P. (Ed.). **Agronegócio caju: práticas e inovações**. Brasília, DF: Embrapa, 2013. p.217-238

CARNEIRO, J. S., SILVA, P. H. S., RÊGO, M. T. **Manejo do controle químico e biológico da mosca-branca-do-cajueiro *Aleurodicus cocois* na cajucultura do Piauí**. ReHAgro-recursos humanos do agronegócio. 2006.

CELAR, F. A., KOS, K. Effects of selected herbicides and fungicides on growth, sporulation and conidial germination of entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. **Pest Management Science**, v. 72, p. 2110-2117, 2016.

CHAGNON, M., KREUTZWEISER, D., MITCHELL, E. A., MORRISSEY, C. A., NOOME, D. A., & VAN DER SLUIJS, J. P. Risks of large-scale use of systemic insecticides to ecosystem functioning and services. **Environmental science and pollution research**, v. 22, p. 119-134, 2015.

CHANDI, R.S., KATARIA, S.K. & FAND, B.B. Effect of temperature on biological parameters of cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Int J Trop Insect Sci**, v. 41, p. 1823–1833, 2021.

COSTA GONÇALVES, D., RIBEIRO, W. R., GONÇALVES, D. C., DIAN, V. S., DA SILVA XAVIER, A., DE OLIVEIRA, Á. A., ... & COSTA, H. Use of *Melaleuca alternifolia* essential oil as an efficient strategy to extend the shelf life of banana fruits. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 108, p. 104641, 2023.

D'ALESSANDRO, C. P.; PADIN, S.; URRUTIA, M. I.; LÓPEZ LASTRA, C. C. Interaction of fungicides with the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 21, p. 189-197, 2011.

DARA, S. K. Compatibility of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* with some fungicides used in California strawberry. **The Open Plant Science Journal**, v. 10, n. 1, 2017.

DEMIRCI, F.; DENIZHAN, E. *Paecilomyces lilacinus*, a potential biocontrol agent on apple rust mite *Aculus schlechtendali* and interactions with some fungicides in vitro. **Phytoparasitica**, v. 38, p. 125-132, 2010.

DETTE, H., MÖLLENHOFF, K., VOLGUSHEV, S., & BRETZ, F. Equivalence of Regression Curves. **Journal of the American Statistical Association**, v. 113(522), p. 711-729. 2018.

DOMINGUES, M. M., SANTOS, P. L., GEA, B. C. C., CARVALHO, V. R., OLIVEIRA, F. N., SOLIMAN, E. P.; ... & WILCKEN, C. F. Isolation and molecular characterization of *Cordyceps* sp. from *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) and pathogenic to *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e253028, 2022.

FIEDLER, Z., & SOSNOWSKA, D. Side effects of fungicides and insecticides on entomopathogenic fungi in vitro. **Journal of Plant Protection Research**, 57, 355–360, 2017.

FONTES, E. M. G., & VALADARES-INGLIS, M. C. **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2020. 510.

FORLANI, L., JUÁREZ, M. P., LAVARÍAS, S., & PEDRINI, N. Toxicological and biochemical response of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* after exposure to deltamethrin. **Pest Management Science**, 70, 751–756, 2014.

GINDIN, G., GESCHTOVT, N. U., RACCAH, B., & BARASH, I. Pathogenicity of *Verticillium lecanii* to different developmental stages of the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Phytoparasitica**, v. 28, p. 229-239, 2000.

GOIANA, E. D. S., DIAS, N. D. S., VIDAL-NETO, F. D. C., MACIEL, G. D. S., PASTORI, P. L., & MELO, J. W. S. Some biological parameters and colonization of *Aleurodicus cocois* on dwarf-cashew. **Idesia**, v. 35, n. 2, p. 117-120, 2017.

GOIANA, E. S., DIAS-PINI, N. S., VIDAL-NETO, F. C., GOMES FILHO, A. A., SILVA, C. S., & SARAIVA, W. V. Dwarf cashew antibiotic and antixenotic resistance to the whitefly *Aleurodicus cocois*. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 92, p. e20180663, 2020.

GUPTA, R. C., MUKHERJEE, I. R. M., MALIK, J. K., DOSS, R. B., DETTBARN, W. D., & MILATOVIC, D. Insecticides. In: **Biomarkers in toxicology**. Academic Press, 2019. p. 455-475.

