



UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

Andréia Maria Nogueira Dantas

**MANEJO MICROBIOLÓGICO DE COCHONILHAS DA VIDEIRA E
PRIMEIRO REGISTRO DO PARASITOIDE *Comperiella lemniscata*
(HYMENOPTERA: ENCYRTIDAE) NO BRASIL**

Petrolina-PE

2024

ANDRÉIA MARIA NOGUEIRA DANTAS

**MANEJO MICROBIOLÓGICO DE COCHONILHAS DA VIDEIRA E
PRIMEIRO REGISTRO DO PARASITOIDE *Comperiella lemniscata*
(HYMENOPTERA: ENCYRTIDAE) NO BRASIL**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal do Campus de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Vale do São Francisco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Agronomia – Produção Vegetal.

Orientador: Prof. Dr. José Eudes de Moraes Oliveira

Petrolina-PE

2024

Dantas, Andréia Maria Nogueira

D192m Manejo microbiológico de cochonilhas da videira e primeiro registro do parasitoide *Comperiella lemniscata* (Hymenoptera: Encyrtidae) no Brasil / Andréia Maria Nogueira Dantas. – Petrolina-PE, 2024.
vii, 60 f.: il.; 29 cm.

Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal do Vale do São Francisco, Campus Ciências Agrárias, Petrolina-PE, 2024.

Orientador: Prof.º Dr.º José Eudes de Moraes Oliveira.

Inclui referências.

1. Pragas agrícolas - Controle biológico. 2. Uva - Cultivo. 3. Fungos entomopatogênicos. I. Título. II. Oliveira, José Eudes de Moraes. III. Universidade Federal do Vale do São Francisco.

CDD 632.96

UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

FOLHA DE APROVAÇÃO

Andréia Maria Nogueira Dantas

MANEJO MICROBIOLÓGICO DE COCHONILHAS DA Videira e Primeiro
Registro do Parasitoide *Comperiella lemniscata* (HYMENOPTERA:
ENCYRTIDAE) NO BRASIL

Dissertação apresentada como
requisito parcial para obtenção do
título de Mestre em Agronomia –
Produção Vegetal, pela Universidade
Federal do Vale do São Francisco.

Aprovada em: 01 de março de 2024.

Banca Examinadora

Documento assinado digitalmente



JOSE EUDES DE MORAIS OLIVEIRA

Data: 26/04/2024 12:56:39-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Orientador – Dr. José Eudes de Moraes Oliveira
Pesquisador classe A, EMBRAPA Semiárido

Documento assinado digitalmente



FABIANA SOARES CARIRI LOPES

Data: 24/04/2024 20:29:44-0300

Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Membro – Dra. Fabiana Soares Cariri Lopes
Instituto Federal do Piauí - IFPI

Leandro José
Uchôa Lemos

Assinado de forma digital por
Leandro José Uchôa Lemos
Dados: 2024.04.25 09:15:46 -0300'

Membro – Dr. Leandro José Uchôa Lemos
IFSertãoPE

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, autor da vida e doador de toda boa dádiva, Ele que nunca me abandonou e sempre me manteve firme perante todas as situações;

À minha mãe, Maria Nilce Nogueira Dantas, por todo amor, cuidado, dedicação e zelo. Obrigada por não medir esforços para a concretização de mais um sonho e por sempre acreditar em mim. A senhora é o meu maior exemplo de vida e de pessoa. Meu amor mais puro e verdadeiro sempre será seu! Ao meu pai, Iraci Dantas Lins (*In memoriam*), por me dar força e coragem mesmo sem se fazer presente nesse plano físico, seu espírito sempre permanecerá vivo em mim;

Aos meus irmãos, Adriana Nogueira e Adriano Nogueira e, minha sobrinha Anny Gabrielly, por todo apoio durante essa jornada. À Viviane Sena, por toda paciência, cuidado e apoio ao longo desses anos. Nem mesmo os inúmeros quilômetros que nos separavam foram capazes de nos afastar. Sua amizade e confiança foram essenciais nessa trajetória;

Ao meu Orientador, Dr. Eudes de Moraes, por todos os ensinamentos, paciência e confiança em mim depositados. Nenhuma palavra escrita aqui será capaz de demonstrar toda minha gratidão. O senhor foi fundamental durante esses anos. Obrigada por cada conversa, conselho e até mesmo pelos puxões de orelha;

À VSF Agricultura Sustentável e Comércio LTDA, na pessoa da Dra. Inez Vilar, por todo apoio e confiança e a todos os funcionários que fazem a mesma;

Ao doutorando e grande amigo que tive o prazer de conhecer ao longo desse ciclo, André Melo, por todos os ensinamentos e ajuda tanto nas coletas em campo quanto nas avaliações em laboratório. Meus mais sinceros agradecimentos a ti, você fez a diferença;

À Universidade Federal do Vale do São Francisco pela oportunidade de realizar o curso de mestrado, bem como ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, ao corpo docente e técnico;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo;

A todos que de alguma forma colaboraram para que eu chegasse até aqui, enfim, meus mais sinceros agradecimentos!!!

RESUMO

Este estudo aborda um desafio importante na viticultura do Vale do São Francisco, que é o controle de cochonilhas, especialmente das famílias Pseudococcidae e Diaspididae. Esses insetos podem causar danos significativos nos cultivos de uva, levando a perdas na produção. O controle de pragas em videira frequentemente é feito com o uso de pesticidas químicos, que muitas vezes se apresentam como ineficientes. Este estudo objetivou avaliar o manejo microbiológico de cochonilhas Pseudococcidae e Diaspididae, além do registro de um novo parasitoide. Os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* foram usados como uma alternativa biológica ao controle químico convencional. Os resultados indicaram que o manejo microbiológico é eficaz no controle de cochonilhas em videiras, comparado ao manejo químico convencional. O controle microbiológico pode oferecer benefícios significativos e mais sustentável em termos de redução da dependência de pesticidas químicos, além da preservação do ambiente e manutenção da qualidade dos frutos. Além disso, este estudo relatou pela primeira vez a ocorrência natural do parasitoide *Comperiella lemniscata* (Encyrtidae). Este novo registro é promissor, pois sugere a presença de um inimigo natural que pode desempenhar importante função no controle biológico dessas cochonilhas, contribuindo para um manejo integrado mais equilibrado e eficaz. Portanto, os resultados deste estudo destacam a viabilidade do manejo microbiológico, utilizando fungos entomopatogênicos, e a importância da presença de inimigos naturais na regulação das populações de cochonilhas em vinhedos. Esses resultados contribuem para o conhecimento científico sobre estratégias de controle biológico em sistemas agrícolas.

Palavras-chave: Controle biológico, entomófago, entomopatógeno, manejo integrado de pragas, viticultura.

ABSTRACT

This study addresses a significant challenge in viticulture in the São Francisco Valley, which is the control of scale insects, especially from the families Pseudococcidae and Diaspididae. These insects can cause significant damage to grape crops, leading to production losses. Pest control in vineyards is often done using chemical pesticides, which are often ineffective. This study aimed to evaluate the microbiological management of Pseudococcidae and Diaspididae scales, in addition to the recording of a new parasitoid. The entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* were used as a biological alternative to conventional chemical control. The results indicated that microbiological management is effective in controlling scale insects in grapevines compared to conventional chemical management. Microbiological control can offer significant and more sustainable benefits in terms of reducing dependence on chemical pesticides, as well as preserving the environment and maintaining fruit quality. Additionally, this study reported for the first time the natural occurrence of the parasitoid *Comperiella lemniscata* (Encyrtidae). This new record is promising as it suggests the presence of a natural enemy that can play an important role in the biological control of these scale insects, contributing to a more balanced and effective integrated management. Therefore, the results of this study highlight the viability of microbiological management using entomopathogenic fungi, and the importance of the presence of natural enemies in regulating scale insect populations in vineyards. These results contribute to scientific knowledge about biological control strategies in agricultural systems.

Keywords: Biological control, entomophage, entomopathogen integrated pest management, viticulture.

SUMÁRIO

	Pag.
1. INTRODUÇÃO.....	8
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	10
2.1. VITICULTURA: ORIGEM E DISTRIBUIÇÃO	10
2.1.1. Aspectos botânicos	11
2.1.2. Condições edafoclimáticas.....	12
2.1.3. Aspectos econômicos	12
2.2. COCHONILHAS DA VIDEIRA.....	13
2.2.1. Cochonilha-rosada <i>Macronellicoccus hirsutus</i> (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae).....	15
2.2.2. Cochonilha-do-tronco <i>Hemiberlesia lataniae</i> (Signoret) (Hemiptera: Diaspididae).....	16
2.2.3. Cochonilha-de-escama-farinha <i>Pinnaspis</i> spp. (Hemiptera; Diaspididae)	18
2.3. AGENTES MICROBIOLÓGICOS.....	19
2.3.1. <i>Beauveria bassiana</i> (BALSAMO-CRIVELLI) VUILLEMIN	20
2.3.2. <i>Metarhizium anisopliae</i> (METSCHN.) SOROKIN.....	21
2.4. AGENTES MACROBIOLÓGICOS	22
2.4.1. <i>Comperiella lemniscata</i> COMPERE & ANNECKE.....	22
3. REFERÊNCIAS.....	25
4. MANEJO MICROBIOLÓGICO DE COCHONILHAS NA CULTURA DA VIDEIRA UTILIZANDO A MISTURA <i>Beauveria bassiana</i> E <i>Metarhizium anisopliae</i>	35
4.1. INTRODUÇÃO	37
4.2. MATERIAL E MÉTODOS	38
4.2.1. Associação de microbiológicos no manejo e controle de cochonilhas	38
4.2.2. Avaliações em campo e laboratório	38
4.2.3. Identificação das espécies.....	39
4.2.4. Análises estatísticas.....	39
4.3. RESULTADOS.....	39
4.4. DISCUSSÃO	47
4.5. CONCLUSÕES.....	49
4.6. REFERÊNCIAS	50
5. PRIMEIRO REGISTRO DE <i>Comperiella lemniscata</i> (HYMENOPTERA: ENCYRTIDAE) NO BRASIL: UM PARASITÓIDE DE COCHONILHAS DA VIDEIRA.....	55
5.1. Características morfológicas de <i>Comperiella lemniscata</i>	56
6. CONSIDERAÇÕES	57
7. AGRADECIMENTOS.....	58
8. REFERÊNCIAS.....	59

1. INTRODUÇÃO

A viticultura é uma das atividades agrícolas de maior importância econômica no mundo. No Brasil, a região Sul e Nordeste, sobretudo o Vale do São Francisco, se destacam na produção e exportação de vinho e uvas de mesa. Essas regiões possuem uma área plantada de 65 mil hectares de uva, com uma produção anual de 1,5 milhões de toneladas (IBGE, 2022). O polo de produção de frutas do Vale do São Francisco corresponde a 27% de toda a produção nacional e a 98% das exportações brasileiras anualmente, movimentando cerca de R\$ 11,03 bilhões na economia do país (PEREIRA, 2020; MELLO; MACHADO, 2021).

Um problema frequente para a videira no Vale do São Francisco é a incidência de pragas, atribuída ao manejo inadequado, à produção anual de várias safras e à disponibilidade limitada de agrotóxicos no mercado brasileiro registrados para o controle. Dessa forma, os esforços no manejo fitossanitário contra pragas e doenças que afetam a videira são significativos, representando até 30% dos custos de produção e englobando o controle de pragas e doenças (CAMARGO et al., 2010). Dentre as pragas, destacam-se as cochonilhas (Hemiptera) das famílias Pseudococcidae e Diaspididae (GARCÍA et al., 2016). Os danos causados por essas cochonilhas sugadoras de seiva podem resultar em perdas significativas na produção (dano direto). Além disso, esses insetos são importantes vetores de viroses, como o vírus do enrolamento da videira (Grapevine Leafroll Disease – GLD) (NAIDU et al., 2014), causando danos indiretos.

O controle de cochonilhas em vinhedos comerciais frequentemente é feito com o uso de pesticidas químicos a base de abamectina e sulfoxaflor (AGROFIT, 2023). No entanto, nos últimos anos tem se observado um aumento considerável nas populações de cochonilhas-rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green) em vinhedos do Vale do São Francisco (OLIVEIRA et al., 2018) e das cochonilhas-do-tronco *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) no Rio Grande do Sul (WOLFF et al., 2014). Nesse sentido, outras estratégias de controle são necessárias, como por exemplo, o manejo biológico.

As duas espécies fúngicas entomopatogênicas, *Beauveria bassiana* (Balsamo-Crivellii) Vuillemin e *Metarhizium anisopliae* (Metschn.), são os fungos mais bem caracterizados e amplamente utilizados em programas de controle biológico, sendo escolhidos para o controle de diversas outras espécies de pragas (FARIA; WRAIGHT, 2007). Os biopesticidas fúngicos são altamente adequados para incorporação em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP), desempenhando um papel fundamental na mitigação da evolução da resistência aos pesticidas sintéticos e na redução da dependência química (MASCARIN; JARONSKI, 2016). Além disso, uma alternativa de controle é a introdução de predadores naturais ou parasitoides específicos que atacam somente as pragas alvo (HAJEK; EILENBERG, 2018).

As vespas da família Encyrtidae (Hymenoptera), por exemplo, são parasitoides ou hiperparasitoides de várias ordens de insetos incluindo Hemiptera, muitas espécies são amplamente utilizadas em programas de manejo biológico no mundo (GUERRIERI et al., 2021). Algumas espécies parasitam ovos de cochonilhas da família Coccidae e Diaspididae (MARCHIORI, 2022). Nessa perspectiva, este trabalho tem como objetivo avaliar a densidade de cochonilhas em diferentes partes da planta, assim como o controle de cochonilhas, empregando uma mistura dos isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae*, comparado ao manejo químico. O controle de pragas em videira frequentemente é feito com o uso de pesticidas químicos, no entanto este estudo objetivou avaliar o manejo microbiológico e registro de um novo parasitoide.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. VITICULTURA: ORIGEM E DISTRIBUIÇÃO

A videira *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) tem como provável centro de origem as regiões do Cáucaso e da Ásia Menor, abrangendo áreas que hoje fazem parte da atual Geórgia, Turquia e Irã (THIS et al., 2006). Nessas regiões, foram estabelecidos os primeiros parreirais para a produção de vinho há mais de seis mil anos, se espalhando para várias partes do mundo ao longo do tempo (ROBINSON; HARDING 2015). A distribuição atual de *V. vinifera* inclui as Américas do Norte, Central e do Sul, além da Ásia, da Austrália e da Europa (FORTES; PAIS, 2016). No Brasil, a videira foi introduzida pelos colonizadores portugueses no Sudeste do país em 1532, expandindo-se para o Sul, onde foram estabelecidos os primeiros parreirais (SILVA; LANDAU, 2020). A partir de meados de 1970, variedades rústicas e mais adaptadas a climas tropicais foram destinadas ao consumo *in natura*, com foco principal em uvas sem sementes de alta qualidade (uva de mesa). No entanto, o maior volume produzido foi destinado à produção de sucos e vinhos finos, permanecendo assim até os dias atuais (MELLO; MACHADO, 2021).

Os avanços nas pesquisas agrícolas permitiram que no Brasil existissem três macrocondições para a viticultura, com qualidade e tipicidades diferenciadas (PEREIRA, 2020). São elas: a viticultura tradicional, com um ciclo anual em regiões de climas temperados e subtropicais; a viticultura tropical, com dois ciclos no ano em regiões de clima tropical semiárido; e a viticultura de inverno, com duas podas e uma colheita em regiões de altitude de clima subtropical e tropical (MELLO; MACHADO, 2021). O que diferencia a viticultura tropical da tradicional é o regime térmico e o uso da irrigação ao longo do ano, possibilitando à videira vegetar de forma contínua (PEREIRA, 2020). O polo da viticultura no Vale do Submédio São Francisco (Petrolina-PE/Juazeiro-BA) é o principal exemplo, onde a videira vem sendo cultivada em condições de clima tropical semiárido (PEREIRA, 2020).

2.1.1. Aspectos botânicos

No Brasil, as espécies mais cultivadas são *V. vinifera* e *V. labrusca* L. No Semiárido do Nordeste brasileiro, predominam as variedades Itália e suas variações Benitaka e Brasil, Red Globe e Ribier (uvas de mesa com sementes); Sugaone ou Festival, Crimson Seedless e Thompson Seedless (uvas de mesa sem sementes); e Cabernet Sauvignon, Syrah, Chenin Blanc, Sauvignon Blanc, Moscato Canelli (uvas para a elaboração de vinhos finos), todas pertencentes à espécie *V. vinifera* (LEÃO et al., 2009). As variedades sem sementes foram gradualmente substituídas por outras melhoradas, mais resistentes a problemas fitossanitários e mais produtivas, como as cultivares Arra 15, BRS Vitória, BRS Iris e BRS Núbia (MELLO; MACHADO, 2021).

O gênero *Vitis* compreende aproximadamente 79 espécies descritas, sendo a *V. vinifera* a mais cultivada globalmente (THE PLANT LIST, 2013). A maioria dessas espécies é perene, apresentando sistema radicular fasciculado, tronco lenhoso e ramos lateralizados que se estendem do caule, além de brotos que emergem dos ramos, formando os braços (GERRATH et al., 2015). O crescimento da videira pode ser tanto determinado quanto indeterminado, de hábito trepador (escandente). Os brotos primários seguem um padrão de crescimento determinado, cessando o crescimento após atingir um comprimento específico, enquanto os brotos laterais continuam a se desenvolver (MONTEIRO et al., 2021). O ciclo fenológico da videira inclui duas fases: vegetativo e reprodutivo (floração e frutificação). O estágio vegetativo se inicia na brotação e vai até o fim do crescimento, enquanto o estágio reprodutivo se inicia na floração e se estende até a maturação dos frutos (GIESE et al., 2020).

As folhas da videira são geralmente grandes e com lóbulos palmados. As gavinhas, órgãos que se inserem no lado oposto da folha e se alternam no ramo com as inflorescências, têm como função dar sustentação à planta, enrolando-se em tutores e arames (GIESE et al., 2020). As flores são hermafroditas, ou seja, cada flor possui órgãos reprodutivos masculinos (estames) e femininos (pistilos). Geralmente as flores são pequenas e esverdeadas, dispostas em cachos, formando a inflorescência. As flores fertilizadas dão origem às bagas de uva, que constituem o fruto da videira (LEÃO et al., 2009). A cor, tamanho e

sabor das bagas variam de acordo com a variedade da uva, podendo ou não conter sementes, dependendo da variedade (KELLER, 2020).

2.1.2. Condições edafoclimáticas

A videira se adapta bem a diversos tipos de solos, com exceção daqueles com excesso de umidade ou argilosos. Os solos mais indicados são os de textura mediana com matéria orgânica. Os solos com elevada fertilidade levam a grandes rendimentos, porém com menor qualidade dos frutos em relação a produção obtida em solos menos férteis (KUHN et al., 1996). Na região do Submédio do Vale do São Francisco predominam-se Latossolos e os Argissolos, que apresentam textura arenosa nos horizontes superficiais (LEAO; LEAO, 2010). As condições ambientais como radiação solar, temperatura, umidade relativa do ar, precipitação e velocidade do vento interferem no crescimento e no desenvolvimento da planta, na ocorrência de pragas e doenças (GAVA et al., 2004).

A videira possui boa adaptação a locais situados entre 60 e 2500m do nível do mar. As regiões que constituem o Polo Petrolina, PE e Juazeiro, BA a altitude varia de 311 a 439m do nível médio do mar (LEAO; LEAO, 2010). A faixa de temperatura média considerada ideal para a produção de uvas de mesa situa-se entre 20 °C e 30 °C. O excesso de chuvas associado a temperaturas elevadas, torna esta cultura muito suscetível a doenças (TEIXEIRA, 2000). Nas condições semiáridas do Submédio do Vale do São Francisco, o cultivo da videira pode ser realizado durante todo ano, devido aos baixos índices pluviométricos e as altas temperaturas, que por sua vez, favorecem o desenvolvimento da videira (LEAO e LEAO, 2010).

2.1.3. Aspectos econômicos

A videira é uma das fruteiras economicamente mais importantes do mundo. A viticultura no Brasil ocupa uma área de 75.214 hectares, distribuída principalmente nas Regiões Sul, com 54 mil hectares, Nordeste, com 11 mil hectares, e Sudeste, com nove mil hectares, segundo dados do IBGE (2022). A maior produção concentra-se na Região Sul do país, totalizando 843 mil toneladas em 2022, seguida pela Região Nordeste, com 416 mil toneladas, e

Sudeste, com 186 mil toneladas. A região Nordeste é o segundo maior produtor da fruta, mas lidera na produção de uvas de mesa, com potencial para 2,5 safras por ano, contribuindo com 27% da produção nacional e 98% das exportações brasileiras anualmente, movimentando cerca de R\$ 11,03 bilhões na economia do país (PEREIRA, 2020; MELLO; MACHADO, 2021). No entanto, os esforços no manejo fitossanitário contra pragas e doenças que afetam a videira são significativos. O manejo fitossanitário pode representar até 30% dos custos de produção, abrangendo o controle de doenças, insetos e ácaros (CAMARGO et al., 2010).

2.2. COCHONILHAS DA VIDEIRA

A superfamília Coccoidea contém cerca de 8.000 espécies de hemípteros pertencentes a 32 famílias (GARCIA MORALES et al., 2016). Dentre essas famílias, as mais comumente encontradas são aquelas com o maior número espécies, como Diaspididae, Pseudococcidae e Coccidae (KONDO et al. 2008). A família Diaspididae é a mais abundante entre as cochonilhas, com mais de 2500 espécies descritas (GARCIA MORALES et al., 2016). As cochonilhas desta família são comumente introduzidas acidentalmente em diferentes partes do mundo, abrangendo mais de 1380 gêneros de plantas em 182 famílias (GARCIA MORALES et al., 2016), provavelmente devido ao pequeno tamanho e camuflagem, adotando um formato característico de escama ou concha de ostra (MILLER; DAVIDSON 2005; YAKHYOEV et al., 2021). O termo “escama” refere-se a uma substância secretada no dorso do inseto, a qual as fêmeas imóveis usam para a proteção dos ovos. Na maioria das espécies, esses ovos são depositados embaixo do corpo, sendo caracterizadas como ovovíparas (SUBRAMANIAN et al., 2021).

O complexo de espécies de cochonilhas da família Pseudococcidae são pragas importantes de plantas hospedeiras de 250 famílias botânicas, incluindo a videira (GARCÍA et al., 2016). A família Pseudococcidae é a segunda mais abundante dentro da superfamília Coccoidea, com mais de 2000 espécies distribuídas em 260 gêneros, sendo que, na região Neotropical, foram registrados 44 gêneros e 223 espécies (WILLIAMS; HODGSON, 2014). São insetos com ampla distribuição mundial, ocorrendo nas principais regiões

produtoras de uva, como a Europa, África, Oriente Médio, Ásia, Austrália, Nova Zelândia, América do Norte e do Sul (BEN-DOV et al., 2010; DAANE et al., 2012). Os pseudococcídeos são conhecidos como cochonilhas-farinhentas, devido à substância cerosa excretada pelos poros triloculares denominados cerários, que são estruturas localizadas no dorso do inseto, usadas nas identificações taxonômicas (HARDY et al., 2008). Os machos são menores que as fêmeas e possuem asas, além de um ciclo de vida mais curto em comparação com as fêmeas. Apenas as fêmeas se alimentam na fase adulta. O aparelho bucal dos machos é atrofiado, enquanto o aparelho bucal das fêmeas é opistognato, do tipo sugador labial tetraqueta, com peças adaptadas para a alimentação (BÖCHER et al., 2015).

A família Coccidae, comumente conhecida como cochonilhas-de-escamas-moles ou cochonilhas-do-tronco, é a terceira maior família de cochonilhas, com 1217 espécies descritas em 174 gêneros (GARCÍA MORALES et al., 2016). Essas cochonilhas são pragas amplamente distribuídas nas regiões tropicais e subtropicais do mundo, causando danos econômicos em plantas ornamentais, bem como em plantações de frutas e nozes (BEN-DOV, 2013; MOGHADDAM et al., 2021). As fêmeas adultas geralmente têm entre 3 e 9 mm de comprimento e ocorrem em grupos facilmente visíveis (MANSOUR et al., 2017). As cochonilhas de escamas moles apresentam várias características distintas que facilitam o reconhecimento no campo. Com a possível exceção de indivíduos muito velhos ou convexos, a maioria das escamas moles tem dois pares de estruturas de cera brancas, semelhantes a botões, na margem do corpo. A família é reconhecida por um par de placas anais triangulares (opérculos) e pela fenda anal que divide o corpo das placas anais até a margem posterior do corpo (MOGHADDAM et al., 2021).

As injúrias relacionadas à infestação de cochonilhas incluem a sucção da seiva da planta e a excreção do *honeydew*, substância açucarada que contribui para a simbiose e proliferação de fungos, como os do gênero *Capnodium*, mais conhecidos como fumagina (GAVRILOV-ZIMIN, 2017). As cochonilhas-farinhentas colonizam todos os órgãos vegetativos da videira, mas não são facilmente encontradas devido a seus hábitos crípticos, vivendo sob a casca, na superfície abaxial das folhas, dentro dos cachos, ocasionalmente nas bagas e,

dependendo da textura do solo, nas raízes (BECERRA et al., 2006). As injúrias ocorrem na parte aérea, como nas folhas, inflorescência e nos frutos, retardando o crescimento e destruindo os cachos (dano direto) (CULIK; GULLAN, 2016). Além disso, esses insetos são importantes vetores de viroses (dano indireto), como o vírus do enrolamento da videira (Grapevine Leafroll Disease – GLD), *Ampelovirus* (GLRaV-1, -3, -4, -5, -6, -9), *Closterovirus* (GLRaV-2) e *Velarivirus* (GLRaV-7) (MAREE et al., 2013; NAIDU et al., 2014). A doença do enrolamento da videira (GLD) é uma das doenças virais mais graves da videira, levando a perdas qualitativas e quantitativas da produção (DOUGLAS; KRÜGER, 2008).

2.2.1. Cochonilha-rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae)

A cochonilha-rosada *M. hirsutus* é uma espécie pertencente à família Pseudococcidae, possivelmente nativa do sudeste da Ásia ou da Austrália, distribuída geograficamente em todas as regiões tropicais e subtropicais do mundo (CULIK et al., 2013). No Brasil, *M. hirsutus* foi registrada em 2010 na região Norte e, em 2012, já estava expandida na região Sudeste (MARSARO JR. et al., 2013) e em 2018 na região Nordeste do país (OLIVEIRA et al., 2018). Os recentes registros dessa cochonilha no Brasil indicam que esta praga continua a expandir sua distribuição na América do Sul, colonizando diversas espécies de plantas incluindo a videira (CULIK et al., 2013). Apesar de *M. hirsutus* ser uma espécie invasiva, com uma ampla gama de hospedeiros, o status de praga ainda não parece estar bem definido, baseando-se, em grande parte, em surtos sazonais de curta duração (DAANE et al., 2012). A alta diversidade de espécies de cochonilhas nos vinhedos dificulta a implementação de programas de controle eficientes devido aos diferentes ciclos de vida e à resposta variada às estratégias de manejo químico e biológico (MORANDI FILHO et al., 2015).

A reprodução de *M. hirsutus* pode ocorrer tanto de forma sexual quanto partenogenética. As fêmeas chegam a ovipositar, em média, aproximadamente 150-600 ovos, os quais são depositados dentro de uma massa cerosa chamada de ovissaco. A eclosão das ninfas de 1º instar ocorre após aproximadamente 6-9 dias (CULIK et al., 2013). Essas ninfas são ativas e se dispersam através de

seu próprio caminhar ou pelo vento, sendo possivelmente transportadas também por outros animais ou objetos (CHONG et al., 2008). No hospedeiro, as ninfas se fixam para se alimentar e se desenvolver por mais de 3 ou 4 instares, dependendo do sexo (feminino e masculino, respectivamente). A longevidade *M. hirsutus* é de aproximadamente 29 dias nas condições de temperatura de 27° C (PAWAR et al., 2022).

A identificação de *M. hirsutus* é realizada por meio da montagem de lâminas de microscopia, onde são verificados caracteres morfológicos importantes, utilizando material bibliográfico especializado, conforme discutido por RUNG et al. (2007). *M. hirsutus* possui antenas setáceas, com nove segmentos, sendo mais curtas que o comprimento do corpo (geralmente não longas e delgadas); pernas ambulatoriais; poros triloculares; dutos tubulares na borda oral; ductos tubulares no colar oral dorsal sem orifício, circundados por uma área redonda adjacente e esclerotizada contendo uma ou mais cerdas dentro de suas bordas, ou com as cerdas adjacentes à borda; cerário numerando de 1 a 7 pares (apenas no abdômen), cada um com um par de cerdas cônicas, pelo menos nos lobos anais (às vezes substituídas por cerdas delgadas nos segmentos anteriores); cerário não situados em proeminências; lobos anais não salientes, no máximo apenas moderadamente reduzidos, arredondados, cada um com uma longa cerda apical flagelada (MILLER, 1999; EFSA, 2022).

2.2.2. Cochonilha-do-tronco *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) (Hemiptera: Diaspididae)

No Brasil, já foram registradas aproximadamente 150 espécies de diaspidídeo (CULIK et al., 2008). Entre essas espécies, a cochonilha-do-tronco *H. lataniae* é a mais comumente encontrada, colonizando diversas fruteiras, incluindo a videira (MILLER; DAVIDSON, 2005; PARIS et al., 2014). *Hemiberlesia lataniae* tem o hábito de colonizar o caule e os ramos da videira, alimentando-se da seiva da planta e causando enfraquecimento e deformações devido à ação da saliva tóxica (PELLIZZARI; GERMAIN, 2010). A necrose produzida por cochonilhas individuais é normalmente localizada, enquanto lesões agregadas de infestações graves podem resultar na morte dos galhos (MOGHADDAM et al., 2021). As condições climáticas, especialmente

temperatura, umidade e precipitação, parecem ser os principais fatores de controle populacional, podendo haver duas ou até cinco gerações ao longo do ano (KUMAR; OMKAR, 2018). As infestações tendem a ser mais intensas nos períodos de temperatura elevada, podendo reduzir pela metade o tempo de cada geração (SANAA et al., 2023).

O modo reprodutivo de *H. lataniae* ainda não está totalmente claro, mas acredita-se que, como a maioria dos diaspidideo, a reprodução seja tanto por via sexuada quanto partenogenética (KUMAR; OMKAR, 2018). As fêmeas passam por três instares ao longo do desenvolvimento, enquanto os machos por cinco instares (CAMACHO; CHONG, 2015). As ninfas de primeiro instar são móveis e dispersantes, ainda não possuem a cobertura cerosa, e, conseqüentemente, são mais suscetíveis a estresses ambientais extremos e inseticidas. Nessa fase, não é possível distinguir as fêmeas dos machos (HILL et al., 2009). O dimorfismo sexual torna-se aparente nos segundos instares mais velhos, com os machos transformando-se em ovais alongados e cobertos com testes cerosos e translúcidos em forma de placa ou “pupários”. Os machos adultos possuem dois pares de asas, mas as asas posteriores estão ausentes ou reduzidas a halteres. As fêmeas adultas não têm asas e são neotênicas, ou seja, assemelham-se ao estágio ninfal (KUMAR; OMKAR, 2018). A sobrevivência das fêmeas em condições de laboratório é, em média, de 169 dias, enquanto os machos vivem um ou dois dias (NAVEA; VARGAS, 2012).