HIROMORI, H., & NISHIGAKI, J. Factor analysis of synergistic effect between the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and synthetic insecticides. **Applied Entomology and Zoology**, v. 36, n. 2, p. 231-236, 2001.

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

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola** | **IBGE**. Disponível em:

<https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9201-levantamento-sistemico-da-producao-agricola.html>. IBGE, 2022. Acesso em: 13/12/2023.

JAMES, R.R., BUCKNER, J.S., & FREEMAN, T.P. Cuticular lipids and silverleaf whitefly stage affect conidial germination of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus*. **Journal of Invertebrate Pathology**, 84, p. 67–74. 2003.

JEYAVISHNU, K., THULASIDHARAN, D., SHEREEN, M. F., & ARUMUGAM, A. Increased revenue with high value-added products from cashew apple (*Anacardium occidentale* L.) – addressing global challenges. **Food and Bioprocess Technology**, v. 14, p. 985-1012, 2021.

KEPLER, R. M., LUANGSA-ARD, J. J., HYWEL-JONES, N. L., QUANDT, C. A., SUNG, G. H., REHNER, S. A., & SHRESTHA, B. A. phylogenetically – based nomenclature for Cordycipitaceae (Hypocreales). **IMA fungus**, v. 8, p. 335-353, 2017.

KHUN, K. K., ASH, G. J., STEVENS, M. M., HUWER, R. K., & WILSON, B. A. Compatibility of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* with insecticides and fungicides used in macadamia production in Australia. **Pest Management Science**, v. 77, n. 2, p. 709-718, 2021.

KONOPIČKÁ, J., BOHATÁ, A., NERMUŤ, J., JOZOVÁ, E., MRÁČEK, Z., PALEVSKY, E., & ZEMEK, R. Efficacy of soil isolates of entomopathogenic fungi against the bulb mite, *Rhizoglyphus robini* (Acari: Acaridae). **Systematic and Applied Acarology**, v. 26, n. 6, p. 1149-1167, 2021.

KOUASSI, M., CODERRE, D., TODOROVA, S. I. Effects of the timing of applications on the incompatibility of three fungicides and one isolate of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin (Deuteromycotina). **J Appl Entomol**, v. 127, p. 421-426, 2003.

KUMAR, V., FRANCIS, A., AVERY, P.B., MCKENZIE, C.L., OSBORNE, L.S. Assessing compatibility of *Isaria fumosorosea* and buprofezin for mitigation of *Aleyrodicus rugipericulatus* (Hemiptera: Aleyrodidae): an invasive pest in the Florida landscape. **J Econ Entomol**, v. 111, p. 1069-1079, 2018.

LACEY, L. A. (Ed.). **Manual of techniques in invertebrate pathology**. Academic Press, 2012.

LACEY, L. A., KIRK, A. A., MILLAR, L., MERCADIER, G., & VIDAL, C. J. B. S. Ovicidal and larvicidal activity of conidia and blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) with a description of a bioassay system allowing prolonged survival of control insects. **Biocontrol Science and Technology**, v. 9, n. 1, p. 9-18, 1999.

LACEY, L.A.; WRAIGHT, S.P.; KIRK, A.A. Entomopathogenic fungi for control of *Bemisia spp.*: foreign exploration, research and implementation. In: GOULD, J.K.; HOELMER, K.; GOOLSBY, J. (Eds.), *Classical Biological Control of Bemisia tabaci in the USA: A Review of Interagency Research and Implementation*. **Springer**, Dordrecht, pp. 33–69, 2008.

LITWIN, A., NOWAK, M., & RÓŻAŁSKA, S. Entomopathogenic fungi: unconventional applications. **Rev Environ Sci Biotechnol**, 19, 23–42, 2020