Hemiberlesia lataniae também é identificada por meio da montagem de lâminas e consulta a material bibliográfico especializado. As fêmeas adultas possuem o corpo em formato de pera, podendo ser circular ou completamente oval, convexa, geralmente bronzeada, mas podendo ser mais escura ou quase branca, com exúvias subcentrais. A antena apresenta uma seta. Os espiráculos anterior e posterior não possuem poros. Os lóbulos medianos são grandes, proeminentes, próximos um do outro, entalhados em ambos os lados, com margens internas paralelas. Placas estão presentes na forma normal de 2-2-3, fimbriadas nas margens externas; aquelas entre os lóbulos medianos são pequenas, flácidas e pouco visíveis. Paráfises estão presentes no primeiro e segundo espaços interolubares. Os macrodutos dorsais são do tipo unipartido, longos e delgados, poucos, a maioria disposta em duas fileiras. A abertura anal

é circular, razoavelmente grande, localizada a partir das bases dos lobos medianos por cerca de 1,5 de seu diâmetro (STOETZEL; DAVIDSON, 1974; BUGILA, 2006).

2.2.3. Cochonilha-de-escama-farinha *Pinnaspis* spp. (Hemiptera; Diaspididae)

As cochonilhas do gênero *Pinnaspis* são insetos cosmopolitas e polípagos. Atualmente, são conhecidas 43 espécies desse gênero relatadas em 91 países, abrangendo mais de 72 famílias botânicas e colonizando mais de 140 hospedeiros em todo o mundo (GARCIA MORALES et al., 2016). Em videira, foi relatada a ocorrência da espécie *Pinnaspis strachani* (Cooley) (ALAYO SOTO, 1976; MESTRE NOVOA et al., 2011). No Brasil, foi relatado a ocorrência de seis espécies desse gênero, sendo a espécie mais comum *Pinnaspis aspidistrae* (Signoret), ocorrendo em citros *Citrus* sp. (L.) (Rutaceae) (GITIRANA NETO et al., 2000; ALMEIDA et al., 2018), cajueiro *Anacardium occidentale* L. (Anacardiaceae) (SILVA; RIBEIRO, 2000), samambaias *Asplenium serratum* L. (Aspleniaceae) e *Niphidium crassifolium* (L.) Lellinger (Polypodiaceae) (SANTOS; SANTOS, 2015), e em oliveiras *Olea europaea* L. (Oleaceae) (SANTOS, 2014).

A reprodução de *Pinnaspis* spp. pode ocorrer tanto por via sexual quanto partenogenética, com duas gerações por ano. O período de incubação dos ovos até a emergência da fêmea adulta é de aproximadamente 95 dias (MILLER; DAVIDSON, 2005). Cada fêmea pode ovipositar em média 108 ovos, com período embrionário de aproximadamente 10 dias (KOSZTARAB, 1996). As ninfas recém-eclodidas são ovais, com um corpo distintamente segmentado de coloração vermelha. Nesta fase, elas são móveis e têm um período de 24 horas para encontrar um local adequado, fixar o aparelho bucal e estabelecer-se (MARÍN; CISNEROS, 1982). Nas plantas, essas cochonilhas fixam-se em brotos tenros, caules e frutos jovens. Durante esse período, as ninfas aumentam de tamanho e volume, sendo observada uma secreção branca em pó na parte posterior do corpo. A partir do segundo instar, os sexos são claramente diferenciados (MARÍN; CISNEROS, 1982). As fêmeas permanecem cobertas por uma escama achatada, piriforme e de cor avermelhada, enquanto os machos em

desenvolvimento são protegidos por uma camada branca cerosa, permanecendo assim até a fase adulta, que ao contrário das fêmeas é alado com pernas desenvolvidas (MARÍN; CISNEROS 1982). Após a muda, a exúvia permanece na parte anterior do corpo, podendo manter-se assim por várias horas, até que as condições ambientais externas, como temperatura e umidade, se tornem favoráveis (BEARDSLEY; GONZALES, 1975). Nessa fase, o corpo é coberto por uma escama protetora, adquirindo um formato oval e uma cor amarela, com um pigídio marrom. A escama protetora é produzida pela secreção das glândulas do ducto tubular encontradas ao redor do corpo e do pigídio. Ela cresce para cobrir dorsalmente o corpo da ninfa (MARÍN; CISNEROS 1982).

Os caracteres de importância para identificação de *Pinnaspis spp.* incluem o escudo, o corpo e o aparelho bucal como discutem ZAMAR e CLAPS (2003): o escudo é áspero, longo e alargando-se em direção à extremidade posterior, de coloração marrom avermelhado com bordas mais claras. A extremidade anterior do corpo é arredondada, alargada ao nível do metatórax. Na região cefálica, destacam-se ventralmente os tubérculos antenais, com cerda longa. Aparelho bucal forte, situado medialmente ao primeiro par de espiráculos. Metatórax e segmentos abdominais livres I-III com lobos laterais, providos submarginalmente de três a cinco macroductos. Enquanto os machos adultos são identificados através de caracteres do escudo, corpo e asas. O escudo possui tripla carenagem de coloração branca. O corpo é cilíndrico, levemente comprimido lateralmente na região torácica, afinando em direção à extremidade posterior. A Cabeça é triangular, pequena, inserida diretamente no tórax. Próximo à borda anterior estão inseridas as antenas, formadas por 10 segmentos. Na região torácica, o mesotórax é evidenciado por ser mais esclerotizado. Asas anteriores bem desenvolvidas, transparentes, ovais; com dorso espesso que se bifurca próximo à base formando uma veia radial e outra medial. Abdome ligeiramente cônico, a largura diminui antero-posteriormente, terminando em estilete copulador (CHARLES; HENDERSON, 2002; ZAMAR; CLAPS, 2003).

2.3. AGENTES MICROBIOLÓGICOS

O controle biológico é uma tática sustentável e eficaz do manejo integrado de pragas (MIP), que envolve o uso de microorganismos, como bactérias,

fungos, vírus e nematoides, para controlar populações de pragas agrícolas (EFFERS; CHONG, 2021). Os agentes microbiológicos amplamente utilizados são os fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* (ZIMMERMANN, 2007). Esses fungos atacam uma variedade de insetos, penetrando suas cutículas e causando infecções fúngicas letais. A eficácia desses agentes microbiológicos no controle biológico de pragas, como brocas e insetos sugadores, tem sido comprovada em várias culturas incluindo a videira (VIDHATE et al., 2015; RONDOT; REINEKE, 2018).

2.3.1. *Beauveria bassiana* (BALSAMO-CRIVELLI) VUILLEMIN

O fungo entomopatogênico *B. bassiana* foi descrito pela primeira vez há cerca de 170 anos pelo entomologista Agostino Bassi e, desde então, tornou-se um dos microrganismos mais estudados para o controle de pragas na agricultura (ZIMMERMANN, 2007). *B. bassiana* é a espécie mais amplamente distribuída do gênero e é comumente encontrada em insetos infectados, tanto em áreas temperadas quanto tropicais ao redor do mundo (ZIMMERMANN, 2007). Esse fungo possui uma extensa lista de hospedeiros, sendo encontrado em 700 espécies de insetos, abrangendo as principais ordens, como Hemiptera, Lepidoptera, Coleoptera, Hymenoptera, Diptera, Orthoptera e alguns grupos de ácaros e aranhas (GOETTEL et al., 1990).

Beauveria bassiana pertence à divisão Ascomycota, à família Cordycipitaceae e à ordem Hypocreales (MASCARIN; JARONSKI, 2016). Análises recentes, baseadas em sequências de DNA, associaram *Beauveria* ao gênero *Cordyceps*, resultando em sua redistribuição (REHNER; BUCKLEY, 2005). Com isso, torna-se evidente a complexidade taxonômica dentro do gênero *Beauveria*, e essas investigações moleculares sugerem a possível existência de espécies crípticas adicionais dentro de *Beauveria* (GHİKAS et al., 2010). Esse rearranjo conduziu à criação de novas espécies, com *Beauveria* sendo subdividida em *bassiana* original e a nova *pseudobassiana*, que é filogeneticamente distinta, embora morfológicamente semelhante (REHNER et al., 2011).

O ciclo de vida de *Beauveria* inicia com a fixação dos conídios à cutícula do hospedeiro, seguida pela germinação e penetração das camadas cuticulares

(ORTIZ-URQUIZA; KEYHANI, 2013). Na hemolinfa do inseto, o fungo germina em blastósporos unicelulares semelhantes a corpos de hifas, estruturas especializadas que proliferam rapidamente no interior do hospedeiro (HUMBER, 2009). Durante o processo de colonização, ocorre a produção de uma série de metabólitos, como peptídeos antimicrobianos, que resultam na supressão imunológica do hospedeiro, destruição dos tecidos internos e, conseqüentemente, na morte do hospedeiro (ORTIZ-URQUIZA et al., 2010). Após a morte do hospedeiro, o fungo emerge do cadáver e produz conídios aéreos, e em condições ambientais favoráveis, sobretudo a umidade, os conídios se dispersam pelo vento (MASCARIN; JARONSKI, 2016).

2.3.2. *Metarhizium anisopliae* (METSCHN.) SOROKIN

Assim como *B. bassiana*, o fungo entomopatogênico *M. anisopliae* tem sido frequentemente utilizado no controle microbiológico de insetos-praga em todo o mundo por pelo menos 130 anos, desde sua descoberta (ZIMMERMANN, 2007). *M. anisopliae* apresenta uma gama de hospedeiros menor em comparação com *B. bassiana*, com registros de infecção natural em 204 espécies de insetos (VEEN, 1968). A maioria dos hospedeiros de *M. anisopliae* pertence à ordem Coleoptera; no entanto, outras ordens também podem ser colonizadas, como Symphyla, Orthoptera, Dermaptera, Isoptera, Hemiptera, Diptera, Hymenoptera, Siphonaptera e Lepidoptera (GOETTEL et al., 1990).

Inicialmente, *M. anisopliae* foi descrito por METSCHNIKOFF (1879) como *Entomophthora anisopliae* e posteriormente transferido para o novo gênero *Metarhizium* por SOROKIN (1883). O gênero é definido com base na disposição dos fialídeos com cadeias e colunas de conídios secos e geralmente verdes, cilíndricos ou ligeiramente ovóides. As colunas são formadas pela agregação das cadeias de conídios (ZIMMERMANN, 2007). Com base na cor das colônias e em várias características morfológicas, outros táxons foram descritos, mas não está claro se esses táxons são aceitos como espécies separadas de *Metarhizium*. Nos últimos anos, técnicas moleculares permitiram novas caracterizações, sendo observados alta diversidade genética para este isolado, importante ferramenta para separação de cepas (ZIMMERMANN, 2007). Embora a gama global de hospedeiros de *M. anisopliae* seja ampla, as cepas

individuais podem atingir alguns hospedeiros específicos, importante na seleção de organismos-alvo (SCHRANK; VAINSTEIN, 2010).

O processo de infecção de *M. anisopliae* é semelhante ao de outros fungos entomopatogênicos. O ciclo de infecção consiste na fixação do esporo à cutícula, germinação e formação de apressórios, penetração através da cutícula, superação da resposta do hospedeiro e das reações de defesa imunológica do hospedeiro, disseminação dentro do hospedeiro pela formação de corpos hifais ou blastosporos e produção de Dextruxinas (SCHRANK; VAINSTEIN, 2010). O sucesso infecção depende de algumas questões, como, por exemplo, hospedeiro suscetível e estágio do hospedeiro ou de fatores ambientais, como temperatura e umidade. A germinação também pode ser influenciada por certos lipídios cuticulares dos insetos, como ácidos graxos de cadeia curta, aldeídos, ésteres de cera entre outros (ZIMMERMANN, 2007).

2.4. AGENTES MACROBIOLÓGICOS

O controle macrobiológico de espécies indesejadas nas culturas agrícolas é uma alternativa sustentável e promissora que utiliza organismos vivos para controlar populações de pragas (HAJEK; EILENBERG, 2018). Diferente dos métodos tradicionais que envolvem o uso de pesticidas químicos, o controle macrobiológico tem como premissa manter o equilíbrio natural dos ecossistemas (EFFERS; CHONG, 2021). Uma das principais estratégias de controle macrobiológico é a introdução de predadores naturais ou parasitoides específicos que atacam somente as pragas alvo (HAJEK; EILENBERG, 2018). Esses organismos desempenham um papel crucial na regulação das populações de pragas, mantendo-as em níveis que não causem danos econômicos (BALE et al., 2008).

2.4.1. *Comperiella lemniscata* COMPERE & ANNECKE

As vespas da família Encyrtidae (Hymenoptera) são parasitoides ou hiperparasitoides de várias ordens de insetos, como Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Lepidoptera, além de aranhas (GUERRIERI et al., 2021). Encyrtidae é uma família cosmopolita e detém a maior diversidade na superfamília Chalcidoidea em todo o mundo. São registradas mais de 4 mil espécies de

encyrtídeos em 700 gêneros (GBIF, 2023), sendo muitas delas utilizadas com sucesso em diversos programas de controle biológico em diferentes regiões do mundo. Estima-se que, na região neotropical, existam cerca de 565 espécies e aproximadamente 180 gêneros (MARCHIORI, 2022). No entanto, o número real de espécies de encyrtídeos pode ser significativamente maior, e muitas delas ainda não foram descritas.

Muitas espécies de encyrtídeos se reproduzem por via sexual, mas também ocorre por partenogênese telítoca. Os ovos são ovipositados no hospedeiro por meio da introdução do ovipositor no corpo em diferentes fases de desenvolvimento do hospedeiro, sendo mais comum durante os estágios de larva, ninfa ou pupa (ELDER et al., 1997). Após completar o desenvolvimento, as larvas pupam dentro do hospedeiro. Quando os adultos de encyrtídeos emergem, fazem um buraco redondo no tegumento do hospedeiro e saem (MARCHIORI, 2022).

Os Encyrtidae podem ser identificados por algumas características principais, tais como: cabeça com braços tentoriais dorsais que alcançam o vértice frontal do olho e o torulus (característica distintiva para Encyrtidae); asa anterior com uma linha bem definida; mesopleura convexa e não dividida obliquamente em partes separadas; coxa média inserida ao nível da linha média da mesopleura (característica distintiva para Encyrtidae); cercos avançados em direção à parte anterior do gáster, às vezes até a metade anterior; placas externas do ovipositor completamente separadas do nono tergito do abdome ou conectadas por uma faixa esclerotizada alongada (paratergito) (NOYES, 2000; HAYAT et al., 2014).

A espécie *Comperiella lemniscata* Compere & Annecke (Hymenoptera: Encyrtidae) é um parasitoide de *Aonidiella orientalis* (NEWSTEAD) e *Chrysomphalus dictyospermi* (Morgan) (Hemiptera: Diaspididae) (NOYES, 2019). Sua distribuição conhecida inclui países como África do Sul, Arábia Saudita, Austrália, China, Espanha, Índia, Irã, Israel, Itália, Paquistão (NOYES, 2019), tendo sido, recentemente, registrada na Costa Rica e Tailândia (NOYES, 2023). Embora haja poucos estudos bioecológicos de *C. lemniscata* nessas espécies hospedeiras, sabe-se que as fêmeas têm preferência pelo parasitismo

nos segundo e terceiro instares em relação ao primeiro, e a emergência do parasitoide leva, em média, 22 dias (ELDER et al., 1997).

As fêmeas de *C. lemniscata* podem medir aproximadamente 0,7-1,2mm. A cabeça é predominantemente marrom-escura, com um leve brilho metálico; a fronte superior é amarelo-pálida com uma faixa mediana marrom-verde metálica; as antenas são marrom-escuras. O tórax apresenta um colar pronotal retangular amarelo e o mesoscuto se destaca por uma faixa azul-esverdeada metálica. As asas anteriores exibem linhas radiantes divergentes, e a antena tem uma clava estreita. Os machos medem 0,5-1,1 mm, possui uma cabeça com a área delimitada pelos ocelos e a margem occipital em tonalidade marrom-escura. Detalhes em tons de amarelo a rosa-alaranjado ao redor dos olhos e escamas são observados. A antena possui um escapo 2,3X mais longo que largo, o falobase é 4,3X mais longa que larga. O edeago é 0,5X mais longo que a tibia média (NOYES, 2023).

3. REFERÊNCIAS

AGROFIT. 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 20 nov. 2023.

ALAYO SOTO, R. Introdução ao estudio de los Coccoideos de Cuba. [Introdução ao estudo da Coccoidea cubana.]. **Academia de Ciências de Cuba Série Biológica (Instituto de Zoologia)**, 61, p. 1-25, 1976.

ALMEIDA, L. F. V.; PERONTI, A. L. B.; MARTINELLI, N. M.; WOLFF, V. R. A survey of scale insects (Hemiptera: Coccoidea) in citrus orchards in São Paulo, Brazil. **Florida Entomologist**, v. 101, n. 3, p. 353-363, 2018.

BALE, J. S.; VAN LENTEREN, J. C.; BIGLER, F. Biological control and sustainable food production. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 363, n. 1492, p. 761-776, 2008.

BEARDSLEY, J.; GONZÁLEZ, R. The biology and ecology of armored scales. **Annual Review of Entomology**, v. 20, p. 47-73, 1975.

BECERRA, V.; GONZÁLEZ, M.; HERRERA, M. E.; MIANO, J. L. Dinâmica populacional de *Planococcus ficus* Sign. (Hemiptera-Pseudococcidae) em vinhedos. Mendoza (Argentina). **Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias**, v. 38, n. 1, p. 1-6, 2006.

BEN-DOV, Y. New data on mealybugs (Hemiptera, Coccoidea) from Tenerife, Canary Islands. Archipelago. **Life and Marine Sciences**, v. 30, p. 71-74, 2013.

BEN-DOV, Y.; MILLER, D. R.; GIBSON, G. A. P. **ScaleNet: a database of the world's mealybugs**. 2010 Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/SCALENET/scalenet.htm>. Acesso em: 10/12/2023.

BÖCHER, J.; KRISTENSEN, N. P.; PAPE, T.; VILHELMSSEN, L. **Hemiptera**. In: The Greenland Entomofauna, pp. 110-154. Brill, 2015.

BUGILA, A. A. A. **Morphology and identification of some armored scale insects (Hemiptera: Coccinea: Diaspididae) recorded from Central Europe and Mediterranean**. Dissertação (Doutorado em Entomologia) - University of Warsaw, 2006.

CAMACHO, E. R.; CHONG, J. H. General biology, and current management approaches of soft scale pests (Hemiptera: Coccidae). **Journal of Integrated Pest Management**, v. 6, n. 1, p. 17, 2015.

CAMARGO, U. A.; MAIA, J. D. G.; RITSCHER, P. S. **Embrapa Uva e Vinho: novas cultivares brasileiras de uva**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2010. 64 p.

CHARLES, J. G.; HENDERSON, R. C. Catalogue of the exotic armoured scale insects (Hemiptera: Coccoidea: Diaspididae) in New Zealand. **Journal of The Royal Society of New Zealand**, v. 32, n. 4, p. 587-615, 2002.

CHONG, J. H.; RODA, A. L.; MANNION, C. M. Life history of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), at constant temperatures. **Environmental Entomology**, v. 37, n. 2, p. 323–332, 2008.

CULIK, M. P.; FORNAZIER, M. J.; DOS SANTOS MARTINS, D.; ZANUNCIO, J. S.; VENTURA, J. A.; PERONTI, A. L. B.; ZANUNCIO, J. C. The invasive mealybug *Maconellicoccus hirsutus*: lessons for its current distribution expansion in South America and invasive pest management in general. **Journal of Pest Science**, v. 86, p. 387-398, 2013.

CULIK, M. P.; GULLAN, P. J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espírito Santo, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, n. 2, p. 1043-1046, 2016.

CULIK, M. P.; MARTINS, D. S.; VENTURA, J. A.; WOLFF, V. S. Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) of Espírito Santo, Brazil. **Journal of Insect Science**, v. 8, n. 1, p. 17, 2008.

DAANE, K. M.; ALMEIDA, R. P. P.; BELL, V. A.; WALKER, J. T. S.; BOTTON, M.; FALLAHZADEH, M.; ZAVIEZO, T. **Biology and management of Mealybugs**

in Vineyards. In: BOSTANIAN, J. N.; VINCENT, C.; ISAACS, R. (Eds.). Arthropod management in vineyards: Pests, approaches, and future directions. Dordrecht: Springer, p. 271–307, 2012.

DOUGLAS, N.; KRÜGER, K. Transmission efficiency of Grapevine leafroll-associated virus 3 (GLRaV-3) by the mealybugs *Planococcus ficus* and *Pseudococcus longispinus* (Hemiptera: Pseudococcidae). **European Journal of Plant Pathology**, v. 122, p. 207-212, 2008.

EFFERS, A.; CHONG, J. H. Biological control strategies in integrated pest management (IPM) programs. Clemson University Cooperative, **Land-Grant Press by Clemson Extension**, v. 1111, p. 1-9, 2021.

EFSA PANEL ON PLANT HEALTH (PLH); BRAGARD, C.; BAPTISTA, P.; CHATZIVASSILIOU, E.; DI SERIO, F.; GONTHIER, P.; ... & MACLEOD, A. Pest categorisation of *Maconellicoccus hirsutus*. **EFSA Journal**, v. 20, n. 1, e07024, 2022.

FARIA, M. R.; WRAIGHT, S. P. Micoinseticidas e micoacaricidas: uma lista abrangente com cobertura mundial e classificação internacional de tipos de formulação. **Controle Biológico**, v. 43, n. 3, p. 237-256, 2007.

FORTES, A. M.; PAIS, M. S. **Grape (Vitis species).** In: NUTRITIONAL COMPOSITION OF FRUIT CULTIVARS, p. 257-286. Academic Press, 2016.

GARCIA MORALES. M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BENDOV, Y.; HARDY, N. B. ScaleNet: **A literature-based model of scale insect biology and systematics.** Database, 2016. Disponível em: <http://scalenet.info>. DOI: 10.1093/database/bav118. Acesso em: 11 dez. 2023.

GAVA, C. A. T.; TAVARES, S. C. C. H.; TEIXEIRA, A. H.C. **Determinação de modelos de associação entre variáveis climáticas e a ocorrência de oídio e míldio da videira no Vale do São Francisco.** Embrapa Semiárido-Documentos (INFOTECA-E), 2004.

GAVRILOV-ZIMIN, I. A. A remarkable example of symbiosis between an animal and a fungus in a new species of legless mealybug (Insecta: Pseudococcidae). **Journal of Natural History**, v. 51, n. 37-38, p. 2211-2224, 2017.

GERRATH, J.; POSLUSZNY, U.; MELVILLE, L. **Taming the wild grape: Botany and horticulture in the Vitaceae**. Springer, 2015.

GHIKAS, D. V.; KOUVELIS, V. N.; TYPAS, M. A. Phylogenetic and biogeographic implications inferred by analysis of mitochondrial intergenic regions and ITS1-5.8S-ITS2 of entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* e *B. brongniartii*. **Microbiol BMC**, v. 10, p. 174, 2010.

GIESE, G.; VELASCO-CRUZ, C.; LEONARDELLI, M. Grapevine Phenology: Annual Growth and Development. College of Agricultural, **Consumer and Environmental Sciences**, 2020.

GITIRANA NETO, J.; CARVALHO, C. F.; SOUZA, B.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C. Population dynamics of the *Pinnaspis aspidistrae* (Signoret, 1869) (Hemiptera: Diaspididae) in citrus trees in Lavras-MG. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 24, n. 3, p. 632-645, 2000.

GOETTEL, M. S.; POPRAWSKI, T. J.; VANDENBERG, J. D.; LI, Z.; ROBERTS, D. W. **Safety to nontarget invertebrates of fungal biocontrol agents**. In: LAIRD, M.; LACEY, L.; DAVIDSON, E.W. (Eds). Safety of microbial insecticides. BOCA RATON, FL: CRC Press. pp 209-231, 1990.

HAJEK, A. E.; EILENBERG, J. **Natural enemies: an introduction to biological control**. Cambridge University Press, 2018.

HARDY, Nate B.; GULLAN, Penny J.; HODGSON, Chris J. A subfamily-level classification of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) based on integrated molecular and morphological data. **Systematic Entomology**, v. 33, n. 1, p. 51-71, 2008.

HILL, M. G.; MAUCLINE, N. A.; HALL, A. J.; STANNARD, K. A. Life table parameters of two armoured scale insect (Hemiptera: Diaspididae) species on

resistant and susceptible kiwifruit (*Actinidia* spp.) germplasm. **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 37, n. 4, p. 335-343, 2009.

HUMBER, R. A. Evolution of entomopathogenicity in fungi. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 98, p. 262–266, 2008.

IBGE. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola**. 2022. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1613#resultado>. Acesso em: 12/11/2023.

KELLER, Markus. **The Science of Grapevines**. Academic Press, 2020.

KONDO, T.; KONDO, T.; PERONTI, A. L. B.; KONDO, T.; PERONTI, A. L. B.; KONDO, T.; ... & GARONNA, A. P. **Family: Coccidae**. In: *Encyclopedia of Scale Insect Pests: Cochonilhas* GB: CABI, p. 225-349, 2022.

KOSZTARAB, M. **Scale Insects of North-Eastern North America: Identification, Biology and Distribution**. Virginia Museum of Natural History, Virginia, USA, 1996. 650 pp.

KUHN, G. B.; LOVATEL, J. L.; PREZOTTO, O. P.; RIVALDI, O.; MANDELLI, F.; SÔNEGO, O. R. **O cultivo da videira: informações básicas**. 1996.

KUMAR, B.; OMKAR. **Insect Pest Management**. Springer Singapore, 2018. p. 1015-1078.

LEAO, P. C. de S.; SILVA, D. J.; BASSOI, L. H. **Uva**. In: *Fruticultura tropical: espécies regionais e exóticas*. 2009.

LEAO, P. D. S.; LEAO, P. C. D. S. **Cultivo da videira**. 2010.

MANSOUR, R. et al. Key scale insects (Hemiptera: Coccoidea) of high economic importance in a Mediterranean area: host plants, bio-ecological characteristics, natural enemies and pest management strategies—a review. **Plant Protection Science**, v. 53, n. 1, p. 1-14, 2017.

MARCHIORI, C. H. Importance of the Encyrtidae Family (Insecta: Hymenoptera) for biological control. **Revista de Controle Biológico**, v. 03, n. 02, p. 066–091, 2022.

MAREE, H. J.; ALMEIDA, R. P. P.; BESTER, R. Grapevine leafroll-associated virus 3. **Front Microbiol**, v. 4, n. 1, p. 82, 2013.

MARÍN, R.; CISNEROS, F. Biología y morfología de especies de "piojo blanco" en cítricos de la costa central del Perú. **Revista Peruana de Entomología**, v. 25, p. 33-44, 1982.

MARSARO AL Jr., PERONTI ALBG, PENTEADO-DIAS AM, MORAIS EGF, PEREIRA PRVS. First report of *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae) and the associated parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi, 1948 (Hymenoptera: Encyrtidae), in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 73, 2013.

MASCARIN, G. M.; JARONSKI, S. T. The production and uses of Beauveria bassiana as a microbial insecticide. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 32, p. 1-26, 2016.

MELLO, L.M.R.C.; MACHADO, A.E. **Vitivinicultura brasileira: panorama 2020**. Bento Gonçalves, Embrapa Uva e Vinho, 2021. 18p. (Comunicado Técnico 223).

MESTRE NOVOA, N.; HAMON, A. B.; EVANS, G. A.; KONDO, T.; OLIVER, P. H.; MARRERO, A. H.; ALONSO, A. Los cocoideos (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes en la Cordillera de Guaniguanico, Pinar del Rio, Cuba, y la relación con sus hospedantes. **Insecta Mundi**, 0183, p. 1-25, 2011.

METSCHNIKOFF, E. **Diseases of wheat chafers. Zapiski imperatorskogo Obscestva Sel'skogo Hoziatstva Juznoi Roosi**, God sorok devjaytyi,. pp. 21-50. 1879

MILLER, D. R. **Identification of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae)**. **Insecta Mundi**, p. 189-203, 1999.

MILLER, D. R.; DAVIDSON, J. A. **Armoured Scale Insect Pests of Trees and Shrubs (Hemiptera: Diaspididae)**. Ithaca, New York, Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, p. 442, 2005.

MOGHADDAM, M.; ABDOLLAHIPOUR, M.; FATHIPOUR, Y. **Scale Insects**. In: Polyphagous Pests of Crops, p. 273-309, 2021.

MONTEIRO, Ana I.; MALHEIRO, Aureliano C.; BACELAR, Eunice A. Morphology, physiology and analysis techniques of grapevine bud fruitfulness: A review. **Agriculture**, v. 11, n. 2, p. 127, 2021.

MORANDI FILHO, W. J. et al. A survey of mealybugs infesting South-Brazilian wine vineyards. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 59, p. 251-254, 2015.

NAIDU, R. Grapevine leafroll: a complex viral disease affecting a high-value fruit crop. **Plant Disease**, v. 98, p. 1172-1185, 2014.

NAVEA, D. O.; VARGAS, R. M. Parasitoidism rate and life table parameters of *Aphytis diaspidis* (Howard) (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) (Hemiptera: Diaspididae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 72, n. 3, p. 338, 2012.

OLIVEIRA, J. D. M.; Lopes, F. S. C.; de OLIVEIRA, J. V.; de OLIVEIRA, M. D.; Freitas, M. T. S., BALBINO, V. D. Q. *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Pseudococcidae): exotic pest introduced on vine in the São Francisco Valley, 2018.

ORTIZ-URQUIZA, A. et al. Insect-toxic secreted proteins and virulence of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 105, n. 3, p. 270-278, 2010.

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

PARIS, P.; PERUZZO, L.; ZADRA, W. C.; POLETTO, G.; WOLFF, V. D. S.; BOTTON, M.; DE AZEVEDO FILHO, W. S. Faunistic analysis of scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha) found on grapevines of the municipality of Pinto Bandeira, Rio Grande do Sul, Brazil. **Caderno de Pesquisa, Série Biologia**, v. 26, n. 3, p. 86-91, 2014.

Pawar, U. A., Datkhile, R. V., Kulkarni, S. R., Saindane, Y. S., Pawar, S. V., & Nimbalkar, C. A. **Biology of mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) infesting grapevine**, 2022.

PELLIZZARI, G.; GERMAIN, J. F. **Scales (Hemiptera, Superfamily Coccoidea). Chapter 9.3**. BioRisk, v. 4, p. 475-510, 2010.

PEREIRA, G. E. **The three different winegrowing zones in Brazil according to climate conditions and vine managements**. In: Jordão and Botelho, *Vitis: Biology and Species*, 2020.

REHNER, S. A. et al. Phylogeny and systematics of the anamorphic, entomopathogenic genus *Beauveria*. **Mycologia**, v. 103, p. 1055–1073, 2011.

REHNER, S. A.; BUCKLEY, E. *Beauveria* phylogeny inferred from nuclear IST and EFI-sequences: evidence for cryptic diversification and links to Cordyceps teleomorphs. **Mycologia**, v. 97, p. 84-98, 2005.

ROBINSON, J.; HARDING, J. (Eds.). **The Oxford Companion to Wine**. American Chemical Society, 2015.

RONDOT, Y.; REINEKE, A. Endophytic *Beauveria bassiana* in grapevine *Vitis vinifera* (L.) reduces infestation with piercing-sucking insects. **Biological Control**, v. 116, p. 82-89, 2018.