- LIU, S. S., COLVIN, J. & DE BARRO, P. J. Species concepts as applied to the whitefly *Bemisia tabaci* systematics: how many species are there? **Journal of Integrative Agriculture**, v. 11, n. 2, p. 176-186, 2012.
- LOPES, R. B., DE SOUZA, D. A., INGLIS, P. W., & FARIA, M. Diversity of anamorphic *Cordyceps* (formerly *Isaria*) isolated from Brazilian agricultural sites. **Journal of Invertebrate Pathology**, p. 107956, 2023.
- MANTZOUKAS, S. & ELIOPOULOS, P. A. Endophytic entomopathogenic fungi: A valuable biological control tool against plant pests. **Applied Sciences**, v. 10, n. 1, p. 360, 2020.
- MASCARIN, G. M., KOBORI, N. N., QUINTELA, E. D., ARTHURS, S. P., & JÚNIOR, Í. D. Toxicity of non-ionic surfactants and interactions with fungal entomopathogens toward *Bemisia tabaci* biotype B. **BioControl**, v. 59, p. 111-123, 2014.
- MASCARIN, G. M., PEREIRA-JUNIOR, R. A., FERNANDES, É. K. K., QUINTELA, E. D., DUNLAP, C. A., & ARTHURS, S. P. 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.
- MASCARIN, G.M., KOBORI, N.N., QUINTELA, E.D., DELALIBERA JUNIOR, I. The virulence of entomopathogenic fungi against *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and their conidial production using solid substrate fermentation. **Biol. Control**, v. 66, p. 209-218, 2013.
- MESQUITA, A.L.M., BRAGA SOBRINHO, R. Pragas do cajueiro. In: ARAÚJO, J.P. P. **Agronegócio caju: práticas e inovações**. Brasília, Embrapa, p.195-215, 2013.
- MULLA, M. S. The future of insect growth regulators in vector control. **Journal of the American Mosquito Control Association-Mosquito News**, v. 11, n. 2, p. 269-273, 1995.
- MULLA, M. S., DARWAZEH, H. A., & SCHREIBER, E. T. Impact of new insect growth regulators and their formulations on mosquito larval development in impoundment and floodwater habitats. **Journal of the American Mosquito Control Association**, v. 5, n. 1, p. 15-20, 1989.
- NEGASI, A., PARKER, B. L., & BROWNBRIDGE, M. Screening and bioassay of entomopathogenic fungi for the control of silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolli*. **International journal of tropical insect science**, v. 18, p. 37-44, 1998.
- NOVAIS, C. B. D., PEPE, A., SIQUEIRA, J. O., GIOVANNETTI, M., & SBRANA, C. Compatibility and incompatibility in hyphal anastomosis of arbuscular mycorrhizal fungi. **Scientia Agricola**, v. 74, p. 411-416, 2017.
- NÚÑEZ D. P., E., IANNACONE, J., & GÓMEZ, H. Efecto de Dos Hongos Entomopatógenos en el Control de *Aleurodicus coccois* (Curtis, 1846) (Hemiptera: Aleyrodidae). **Chilean journal of agricultural research**, v. 68, n. 1, p. 21-30, 2008.
- NÚÑEZ ZACARIAS, E. Plagas de paltos y cítricos en Perú. **Manejo de plagas en paltos y cítricos**, 2008.

NÚÑEZ, E. LOS ALEYRODIDAE PERUANOS Y SUS CONTROLADORES BIOLÓGICOS. **XL Convención Nacional de Entomología, Ica**, p. 5, 1998.

OCHAETA, J. F. G. & PALMIERI, M. Moscas Blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) de Guatemala: Importancia y Diversidad. Biodiversidad de Guatemala, p. 186-187, 2023. In: SCHUSTER, J. C.; YOSHIMOTO, J.; SIERRA, J. M. **Biodiversidad de Guatemala**. v. 3, p. 444, 2023.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE. **Chemical safety: Pesticides**. Disponível em: <<https://www.who.int/news-room/questions-and-answers/item/chemical-safety-pesticides>> WHO, 2020. Acesso em: 13/12/2023.

OSBORNE, L.S., G.K. STOREY, C.W. MCCOY, E J.F. WALTER. Potential for controlling the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci*, with the fungus, *Paecilomyces fumosoroseus*. In: Proceedings of the Vth International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control. p. 386–390. Adelaide, Australia. **Society for Invertebrate Pathology**, Knoxville, TN. 1990.

PARJANE, N. V., KABRE, G. B., MAHALE, A. S., SHEJALE, B. T., & NIRGUDE, S. A. Compatibility of pesticides with *Metarhizium anisopliae*. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 5, p. 633-636, 2020.

PATEL, D. S.; JETHVA, D. M.; KCHOT, A. V. Compatibility studies of different insecticides with entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 8, n. 6, p. 2101-2104, 2020.

PRASTIWI, SANTI; WAGIYANA, WAGIYANA; ALFARISY, FARIZ KUSTIAWAN. Compatibility studies of entomopathogenic fungi and botanical pesticide for controlling *Spodoptera exigua*. In: **E3S Web of Conferences**. EDP Sciences, 2023.

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

QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., DA SILVA, R. A., BARRIGOSI, J. A. F., & DA SILVA MARTINS, J. F. Enhanced susceptibility of *Tibraca limbativentris* (Heteroptera: Pentatomidae) to *Metarhizium anisopliae* with sublethal doses of chemical insecticides. **Biological Control**, v. 66, n. 1, p. 56-64, 2013.

R CORE TEAM. (2023). **R: A Language and Environment for Statistical Computing**. R Foundation for Statistical Computing, Viena, Áustria. Recuperado de <https://www.R-project.org/>

RAMOS, E. Q., ALVES, S. B., TANZINI, M. R., & LOPES, R. B. Susceptibilidade de *Bemisia tabaci* a *Beauveria bassiana* en condiciones de laboratorio. **Manejo Integrado de Plagas**, v. 56, p. 65-69, 2000.

RANI, A. T., VASUDEV, K., PANDEY, K. K., & SINGH, B. Sucking Pests of Vegetable Crops. **Sucking Pests of Crops**, p. 307-340, 2020.

RIBEIRO, L. P., AMANDIO, D. T. T., RAKES, M., BELEGANTE, F., MORESCO, C., NESI, C. N., ... & ZANARDI, O. Z. Insecticides for corn leafhopper management versus

entomopathogenic fungal isolates: In vitro compatibility, physical-chemical interactions, and on-farm assessments. **Crop Protection**, v. 174, p. 106417, 2023.

RITZ, C., BATY, F., STREIBIG, J. C., GERHARD, D. **Dose-Response Analysis Using R**. PLOS ONE, v. 10(12), e0146021. 2015.

ROCHA NETO, A. C., NAVARRO, B. B., CANTON, L., MARASCHIN, M., & DI PIERO, R. M. Antifungal activity of palmarosa (*Cymbopogon martinii*), tea tree (*Melaleuca alternifolia*) and star anise (*Illicium verum*) essential oils against *Penicillium expansum* and their mechanisms of action. **LWT**, v. 105, p. 385-392, 2019.

SAIN, S. K., MONGA, D., HIREMANI, N. S., NAGRALE, D. T., KRANTHI, S., KUMAR, R., ... & WAGHMARE, V. N. Evaluation of bioefficacy potential of entomopathogenic fungi against the whitefly (*Bemisia tabaci* Genn.) on cotton under polyhouse and field conditions. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 183, p. 107618, 2021.

SAIN, S. K., MONGA, D., KRANTHI, S., HIREMANI, N. S., NAGRALE, D. T., KUMAR, R., ... & PRASAD, Y. G. Evaluation of the Bioefficacy and Insecticide Compatibility of Entomopathogens for Management of Whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) on Upland Cotton Under Laboratory and Polyhouse Conditions. **Neotropical Entomology**, v. 51, n. 4, p. 600-612, 2022.

SANTOS, M. B. H., & BERNARDES, M. B. J. O uso dos agrotóxicos no Brasil: suas implicações e desafio. **Espaço em Revista**, v. 20, n. 2, p. 29-42, 2018.

SANTOS, T. L. B.; BALDIN, E. L. L.; RIBEIRO, L. P.; SOUZA, C. M.; SOARES, M. C. E.; FANELA, T. L. M.; LOURENÇÃO, A. L. Fontes de resistência e fatores antixenóticos em genótipos de feijão brasileiro contra *Bemisia tabaci*. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 129-144. 2021.

SANTOS, T. T. M. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., & SANTANA, M. V. Enhanced mortality of *Bemisia tabaci* nymphs by *Isaria javanica* combined with sublethal doses of chemical insecticides. **Journal of Applied Entomology**, v. 142, n. 6, p. 598-609, 2018.

SARAIVA, W. V. A., MONTEIRO, N. V., DA SILVA DIAS-PINI, N., VASCONCELOS, J. F., DE GODOY ALVES FILHO, E., DA SILVA MELO, J. W., ... & DE SOUSA NETO, E. P. *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera, Chrysopidae) is a good candidate for predation of *Aleurodicus cocois* (Curtis) (Hemiptera: Aleyrodidae) in cashew crop. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 17, n. 1, p. 99-110, 2023.