RUNG, A. et al. **Scale insects: identification tools for species of quarantine importance. Scale Families**. USDA, Washington. URL: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/Mealybugs/Key/Mealybugs/Media/html/AboutFset.html>. Accessed 14 Sep 2012, 2007.

SANAA, A. M.; MOHAMED, Gamal H.; EL-BARADEY, Wafaa MM. Population Dynamics of *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) (Hemiptera: Diaspididae) and Associated Natural Enemies on Apple Trees *Malus domestica* (Boek), in Sadat, Menufia Governorate the Future of Biology. **Future**, v. 2, p. 1-8, 2023.

SANTOS WOLFF, V. R. **Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) en olivo, *Olea europaea* Linnaeus (Oleaceae), en Brasil**. 2014.

SANTOS, M. G.; dos SANTOS WOLFF, V. R. Diaspididae (Hemiptera, Coccoidea) in sori of two fern species. **EntomoBrasilis**, v. 8, n. 3, p. 232-234, 2015.

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

SILVA, G. A.; LANDAU, E. C. **Evolução da produção de uva (*Vitis vinifera*, Vitaceae)**. Embrapa Milho e Sorgo-Capítulo em livro científico. 2020. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/1122706/1/Cap42-Evolucao%20Producao%20Uva.pdf>. Acesso em: 19/11/2023, 2020.

SILVA, P. H. S.; RIBEIRO, J. L. **Ataque da cochonilha "escama farinha" *Pinnaspis aspidistrae* (Signoret, 1869) (Hemiptera; Diaspididae) em cajueiro anão precoce irrigado**. Embrapa Meio-Norte, 2000.

SOROKIN, N. **The parasites of plants, man and animals**. Rastitel'nye oarazity celoveska I zivotnyh, II:268-290. (In Russian.), 1883.

STOETZEL, M. B.; DAVIDSON, J. A. Biologia, Morfologia e Taxonomia de Estágios Imaturos de 9 Espécies de Aspidiotini (Homoptera: Diaspididae), **Anais da Sociedade Entomológica da América**, v. 67, n. 3, p. 475–509, 1974.

SUBRAMANIAN, S. et al. Mealybugs. Polyphagous Pests of Crops, p. 231-272, 2021.

TEIXEIRA, A. D. C. **Exigências climáticas da cultura da videira**, 2000.

THE PLANT LIST. **Vitis**. Royal Botanic Gardens, Kew. 2013. Available online: <http://www.theplantlist.org/1.1/browse/A/Vitaceae/Vitis/> (accessed on 20 January 2021).

THIS, P.; LACOMBE, T.; THOMAS, M.R. Historical origins and genetic diversity of wine grapes. **Trends Genet.**, v. 22, p. 511–519, 2006.

VEEN, K. H. Recherches sur la maladie due à *Metarrhizium anisopliae* chez le criquet pélerin. Mededelingen Landbouwhogeschool, **Wageningen** 685:177, 1968.

VIDHATE, R.; SINGH, J.; GHORMADE, V.; CHAVAN, S. B.; PATIL, A.; DESHPANDE, M. V. Use of hydrolytic enzymes of *Myrothecium verrucaria* and conidia of *Metarhizium anisopliae*, singly and sequentially to control pest and pathogens in grapes and their compatibility with pesticides used in the field. **Biopesticides International**, v. 11, n. 1, p. 48-60, 2015.

WILLIAMS, D. J.; HODGSON, C. J. The case for using the infraorder Coccoomorpha above the superfamily Coccoidea for the scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha). **Zootaxa**, v. 3869, n.3, p.348-50, 2014.

WOLFF, V. R. D. S.; BOTTON, M.; SILVA, D. C. D. Diaspidídeos e parasitoides associados ao cultivo da videira no Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, p. 835-841, 2014.

YAKHYOEV, J. et al. **Taxonomy and bioecology of Hemiptera Diaspididae in fruit and landscape trees**. In: E3S Web of Conferences, v. 244, p. 02039, 2021.

ZAMAR, M. I.; CLAPS, L. E. Morfología de los estados inmaduros y adulto de *Pinnaspis aspidistrae* (Hemiptera: Diaspididae), con notas sobre su biología. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 62, n. 1-2, p. 35-42, 2003.

ZIMMERMANN, G. Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 17, n. 6, p. 553-596, 2007.

4. MANEJO MICROBIOLÓGICO DE COCHONILHAS NA CULTURA DA VIDEIRA UTILIZANDO A MISTURA *Beauveria bassiana* E *Metarhizium anisopliae*

Resumo

Este estudo abordou a utilização de fungos entomopatogênicos no controle de cochonilhas das famílias Pseudococcidae e Diaspididae. Essas pragas sugam a seiva e podem causar danos significativos, levando a perdas na produção de uvas. O controle convencional para combater essas cochonilhas geralmente é feito com uso de pesticidas químicos, como abamectina e sulfoxaflor. No entanto, buscando reduzir a dependência do manejo químico, estratégias alternativas, como o manejo microbiológico, se tornam necessárias. Neste estudo, foi avaliada a eficácia do manejo biológico utilizando uma mistura dos fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* em comparação com o controle químico. As avaliações foram realizadas ao longo de 11 semanas em três áreas comerciais de produção de uva no Vale do São Francisco. Duas dessas áreas adotaram o manejo biológico durante os períodos vegetativo e reprodutivo, enquanto a terceira área foi tratada com produtos químicos. Foram realizadas avaliações no campo e em laboratório, analisando o número médio e a mortalidade de diferentes espécies de cochonilhas. Os resultados indicaram que a mistura de *B. bassiana* e *M. anisopliae* foi eficiente no controle de cochonilhas em videiras, comparado ao manejo químico tradicional. A maior ocorrência de *Maconellicoccus hirsutus* foi observada nos ramos durante a fase vegetativa, enquanto, nas plantas em fase reprodutiva, a densidade foi maior nas folhas. As espécies *Hemiberlesia lataniae* e *Pinnaspis spp.* foram mais prevalentes nos ramos. Esses resultados indicam a viabilidade e eficácia do manejo biológico como uma alternativa sustentável e eficiente para o controle de pragas em vinhedos.

Palavras-chave: Controle biológico, manejo integrado de pragas, viticultura, fungos entomopatogênicos.

Abstract

This study addressed the utilization of entomopathogenic fungi in controlling mealybugs from the Pseudococcidae and Diaspididae families. These pests feed on sap and can cause significant damage, leading to losses in grape production. Conventional control methods to combat these mealybugs are typically carried out using chemical pesticides such as abamectin and sulfoxaflor. However, aiming to reduce dependence on chemical management, alternative strategies such as microbiological management become necessary. In this study, the efficacy of biological management using a mixture of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* was evaluated in comparison with chemical control. Assessments were conducted over 11 weeks in three commercial grape production areas in the São Francisco Valley. Two of these areas adopted biological management during the vegetative and reproductive periods, while the third area was treated with chemical products. Field and laboratory evaluations were performed, analyzing the average number and mortality of different mealybug species. The results indicated that the combination of *B. bassiana* and *M. anisopliae* was efficient in controlling mealybugs in vineyards, compared to traditional chemical management. The highest occurrence of *Maconellicoccus hirsutus* was observed on branches during the vegetative phase, while in plants during the reproductive phase, density was higher on leaves. The species *Hemiberlesia lataniae* and *Pinnaspis* spp. were more prevalent on branches. These findings indicate the feasibility and efficacy of biological management as a sustainable and efficient alternative for pest control in vineyards.

Keywords: Biological control, integrated pest management, viticulture, entomopathogenic fungi.

4.1. INTRODUÇÃO

A viticultura é uma atividade agrícola de suma importância no Brasil, especialmente no Vale do São Francisco, responsável por 27% da produção nacional e 98% das exportações, movimentando R\$ 11,03 bilhões anualmente (IBGE, 2022). No entanto, a incidência de pragas, como as cochonilhas, representa um desafio significativo devido ao manejo inadequado e à disponibilidade limitada de agrotóxicos. O controle fitossanitário contra essas pragas consome até 30% dos custos de produção. As cochonilhas causam danos diretos e são vetores de viroses, afetando negativamente a produção (PEREIRA, 2020; MELLO; MACHADO, 2021).

O controle de cochonilhas em vinhedos comerciais frequentemente é feito com o uso de pesticidas químicos a base de abamectina e sulfoxaflor (AGROFIT, 2023). No entanto, nos últimos anos tem se observado um aumento considerável nas populações de cochonilha-rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green) em parreirais do Vale do São Francisco (OLIVEIRA et al., 2018) e das cochonilhas-de-escamas *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) no Rio Grande do Sul (WOLFF et al., 2014). Nesse sentido, outras estratégias de controle são necessárias, como por exemplo, o manejo microbiológico.

As duas espécies fúngicas entomopatogênicas, *Beauveria bassiana* (Balsamo-Crivellii) Vuillemin e *Metarhizium anisopliae* (Metschn.), são os fungos mais bem caracterizados e amplamente utilizados em programas de controle biológico, sendo escolhidos para o controle de diversas outras espécies de pragas (FARIA; WRAIGHT, 2007). Os biopesticidas fúngicos são altamente adequados para incorporação em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP), desempenhando um papel fundamental na mitigação da evolução da resistência aos pesticidas sintéticos e na redução da dependência química (MASCARIN; JARONSKI, 2016). Nessa perspectiva, este trabalho tem como objetivo avaliar a densidade de cochonilhas em diferentes partes da planta, assim como o controle de cochonilhas em vinhedos comerciais do Vale do São Francisco, empregando uma mistura dos isolados de *B. bassiana* e *M. anisopliae*, comparado ao manejo químico.

4.2. MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi conduzido em três áreas de vinhedos comerciais para produção de uva de mesa, localizadas no município de Petrolina, PE, Brasil, sob as seguintes coordenadas geográficas: área 1 (9°15'42" S 40°36'35" O), área 2 (9°18'29" S 40°40'5" O) e área 3 (9°22'12" S 40°35'43" O), no período de maio a novembro de 2023. O clima da região é classificado como BSw^h, de acordo com a classificação de Köppen, correspondendo a uma região de clima árido com uma precipitação média anual de 549 mm (TEIXEIRA, 2010).

Foram selecionadas válvulas de vinhedos em período vegetativo, com aproximadamente 47 dias após a poda (DAP) e em período reprodutivo, com 70 a 90 DAP. Ambas as áreas foram tratadas com o bioinseticida contendo as misturas *B. bassiana* e *M. anisopliae*. Uma terceira válvula foi escolhida para avaliação com o manejo químico de cochonilhas, seguindo o planejamento de manejo padrão da fazenda em cada área.

4.2.1. Associação de microbiológicos no manejo e controle de cochonilhas

Utilizou-se uma formulação mista contendo os isolados *B. bassiana* e *M. anisopliae* a 1×10^8 diluída em calda, com 300g do produto formulado por hectare. As pulverizações foram realizadas semanalmente no final da tarde, utilizando um pulverizador mecânico com capacidade para 500 L de calda. Na área com tratamento químico, foram aplicados os princípios ativos abamectina e sulfoxaflor, recomendados para o controle de cochonilhas em videira (AGROFIT, 2023). As diluições foram feitas seguindo as recomendações das bulas dos produtos (250 – 500 mL/ha), sendo três aplicações nos horários com temperaturas mais amenas do dia durante o ciclo da planta.

4.2.2. Avaliações em campo e laboratório

Semanalmente, durante seis e 11 semanas, foram realizadas avaliações em campo, uma semana antes das aplicações e após as aplicações com o bioinseticida e inseticidas químicos. No campo, os insetos presentes no caule das plantas foram amostrados através de observação visual. Foram selecionadas aleatoriamente 10 plantas de cada área da região mais interna da válvula. De cada planta, foram coletados um ramo (aproximadamente 20 cm) e

duas folhas; quando presentes, também foram coletados dois cachos de uva. Esse material foi acondicionado em sacos de papel e sacos plásticos, em seguida, colocados em um recipiente com Gelox® para reduzir a atividade metabólica dos insetos. O material foi transportado para o Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido. O processamento foi realizado em um período máximo de dois dias, utilizando um estereomicroscópio e um contador manual. Foram contabilizados insetos vivos, mortos e aqueles que apresentavam contaminação com os fungos.

4.2.3. Identificação das espécies

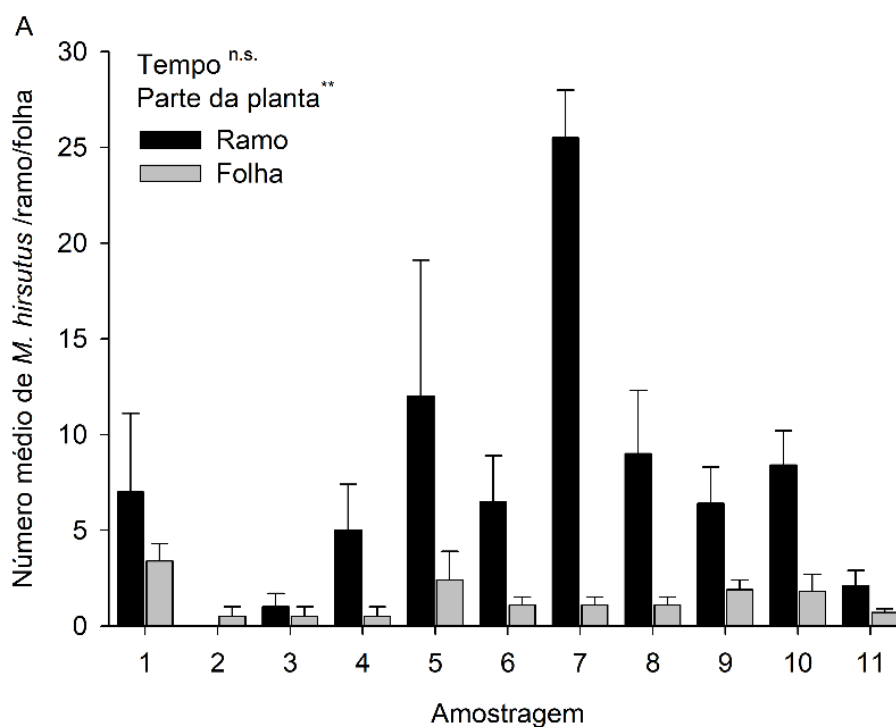
Previamente, amostras das cochonilhas foram coletadas e montadas em lâminas para identificação das famílias e gêneros, utilizando um microscópio de contraste de fase e material bibliográfico especializado (STOETZEL; DAVIDSON, 1974; MILLER, 1999; BUGILA, 2006; RUNG et al. 2007; EFSA, 2022). Esse material foi posteriormente encaminhado a um especialista para a correta identificação das espécies.

4.2.4. Análises estatísticas

Todas as análises foram conduzidas por meio de modelos lineares generalizados (GLMs). A distribuição dos dados, referentes ao número de indivíduos coletados e à porcentagem de mortalidade nos tratamentos, foi ajustada ao modelo Gaussiano, com a dispersão excessiva corrigida utilizando o modelo Poisson. O tempo de amostragem e a parte da planta foram incluídos nos modelos como variáveis explicativas, quando não apresentaram significância, foram removidos, simplificando o modelo para o mais simples. O número médio e a porcentagem de mortalidade das cochonilhas foram considerados como variáveis de resposta. A análise de contrastes, utilizando GLM ($\alpha \leq 0,05$), foi empregada para verificar as diferenças entre as médias dos tratamentos. Todas as análises foram realizadas com o software estatístico R, versão 4.0.5 para Windows (R Core Team, 2023).

4.3. RESULTADOS

A densidade populacional de *M. hirsutus* no período vegetativo diferiu significativamente entre as partes da planta (ramo e folha) (Fig. 1A; $F_{(1; 217)} = 8,70$; $P = 0,0035$), sendo maior o número de insetos coletados nos ramos em comparação com os insetos coletados nas folhas. Apesar de se observar uma tendência de crescimento na ocorrência de *M. hirsutus* ao longo do tempo de amostragem, a média do número de cochonilhas não diferiu estatisticamente entre as semanas ($F_{(1; 218)} = 0,32$; $P = 0,5683$). A maior média do número de *M. hirsutus* ocorreu na semana 7 (25 ± 20 insetos/ramo), mas com uma tendência de redução nas semanas seguintes com a intensificação das aplicações do bioinseticida. As menores médias na densidade populacional de *M. hirsutus* foram observadas na semana 2 após a primeira aplicação do bioinseticida ($0,5 \pm 0,5$ insetos/folha e $0,1 \pm 0,1$ insetos/ramo). A mortalidade confirmada de *M. hirsutus* também diferiu significativamente entre as partes da planta (ramo e folha) (Fig. 1A; $F_{(1; 217)} = 6,10$; $P = 0,0142$), sendo maior a percentagem de mortalidade nas folhas em comparação com os ramos. Nas folhas, a maior percentagem foi observada na semana 1 após a aplicação com o bioinseticida ($54 \pm 14,9$), enquanto nos ramos, foi na semana 7 (44 ± 13).



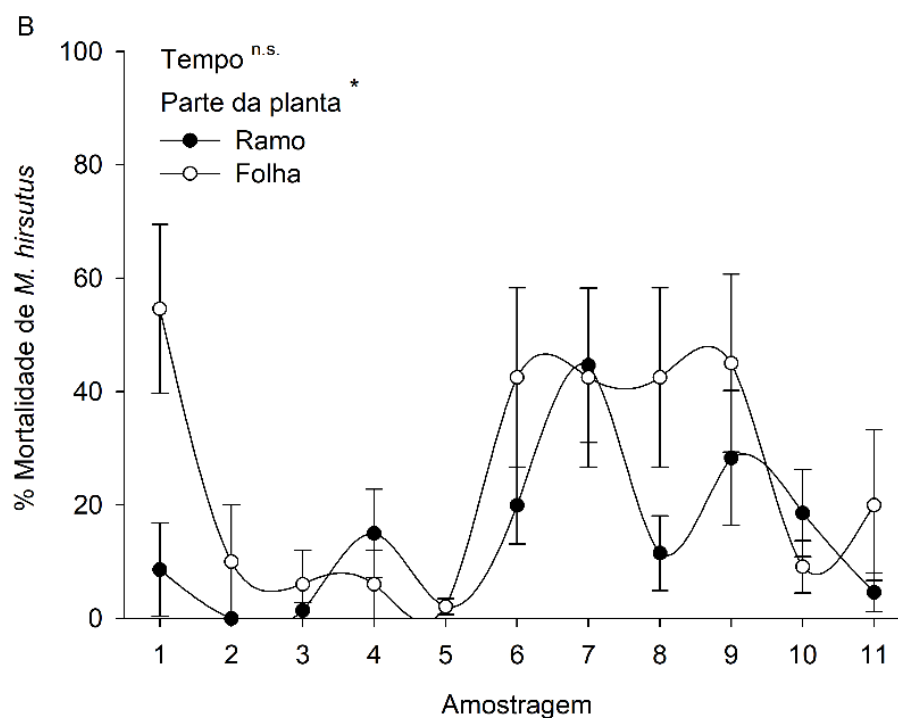


Figura 1. Influência da associação de *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* na população (A) e mortalidade (B) de de *Maconellicoccus hirsutus* coletados em ramos e folhas de videira. Barras e linhas pretas = cochonilhas nos ramos. Barras e linhas cinzas= cochonilhas nas folhas. *Diferenças estatísticas entre as médias. ^{n.s.} não houve diferenças entre as médias. As barras superiores indicam o intervalo de confiança ($\alpha = 0,05$).

A densidade populacional de *M. hirsutus* no período reprodutivo diferiu significativamente entre as partes da planta (caule, ramo, folha e fruto) (Fig. 2 A; $F_{(3; 145)} = 12,4$; $P < 0,001$). Apesar de se observar uma tendência de redução da densidade populacional ao longo do tempo de amostragem, a densidade de *M. hirsutus* não diferiu estatisticamente entre as semanas ($F_{(1; 148)} = 0,66$; $P = 0,416$). No entanto, o maior número de insetos coletados nas folhas ocorreu na semana 1 após a aplicação do bioinseticida ($75 \pm 27,5$ insetos/folha), enquanto o menor foi no caule ($3 \pm 0,8$ insetos/caule). A mortalidade confirmada diferiu significativamente tanto ao longo do tempo de amostragem (Fig. 2 B; $F_{(1; 148)} = 172,9$; $P < 0,001$) quanto entre as partes da planta ($F_{(3; 145)} = 5,03$; $P = 0,002$). A maior porcentagem de mortalidade ocorreu nas folhas ($78 \pm 6,3$) na semana 6 após a aplicação do bioinseticida. A menor porcentagem de mortalidade foi observada nos frutos na semana 3 ($4,6 \pm 1,5$).

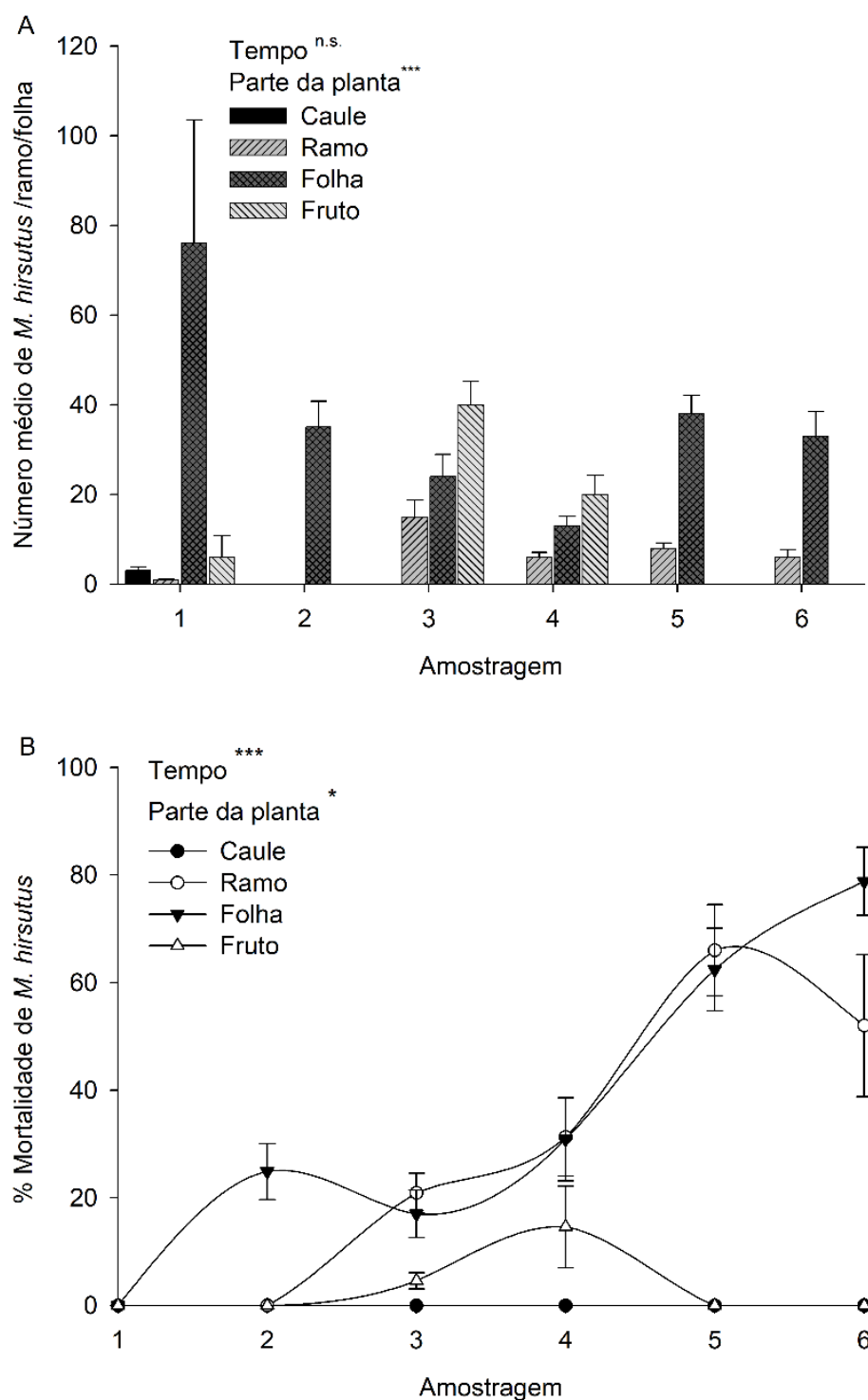
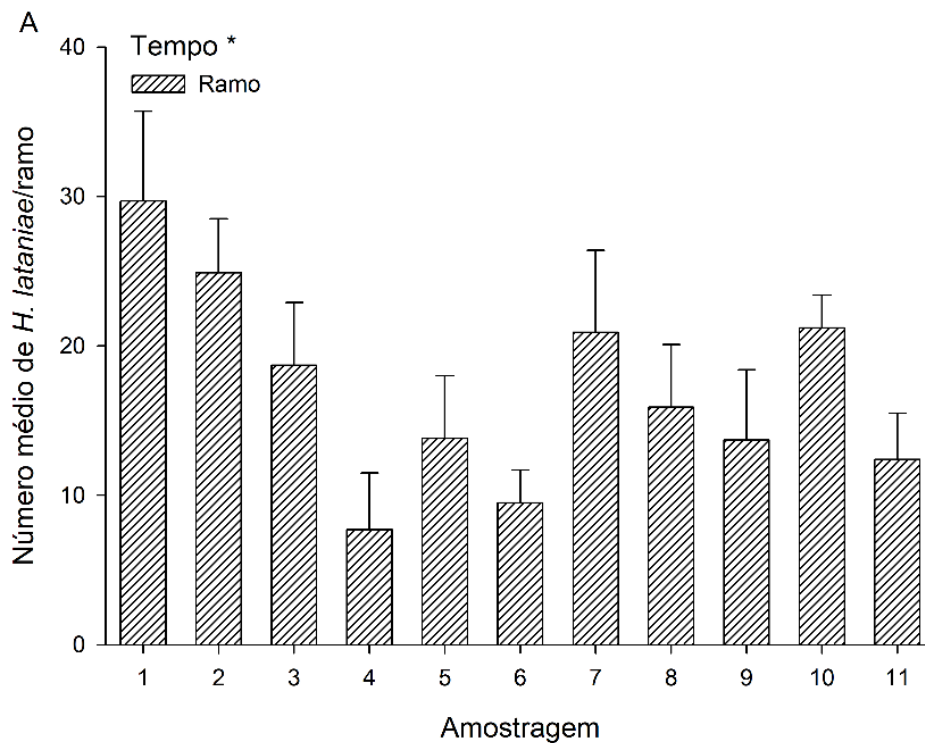


Figura 2. Número médio de *M. hirsutus* (A) e percentual de mortalidade de cochonilhas (B) coletadas no caule, ramo, folha e fruto de videira, amostrados ao longo de 6 semanas. *Representa diferenças estatísticas entre as médias. ^{n.s.}Indica que não houve diferenças entre as médias. As barras superiores indicam o intervalo de confiança ($\alpha = 0,05$).

A densidade de *H. lataniae* foi observada apenas nos ramos da videira, diferindo significativamente ao longo do tempo de amostragem (Fig. 3 A; F (1; 218)

= 4,0; $P < 0,046$), com a maior média do número de insetos na semana 1 sem a aplicação do bioinseticida (30 ± 6 insetos/ramo) e a menor média observada na semana 4 após as aplicações ($7 \pm 3,8$ insetos/ramo). Apesar de não ter sido observada diferença estatística na mortalidade de *H. lataniae* ao longo do tempo de amostragem, o maior percentual de mortalidade foi observado também na semana 4 após as aplicações do bioinseticida (72 ± 13) (Figura 3 B).



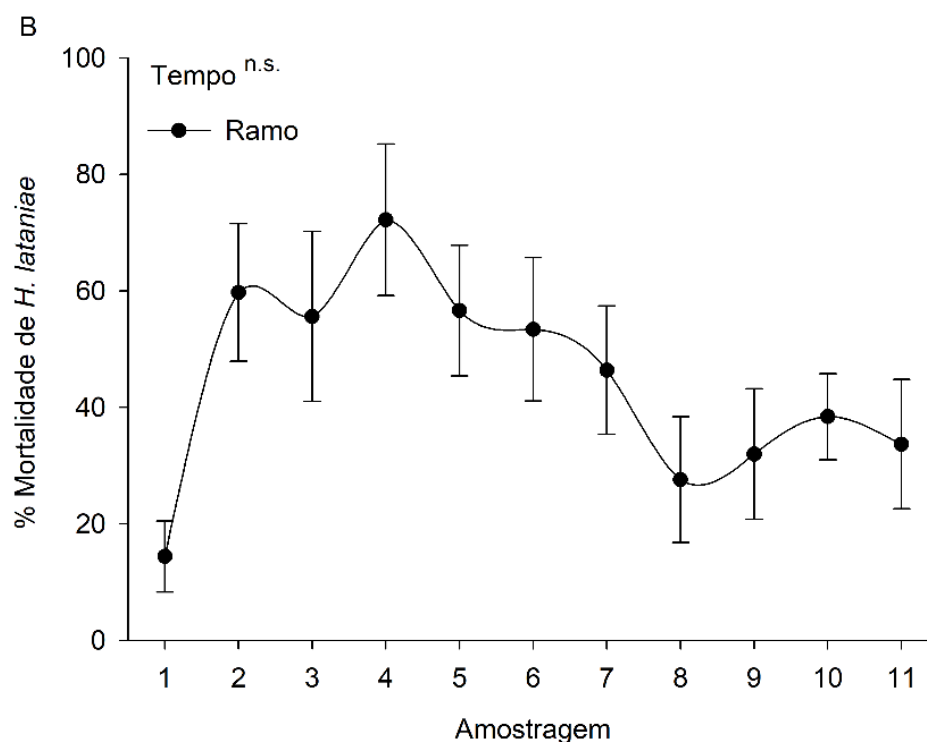


Figura 3. Número médio de *H. lataniae* (A) e percentual de mortalidade de cochonilhas (B) coletadas em ramos de videira, amostradas ao longo de 11 semanas. As barras e linhas pretas representam o número de cochonilhas coletadas nos ramos. ***Representa diferenças estatísticas entre as médias. n.s. Indica que não houve diferenças entre as médias. As barras superiores indicam o intervalo de confiança ($\alpha = 0,05$).

A densidade de *Pinnaspis spp.* também foi observada apenas nos ramos da videira, verificando-se diferenças significativas no número médio de insetos ao longo do tempo de amostragem (Fig. 4 A; $F_{(1; 218)} = 3,9$; $P = 0,048$), com a maior média na semana 5 ($5 \pm 3,4$ insetos/ramo) após as aplicações do bioinseticida. Após a semana 6, a população foi reduzida e não foi encontrada nas amostragens seguintes. A mortalidade confirmada diferiu significativamente ao longo do tempo de amostragem (Fig. 4 B; $F_{(1; 218)} = 4,9$; $P = 0,027$), sendo a maior porcentagem observada na semana 2 (26 ± 13) após a aplicação do bioinseticida.