SARAIVA, W. V., DIAS-PINI, N. S., ALVES FILHO, E. G., MELO, J. W., FANCELLI, M., COUTINHO, C. R., ... & GOIANA, E. S. Attraction of whitefly *Aleurodicus cocois* mediated by cashew volatiles. **Phytoparasitica**, v. 50, n. 2, p. 399-410, 2022.

SAVADI, S., MURALIDHARA, B. M., GODWIN, J., ADIGA, J. D., MOHANA, G. S., ERADASAPPA, E., ... & KARUN, A. De novo assembly and characterization of the draft genome of the cashew (*Anacardium occidentale* L.). **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 18187, 2022.

SCHRANK, A., & VAINSTEIN, M. H. *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. **Toxicon**, v. 56, n. 7, p. 1267-1274, 2010.

SCORSETTI AC, HUMBER RA, DE GREGÓRIO C, LASTRA CL. New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* pests of horticultural crops in Argentina. **BioControl** 53. p. 787–796. 2008.

SHAH, F. A., ANSARI, M. A., WATKINS, J., PHELPS, Z., CROSS, J., BUTT, T. M. Influence of commercial fungicides on the germination, growth and virulence of four species of entomopathogenic fungi. **Biocontrol Sci Techn**, v. 19, p. 743-753, 2009.

SHARMA, S., GUPTA, P., & PAUL, M. Studies on compatibility of white muscardine fungus *Beauveria bassiana* with some neem products. **FAO**. 2002.

SILVA, R. A. D., QUINTELA, E. D., MASCARIN, G. M., BARRIGOSI, J. A. F., & LIÃO, L. M. Compatibility of conventional agrochemicals used in rice crops with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. **Scientia Agricola**, v. 70, p. 152-160, 2013.

SILVA, R. Z., P. M. de O. J. NEVES, P., & SANTORO, P H. Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Semina Ciências Agrárias**, v. 26, n. 3, p. 305-312, 2005.

SILVA, W.O. B.; SANTI, L., CORREA, A.P., SILVA, L.A., BRESCIANI, F.R., SCHRANK, A., VAINSTEIN, M.H. The entomopathogen *Metarhizium anisopliae* can modulate the secretion of lipolytic enzymes in response to different substrates including components of arthropod cuticle. **Fungal Biology**, v. 114, p. 911-916. 2010.

SOTO, A. & GARCÍA, F. ESPECIES DE MOSCAS BLANCAS EN LOS CÍTRICOS DE ESPAÑA PENINSULAR. Las moscas blancas de cítricos. **Online**. 2002.

SOUZA, F. M. de; SILVA, R. A.; MAGALHÃES, L. S.; LOUREIRO, E. de S. Entomopathogenic fungi associated with whitefly control: A review. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 11, n. 11, p. e252111133536, 2022. DOI: 10.33448/rsd-v11i11.33536.

SOUZA, F. M., DA SILVA, R. A., DA SILVA MAGALHÃES, L., & DE SOUZA LOUREIRO, E. Fungos entomopatogênicos associados ao controle da mosca-branca: Uma revisão. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 11, p. e252111133536-e252111133536, 2022.

SOUZA, F. M., SILVA, R. A., MAGALHÃES, L. S., LOUREIRO, E. de S. Entomopathogenic fungi associated with whitefly control: A review. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 11, n. 11, p. e252111133536, 2022.

TEIXEIRA, P. R., DUSI, R. G., JIMENEZ, P. C., ESPINDOLA, L. S., & COSTA-LOTUFO, L. V. What can we learn from commercial insecticides? Efficacy, toxicity, environmental impacts, and future developments. **Environmental Pollution**, v. 300, p. 118983, 2022.

THOMAS, M. B., & READ, A. F. Can fungal biopesticides control malaria? **Nature Reviews Microbiology**, v. 5, n. 5, p. 377-383, 2007.

TIAN, J., DIAO, H., LIANG, L., ARTHURS, S., HAO, C., MASCARIN, G., & MA, R. Host plants influence susceptibility of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) to the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea* (Hypocreales: Cordycipitaceae). **Biocontrol Science and Technology**, 26, p. 528–538. 2016

TIAN, J., DIAO, H., LIANG, L., HAO, C., ARTHURS, S., & MA, R. Pathogenicity of *Isaria fumosorosea* to *Bemisia tabaci*, with some observations on the fungal infection process and host immune response. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 130, p. 147-153, 2015.