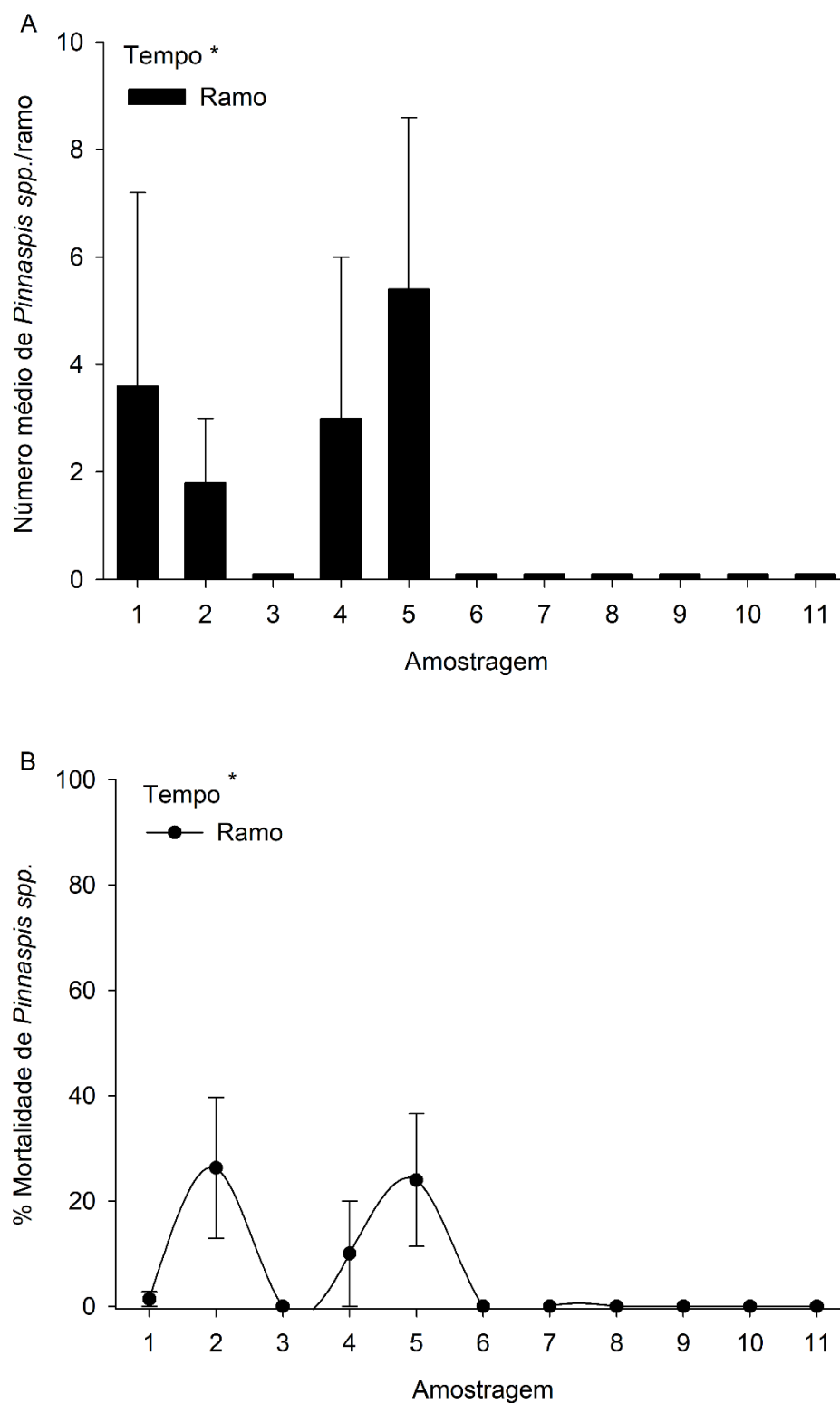
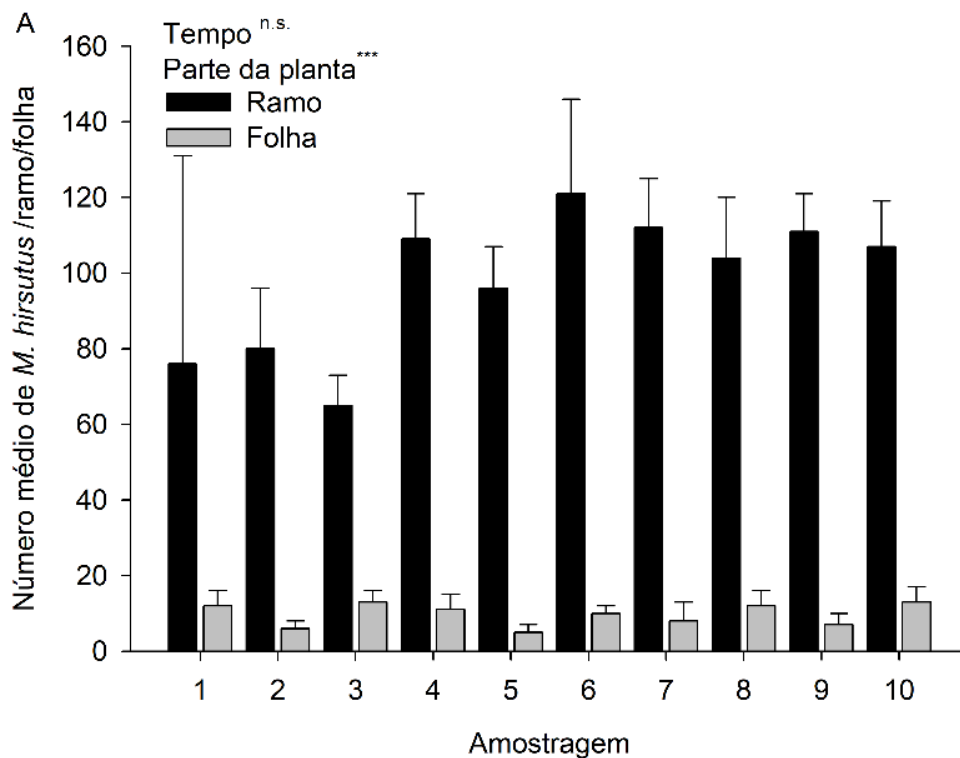


Figura 4. Número médio de *Pinnaspis* spp. (A) e percentual de mortalidade de cochonilhas (B) coletadas em ramos de videira, amostradas ao longo de 11 semanas. As barras e linhas pretas representam o número de cochonilhas coletadas nos ramos. *Representa diferenças estatísticas entre as médias. As barras superiores indicam o intervalo de confiança ($\alpha = 0,05$).

A densidade de *M. hirsutus* diferiu significativamente entre as partes da planta (ramo e folha) (Fig. 5A; $F_{(1; 197)} = 161,0$; $P < 0,001$), com as maiores médias do número de cochonilhas observadas nos ramos, atingindo 100 insetos por ramo em todas as semanas de amostragens. No entanto, a mortalidade confirmada foi inferior a 40% em todas as amostragens, não diferindo entre as partes da planta e o tempo de amostragem.



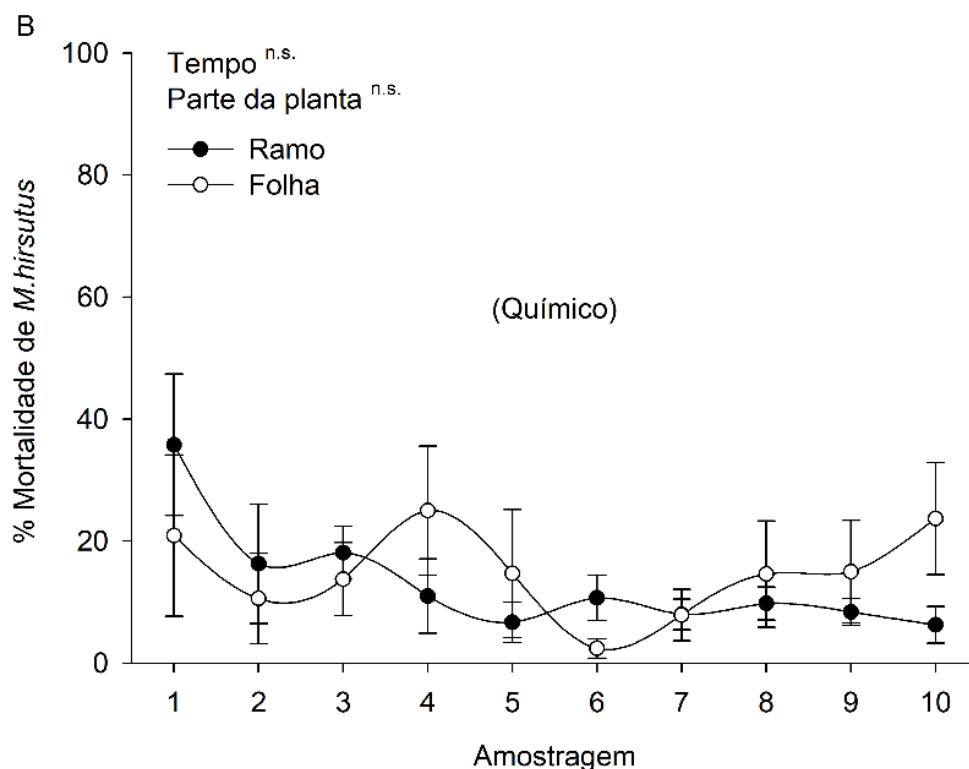


Figura 5. Número médio de *M. hirsutus* (A) e percentual de mortalidade de cochonilhas (B) coletadas em ramos e folhas de videira, amostradas ao longo de 10 semanas. As barras e linhas pretas representam o número de cochonilhas coletadas nos ramos, enquanto as barras e a linha cinza representam as coletadas nas folhas. ***Representa diferenças estatísticas entre as médias. ^{n.s.}Indica que não houve diferenças entre as médias. As barras superiores indicam o intervalo de confiança ($\alpha = 0,05$).

4.4. DISCUSSÃO

Apesar de a cochonilha-rosada *M. hirsutus* colonizar todas as partes da videira (CULIK; GULLAN, 2016), essa espécie provavelmente apresenta preferências de colonização que podem variar de acordo com a fase fenológica da planta. Os resultados deste estudo indicam que a maior ocorrência populacional de *M. hirsutus* durante a fase vegetativa foi nos ramos, enquanto nas plantas em fase reprodutiva, a densidade foi maior nas folhas. A ocorrência populacional das espécies *H. lataniae* e *Pinnaspis spp.* foi observada nos ramos, não sendo encontradas em outras partes da planta. Essa preferência já foi documentada em videira (PELLIZZARI; GERMAIN, 2010), possivelmente devido às estruturas lenhosas e às fissuras da casca que proporcionam condições favoráveis para o estabelecimento dessas espécies (DAANE et al., 2012). Esses

insetos utilizam essas estruturas como proteção e abrigo, uma vez que apenas os insetos de primeiro instar são móveis, tornando necessário que os indivíduos encontrem locais seguros para se fixarem. Com esse entendimento, tanto o manejo biológico quanto químico pode ser direcionado de forma mais precisa, visando atingir o organismo-alvo com maior eficácia e eficiência.

Nestas condições de estudo, o manejo biológico com a mistura de *B. bassiana* e *M. anisopliae* mostrou-se eficiente no controle de cochonilhas em videira em comparação com o manejo químico, como já demonstrado em outros estudos (MOHAMED, 2016; CHARTIER et al., 2016; MANJUSHREE; CHELLAPPAN, 2019). Nas áreas de manejo biológico, a mortalidade confirmada de *M. hirsutus* foi próxima de 60% nas áreas em período vegetativo e 80% nas áreas em período reprodutivo, enquanto nas áreas de controle químico, a mortalidade confirmada se manteve abaixo de 40% durante todo o período de amostragem. Além disso, o controle da cochonilha-do-tronco, *H. lataniae*, também foi promissor com a utilização desse bioinseticida, alcançando uma mortalidade superior a 70%. A baixa mortalidade observada para *Pinnaspis spp.* provavelmente se deu devido à lignificação da escama protetora, dificultando a epizootia e o controle com o bioinseticida. No entanto, a partir da semana 6 de pulverizações, essa espécie não foi mais encontrada na área.

Os isolados *B. bassiana* e *M. anisopliae* já se mostraram eficientes no controle biológico de cochonilhas em laboratório (MOHAMED, 2016; CHARTIER et al., 2016). Estudos sugerem que a combinação de *B. bassiana* e *M. anisopliae* pode resultar em efeitos sinérgicos, potencializando a eficácia no controle de insetos quando comparada com o uso isolado (SHOUKAT et al., 2018; ERLER; ATES, 2015; BIRYOL et al., 2021). Esse efeito sinérgico provavelmente é atribuído as características biológicas de cada fungo e aos diferentes modos de ação. A infecção por *B. bassiana* ocorre por meio da penetração cuticular, liberando enzimas que degradam a cutícula do hospedeiro (ORTIZ-URQUIZA et al., 2010). Por outro lado, *M. anisopliae* possui esporos aderentes que podem germinar diretamente na superfície do inseto, penetrando e colonizando o hospedeiro (ZIMMERMANN, 2007; SCHRANK; VAINSTEIN, 2010). Esta estratégia de combinação pode ter efeito potencial de retardar a frequência de resistência dos insetos, além de aumentar a abrangência hospedeira ou organismos alvos de diferentes estágios de desenvolvimento.

Os programas convencionais de controle de cochonilhas em vinhedos comerciais são invariáveis e frequentemente mostram-se ineficientes (COCCO et al., 2021). Isso ocorre devido ao fato de que as cochonilhas se alojam principalmente em locais ocultos, ou seja, sob a casca e nas fendas da casca, onde ficam protegidas dos inseticidas de contato (DAANE et al., 2012). Nesse sentido, este estudo destaca a importância de abordagens integradas para aprimorar a eficácia e sustentabilidade do controle biológico de cochonilhas em vinhedos. Outros estudos poderiam ser conduzidos em campo, integrando outros agentes biológicos, como *Isaria fumosorosea* Wize, e avaliando os efeitos individuais e combinados desses agentes entomopatogênicos. Além disso, estudos futuros poderiam avaliar os efeitos dos inseticidas e fungicidas químicos aplicados em campo sobre a atividade entomopatogênica desse bioinseticida.

4.5. CONCLUSÕES

Apesar de ter sido observado um aumento da densidade populacional de *M. hirsutus* na semana 7, houve uma redução de 88% da população nos ramos na semana 11 com a utilização dos agentes de controle. Nas folhas, a população dessa cochonilha permaneceu abaixo de 5 insetos por folha.

A maior ocorrência populacional das espécies *H. lataniae* e *Pinnaspis* spp. foi nos ramos, com redução de 76% da população *H. lataniae* na semana 4 em decorrência da aplicação com o bioinseticida. A população de *Pinnaspis* spp. foi reduzida a 100% a partir da semana 6 com a aplicação do bioinseticida.

Nessa perspectiva, o manejo biológico com a mistura de *B. bassiana* e *M. anisopliae* mostrou-se eficiente no controle de cochonilhas em videira em comparação com o manejo químico.

4.6. REFERÊNCIAS

AGROFIT. 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 20 Nov. 2023.

BIRYOL, S.; GÜNEY, E.; ESKI, A.; BAYRAMOĞLU, Z.; SEZEN, K.; DEMIRBAG, Z.; DEMIR, I. Development of mycoinsecticide formulations with *Beauveria bassiana* and *Metarhizium brunneum* for the control of *Orosanga japonica* (Hemiptera: Ricaniidae). **Annals of Applied Biology**, v. 179, n. 3, p. 319-330, 2021.

BUGILA, A. A. A. **Morphology and identification of some armored scale insects (Hemiptera: Coccinea: Diaspididae) recorded from Central Europe and Mediterranean**. Dissertação (Doutorado em Entomologia) - University of Warsaw, 2006.

CHARTIER FITZGERALD, V. C.; HILL, M. P.; MOORE, S. D.; DAMES, J. F. Screening of entomopathogenic fungi against citrus mealybug, *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae). **African Entomology**, v. 24, n. 2, p. 343-351, 2016.

COCCO, A.; PACHECO DA SILVA, V. C.; BENELLI, G.; BOTTON, M.; LUCCHI, A.; LENTINI, A. Sustainable management of the vine mealybug in organic vineyards. **Journal of Pest Science**, v. 94, p. 153-185, 2021.

CULIK, M. P.; GULLAN, P. J. A new pest of tomato and other records of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) from Espírito Santo, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, n. 2, p. 1043-1046, 2016.

DAANE, K. M.; ALMEIDA, R. P. P.; BELL, V. A.; WALKER, J. T. S.; BOTTON, M.; FALLAHZADEH, M.; ZAVIEZO, T. **Biology and management of Mealybugs in Vineyards**. In: BOSTANIAN, J. N.; VINCENT, C.; ISAACS, R. (Eds.). *Arthropod management in vineyards: Pests, approaches, and future directions*. Dordrecht: Springer, p. 271–307, 2012.

EFSA PANEL ON PLANT HEALTH (PLH); BRAGARD, C.; BAPTISTA, P.; CHATZIVASSILIOU, E.; DI SERIO, F.; GONTHIER, P.; ... & MACLEOD, A. Pest categorisation of *Maconellicoccus hirsutus*. **EFSA Journal**, v. 20, n. 1, e07024, 2022.

ELDER, R. J.; GULTZOW, D.; SMITH, D.; BELL, K. L. Oviposition by *Comperiella lemniscata* Compere and Annecke (Hymenoptera: Encyrtidae) in *Aonidiella orientalis* (Newstead) (Hemiptera: Diaspididae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 36, n. 3, p. 299–301, 1997.

ERLER, F.; ATES, A. O. Potential of two entomopathogenic fungi, *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Coleoptera: Scarabaeidae), as biological control agents against the June beetle. **Journal of Insect Science**, v. 15, n. 1, p. 44, 2015.

FARIA, M. R.; WRAIGHT, S. P. MicoInseticidas e micoacaricidas: uma lista abrangente com cobertura mundial e classificação internacional de tipos de formulação. **Controle Biológico**, v. 43, n. 3, p. 237-256, 2007.

GARCIA MORALES. M.; DENNO, B. D.; MILLER, D. R.; MILLER, G. L.; BENDOV, Y.; HARDY, N. B. ScaleNet: **A literature-based model of scale insect biology and systematics**. Database, 2016. Disponível em: <http://scalenet.info>. DOI: 10.1093/database/bav118. Acesso em: 11 dez. 2023.

GBIF Secretariat (2023). **GBIF Backbone Taxonomy**. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/39omei> accessed via GBIF.org on 2024-01-14.

GUERRIERI, E.; HAYAT, M.; GHAHARI, H.; TRJAPITZIN, V. A.; VIGGIANI, G.; GIBSON, G. A. **Family Encyrtidae Walker, 1837**. In: Chalcidoidea of Iran (Insecta: Hymenoptera), p. 93-152. Wallingford UK: CABI, 2021.

HAYAT, M.; AHMAD, Z.; KHAN, F. R. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) from the Kingdom of Saudi Arabia. *Zootaxa*, v. 3793, n. 1, p. 1-59, 2014.

IBGE. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola**. 2022. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1613#resultado>. Acesso em: 12/11/2023.

MANJUSHREE, G.; CHELLAPPAN, M. Evaluation of entomopathogenic fungus for the management of pink mealybug, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell)(Hemiptera: Pseudococcidae) on pineapple in Kerala. **Journal of Entomology and Zoology Studies**, v. 7, n. 1, p. 1215-1222, 2019.

MARCHIORI, C. H. Importance of the Encyrtidae Family (Insecta: Hymenoptera) for biological control. **Revista de Controle Biológico**, v. 03, n. 02, p. 066–091, 2022.

MASCARIN, G. M.; JARONSKI, S. T. The production and uses of *Beauveria bassiana* as a microbial insecticide. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 32, p. 1-26, 2016.

MELLO, L.M.R.C.; MACHADO, A.E. **Vitivinicultura brasileira: panorama 2020**. Bento Gonçalves, Embrapa Uva e Vinho, 2021. 18p. (Comunicado Técnico 223).

MILLER, D. R. **Identification of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae)**. *Insecta Mundi*, p. 189-203, 1999.

MOHAMED, G. S. Virulence of Entomopathogenic Fungi against the Vine Mealy bug, *Planococcus ficus* (Signoret)(Hemiptera: Pseudococcidae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 26, n. 1, 2016.

NOYES, J. S. **Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea), 4**. Subfamily Encyrtinae: tribes Arrhenophagini, Habrolepidini, Cerapterocerini, Cheiloneurini, Trechnitini, Cercobelini, Polaszekiini, Protyndarichoidini, Gahaniellini and Syrphophagini (part), mainly primary parasitoids and hyperparasitoids of Coccoidea and Psylloidea (Hemiptera). *Taxonomic Monographs on Neotropical Hymenoptera*, Richmond upon Thames, U.K., v. 2, p. 1-921, 2023.

NOYES, J. S. Encyrtidae of Costa Rica, 1. The subfamily Tetracneminae (Hymenoptera: Chalcidoidea), parasitoids of mealybugs (Homoptera, Pseudococcidae). **Memoirs of the American Entomological Institute**, v. 62, p. 1–355, 2000.

NOYES, J.S. 2019. Universal Chalcidoidea Database. Disponível em: Disponível em: <https://www.nhm.ac.uk/about-us/page-not-found.html>. Acessado em 16.nov 2023.

OLIVEIRA, J. D. M.; Lopes, F. S. C.; de OLIVEIRA, J. V.; de OLIVEIRA, M. D.; Freitas, M. T. S., BALBINO, V. D. Q. *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Pseudococcidae): exotic pest introduced on vine in the São Francisco Valley, 2018.

ORTIZ-URQUIZA, A. et al. Insect-toxic secreted proteins and virulence of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 105, n. 3, p. 270-278, 2010.

PELLIZZARI, G.; GERMAIN, J. F. **Scales (Hemiptera, Superfamily Coccoidea). Chapter 9.3.** BioRisk, v. 4, p. 475-510, 2010.

PEREIRA, G. E. **The three different winegrowing zones in Brazil according to climate conditions and vine managements.** In: Jordão and Botelho, *Vitis: Biology and Species*, 2020.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria, 2023. URL: <https://www.R-project.org/>.

RUNG, A. et al. **Scale insects: identification tools for species of quarantine importance. Scale Families.** USDA, Washington. URL: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/Mealybugs/Key/Mealybugs/Media/html/AboutFset.html>. Accessed 14 Sep 2012, 2007.

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

SHOUKAT, R. F.; FREED, S.; KANWAR, W. A. Assessment of binary mixtures of entomopathogenic fungi and chemical insecticides on biological parameters of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) under laboratory and field conditions. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 50, n. 1, 2018.

STOETZEL, M. B.; DAVIDSON, J. A. Biologia, Morfologia e Taxonomia de Estágios Imaturos de 9 Espécies de Aspidiotini (Homoptera: Diaspididae), **Anais da Sociedade Entomológica da América**, v. 67, n. 3, p. 475–509, 1974.

TEIXEIRA, A. D. C. **Informações agrometeorológicas do polo Petrolina, PE/Juazeiro, BA-1963 a 2009**, 2010.

WOLFF, V. R. D. S.; BOTTON, M.; SILVA, D. C. D. Diaspidídeos e parasitoides associados ao cultivo da videira no Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, p. 835-841, 2014.

ZIMMERMANN, G. Review on safety of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Beauveria brongniartii*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 17, n. 6, p. 553-596, 2007.

5. PRIMEIRO REGISTRO DE *Comperiella lemniscata* (HYMENOPTERA: ENCYRTIDAE) NO BRASIL: UM PARASITÓIDE DE COCHONILHAS DA VIDEIRA

O parasitoide *Comperiella lemniscata* é registrado pela primeira vez no Brasil em vinhedos da região do Vale do São Francisco. *Comperiella lemniscata* é um parasitoide reconhecido de *Aonidiella orientalis* e *Chrysomphalus dictyospermi*. Os espécimes foram coletados em cochonilhas das espécies farinhenta *Maconellicoccus hirsutus* e da escama *Hemiberlesia lataniae*. A identificação foi realizada de acordo com NOYES et al. (1997) para o gênero e PRINSLOO (1996) e NOYES (2023) para a espécie. Alguns caracteres morfológicos de fêmeas e machos adultos são apresentados. Os espécimes foram depositados na Coleção de Insetos Entomófagos “Oscar Monte”, do Instituto Biológico em Campinas, SP, no Laboratório de Controle Biológico, sob o número de referência IB-CBE-S-877. Essas informações serão necessárias em estudos futuros de biologia, história de vida e parasitismo, como uma alternativa de controle biológico contra cochonilhas em videiras.

Palavra-chave: Controle biológico, uva, Pseudococcidae, Diaspididae.

O complexo de espécies de cochonilhas das famílias Diaspidae e Pseudococcidae constituem pragas importantes na cultura da videira nas principais regiões tropicais e subtropicais do mundo (MOGHADDAM et al., 2021). Os danos relacionados à infestação de cochonilhas incluem a sucção da seiva da planta e a excreção do honeydew, uma substância açucarada que contribui para a proliferação de fungos, como os do gênero *Capnodium*, mais conhecidos como fumagina (GAVRILOV-ZIMIN, 2017). Além disso, esses insetos são importantes vetores de viroses, como o vírus do enrolamento da videira (Grapevine Leafroll Disease – GLD) (NAIDU et al., 2014).

O controle de cochonilhas em vinhedos comerciais frequentemente é feito com o uso de pesticidas químicos a base de abamectina e sulfoxaflor (AGROFIT, 2023). No entanto, nos últimos anos, tem-se observado um aumento considerável nas populações de cochonilhas-farinhentas *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae) em vinhedos do Vale do São Francisco (OLIVEIRA et al., 2018) e das cochonilhas-de-escamas *Hemiberlesia lataniae* (Signoret) (Diaspididae) (WOLFF et al., 2014). No intuito de reduzir a dependência de produtos químicos no controle de cochonilhas em videira, outras

estratégias biológicas se fazem necessárias, como a utilização de inimigos naturais da família Encyrtidae.

Os espécimes foram coletados em vinhedos comerciais da região do Vale do São Francisco, polo de Petrolina-PE, Brasil. Fêmeas da amostra foram identificadas como *Comperiella lemniscata* Compere & Annecke (Hymenoptera: Encyrtidae) (Figura 1). A identificação foi feita de acordo com NOYES et al. (1997) para o gênero e PRINSLOO (1996) e NOYES (2023) para a espécie. Os espécimes foram depositados na Coleção de Insetos Entomófagos “Oscar Monte”, do Instituto Biológico em Campinas, SP, no Laboratório de Controle Biológico, sob o número de referência IB-CBE-S-877. *Comperiella lemniscata* é um parasitoide reconhecido de *Aonidiella orientalis* (NEWSTEAD) e *Chrysomphalus dictyospermi* (Morgan) (Hemiptera: Diaspididae) (NOYES, 2019). Sua distribuição conhecida inclui países como África do Sul, Arábia Saudita, Austrália, China, Espanha, Índia, Irã, Israel, Itália, Paquistão (NOYES, 2019), tendo sido, recentemente, registrada na Costa Rica e Tailândia (NOYES, 2023).

5.1. Características morfológicas de *Comperiella lemniscata*

As fêmeas medem 0,7-1,2 mm. A cabeça é predominantemente marrom escuro com leve brilho metálico, o fronto-vertice é pálido amarelo com uma faixa marrom moderadamente verde metálico. A antena é marrom escura, o tórax apresenta colar pronotal com uma área amarela mediana retangular. O mesoescuto possui uma faixa longitudinal metálica azul-esverdeada distintamente definida. O escutelo é limitado por uma área lisa, metálica azul-escuro e roxo intenso. A asa anterior apresenta duas linhas divergentes e subguais. A antena tem a clava ligeiramente mais estreita, sendo mais curta que o pedicelo e o funículo combinados. A asa anterior é cerca de 2,5-2,8 vezes mais longa que larga, com setas modificadas na base da linha calva. O esporão médio da tibia é tão longo quanto o basitarso. Os machos medem 0,5-1,1 mm: A cabeça tem uma área delimitada pelos ocelos e margem occipital em marrom escuro, com a margem ocular, linha através do fronto-vertice entre o ocelo anterior e o topo das escrobos, e às vezes o occipicio atrás do olho, em tons de amarelo a laranja-rosado. A antena tem o escapo cerca de 2,3 vezes mais longo que largo,

com o funículo coberto por longas setas, sendo a mais longa cerca de 2,3 vezes mais longa que o diâmetro do segmento. O edeago é cerca de 0,5 vezes mais longo que a tibia média (NOYES, 2023).

6. CONSIDERAÇÕES

Estudos futuros como comportamento, ciclo de vida, preferências de hospedeiros e eficácia de parasitismo de *C. lemniscata* serão essenciais para avaliar seu potencial como uma ferramenta no controle de cochonilhas em vinhedos e reduzir a dependência de pesticidas químicos na agricultura.



Figura 1: Fêmea de *C. lemniscata*. A. Vista lateral; B. Vista dorsal; C. Fêmea parasitando; D. emergência do adulto. Escala: 0,5 mm.

7. AGRADECIMENTOS

Agradecemos ao Dr. Valmir Antônio Costa do Centro Avançado de Pesquisa e Desenvolvimento em Sanidade Agropecuária pela colaboração na identificação dos espécimes.

8. REFERÊNCIAS

AGROFIT. 2023. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 20 Nov. 2023.

GAVRILOV-ZIMIN, I. A. A remarkable example of symbiosis between an animal and a fungus in a new species of legless mealybug (Insecta: Pseudococcidae). **Journal of Natural History**, v. 51, n. 37-38, p. 2211-2224, 2017.

MOGHADDAM, M.; ABDOLLAHIPOUR, M.; FATHIPOUR, Y. **Scale Insects**. In: Polyphagous Pests of Crops, p. 273-309, 2021.

NAIDU, R. Grapevine leafroll: a complex viral disease affecting a high-value fruit crop. **Plant Disease**, v. 98, p. 1172-1185, 2014.

NOYES, J. S. **Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea)**, 4. Subfamily Encyrtinae: tribes Arrhenophagini, Habrolepidini, Cerapterocerini, Cheiloneurini, Trechnitini, Cercobelini, Polaszekiini, Protyndarichoidini, Gahaniellini and Syrphophagini (part), mainly primary parasitoids and hyperparasitoids of Coccoidea and Psylloidea (Hemiptera). Taxonomic Monographs on Neotropical Hymenoptera, Richmond upon Thames, U.K., v. 2, p. 1-921, 2023.

NOYES, J. S.; WOOLLEY, J. B.; ZOLNEROWICH, G. **Encyrtidae**. In: GIBSON, G. A. P.; HUBER, J. T.; WOOLLEY, J. B. (eds.) Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). Ottawa: NRC Research Press, p. 170-320, 1997.

NOYES, J.S. 2019. Universal Chalcidoidea Database. Disponível em: Disponível em: <https://www.nhm.ac.uk/about-us/page-not-found.html>. Acessado em 16.nov 2023.

OLIVEIRA, J. D. M.; Lopes, F. S. C.; de OLIVEIRA, J. V.; de OLIVEIRA, M. D.; Freitas, M. T. S., BALBINO, V. D. Q. *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908)

(Hemiptera: Pseudococcidae): exotic pest introduced on vine in the São Francisco Valley, 2018.

PRINSLOO, G. L. The genus *Comperiella* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) in southern Africa: parasitoids of armoured scale insects (Homoptera: Diaspididae). **African Entomology**, Pretoria, v. 4, n. 2, p. 153-160, 1996.

WOLFF, V. R. D. S.; BOTTON, M.; SILVA, D. C. D. Diaspidídeos e parasitoides associados ao cultivo da videira no Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, p. 835-841, 2014.