VALENCIA, L. **La mosca blanca en la agricultura peruana**. Industria gráfica Cimagraf, 2000.

VEGA, F.E.; MEYLING, N.V.; LUANGSA-ARD, J.J.; BLACKWELL, M. FUNGAL ENTOMOPATHOGENS. In: *Insect Pathology*, Second Edition, Academic Press, San Diego, pp. 171-220. 2012.

WANG, C.; WANG, S. Insect pathogenic fungi: genomics, molecular interactions, and genetic improvements. **Annual Review of Entomology**, v. 62, p. 73-90. 2017.

WANG, X., PENG, F., CHENG, C., CHEN, L., SHI, X., GAO, X., & LI, J. Synergistic antifungal activity of graphene oxide and fungicides against *Fusarium* head blight in vitro and in vivo. **Nanomaterials**, v. 11, n. 9, p. 2393, 2021.

WANG, X., PENG, F., CHENG, C., CHEN, L., SHI, X., GAO, X., & LI, J. Synergistic antifungal activity of graphene oxide and fungicides against *Fusarium* head blight in vitro and in vivo. **Nanomaterials**, v. 11, n. 9, p. 2393, 2021.

WOLFART, C. F., VOGT, A., & GABRIEL, V. J. AGENTES DE CONTROLE BIOLÓGICO DE PRAGAS. **Revista Conexão**, 2022.

WONNI, I., SEREME, D., OUÉDRAOGO, I., KASSANKAGNO, A. I., DAO, I., OUEDRAOGO, L., & NACRO, S. Diseases of cashew nut plants (*Anacardium Occidentale* L.) in Burkina Faso. **Adv Plants Agric Res**, v. 6, n. 3, p. 00216, 2017.

WRAIGHT, S. P., INGLIS, G. D., & GOETTEL, M. S. Fungi. In: **Field manual of techniques in invertebrate pathology: application and evaluation of pathogens for control of insects and other invertebrate pests**. Dordrecht: Springer Netherlands. p. 223-248. 2007.

WRAIGHT, S.P., CARRUTHERS, R.I., BRADLEY, C.A., JARONSKI, S.T., LACEY, L.A., WOOD, P., GALAINI-WRAIGHT, S. Pathogenicity of the entomopathogenic fungi *Paecilomyces spp.* and *Beauveria bassiana* against the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. **Journal Invertebrate Pathology**, v. 71, p. 217-226, 1998.

WU, S., REDDY, G. V., & JARONSKI, S. T. Advances in microbial insect control in horticultural ecosystem. In: **Sustainable Horticultural Systems: Issues, Technology and Innovation**. Cham: Springer International Publishing, 2014.

WU, S., TOEWS, M. D., BEHLE, R. W., BARMAN, A. K., SPARKS, A. N., 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, 2023.

WU, S., TOEWS, M. D., CASTRILLO, L. A., BARMAN, A. K., COTTRELL, T. E., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Identification and virulence of *Cordyceps javanica* strain wf GA17 isolated from a natural fungal population in sweetpotato whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 50, n. 5, p. 1127-1136, 2021.

WU, S., TOEWS, M. D., CASTRILLO, L. A., BARMAN, A. K., COTTRELL, T. E., & SHAPIRO-ILAN, D. I. Identification and virulence of *Cordyceps javanica* strain wf GA17 isolated from a natural fungal population in sweetpotato whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae). **Environmental Entomology**, v. 50, n. 5, p. 1127-1136, 2021.

ZHANG, C., SHAO, Z.F., HAN, Y.Y., WANG, X.M., WANG, Z.Q., MUSA, P.D., & ALI, S. Effects of *Aschersonia aleyrodis* on the life table and demographic parameters of *Bemisia tabaci*. **Journal of Integrative Agriculture**, 17, p. 389–396. 2018.

Zhang, X., Guo, Y., Guo, L., Jiang, H., & Ji, Q. In vitro evaluation of antioxidant and antimicrobial activities of *Melaleuca alternifolia* essential oil. **BioMed research international**, v. 2018, 2018.

ZHOU, T. T., ZHAO, Q., LI, C. Z., YE, L., LI, Y. F., KEYHANI, N. O., & HUANG, Z. Synergistic effects of the entomopathogenic fungus *Isaria javanica* and low doses of dinotefuran on the efficient control of the rice pest *Sogatella furcifera*. **Journal of Integrative Agriculture**, 2023. ISSN 2095-3119.