MARCELO C. PICANÇO
MAYARA C. LOPES
GERSON A. SILVA

TÓPICOS DE MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS III

UFV Universidade Federal de Viçosa

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(Câmara Brasileira do Livro, SP, Brasil)

Tópicos de manejo integrado de pragas III [livro eletrônico] / Marcelo C. Picanço, Mayara C. Lopes, Gerson A. Silva. -- Viçosa, MG : FUNARBE, 2024.
HTML

Vários autores.
Bibliografia.
ISBN 978-65-81098-01-8

1. Amostragem 2. inseticidas 3. Pragas - Controle 4. Pragas agrícolas - Controle I. Picanço, Marcelo C. II. Lopes, Mayara C. III. Silva, Gerson A.

24-207702 CDD-632.9

Índices para catálogo sistemático:

1. Plantas : Pragas e doenças : Controle ecológico : Agricultura 632.9

Tábata Alves da Silva - Bibliotecária - CRB-8/9253

Agradecimentos

As instituições a que pertencem os pesquisadores que são autores dos capítulos desse livro, pelo suporte e apoio a cada um de nós.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG), pelo apoio à pós-graduação e à pesquisa no Brasil, pelos recursos e bolsas concedidos aos pesquisadores que são autores dos capítulos desse livro. Recursos esses que foram essenciais para a geração do conhecimento contido nesse livro.

A Pós-graduação *Lato Sensu* em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Viçosa e ao Mestrado Profissional em Defesa Sanitária Vegetal da Universidade Federal de Viçosa pelo apoio para a produção e publicação deste livro.

Prefácio

Este livro fez parte das atividades da disciplina de pós-graduação ENT 670 (Manejo Integrado de Pragas) da Universidade Federal de Viçosa. Os capítulos desse livro têm como autores 37 pesquisadores pertencentes a treze instituições públicas.

Autores

Alice Barbutti Barreto: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Allysson Jonhnny Torres Mendonça: Universidade Federal de Campina Grande, Programa de Pós-graduação em Engenharia Agrícola, Campina Grande, PB.

Ana Patrícia Lima Sampaio: Universidade Federal da Grande Dourados, Programa de Pós-graduação em Agronomia, MS.

Clarice Verissimo da Silva Rocha: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-graduação em Ciências Ambientais e Florestais, Rio de Janeiro, RJ.

Daiane das Graças do Carmo: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Damaris Rosa de Freitas: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Darlison Conceição Ferreira: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

David Lopes Teixeira: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Eliseu José Guedes Pereira: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Emílio de Souza Pimentel: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Eraldo Lima: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Erika Tatiana Cifuentes Vargas: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Felipe Sousa Queiroz Barbosa: Universidade Federal de Piauí, Programa de Pós-graduação em Agronomia, Teresina, PI.

Gabriel Netto Araújo: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Gerson Adriano Silva: Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Campos dos Goytacazes, RJ.

Guilherme Pratissoli Pancieri: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Igor Madruga de Oliveira: Instituto Federal Farroupilha, Programa de Pós-graduação em Educação do Campo e Agroecologia, Jaguari, RS.

Jéssica Letícia Abreu Martins: Empresa de Pesquisa e Agropecuária de Minas Gerais, Viçosa, MG.

Jhersyka da Silva Paes: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

José Carlos Barbosa dos Santos: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Josiéle Botelho Rodrigues: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Julia Martins Gonçalves: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Juliana Magalhães Soares: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Leonardo Semençato Francesco: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Letícia Caroline da Silva Sant'Ana: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, Viçosa, MG.

Letícia Moamad de Sales Abreu: Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Programa de Pós-graduação em Produção Vegetal, Campos dos Goytacazes, RJ.

Lorenzo Barcaro Ferrazza: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Marcelo Coutinho Picanço: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Marcelo Coutinho Picanço Filho: Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Entomologia, Viçosa, MG.

Mayara Cristina Lopes: Universidade de Rio Verde, Faculdade de Agronomia, Rio Verde, GO.

Natália de Souza Ribas: JCO Bioprodutos, Barreiras, Bahia.

Nicácia Andrade Borges Moraes: Universidade de Brasília, Programa de Pós-graduação em Agronomia, Brasília, DF.

Ricardo Siqueira da Silva: Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, Departamento de Agronomia, Diamantina, MG;

Rodrigo Cardoso Silva: Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Viçosa, MG.

Victor Luiz Peres de Souza: Universidade Federal da Grande Dourados, Programa de Pós-graduação em Agronomia, Dourados, MS.

Ynayanna Nariza Medeiros Silva: Universidade Federal do Piauí, Programa de Pós-graduação em Agronomia, Teresina, PI.

Sumário

Resumo ---------- 1

Abstract ---------- 2

Capítulo 1 ---------- 3
Técnicas de amostragem de pragas e inimigos naturais

Capítulo 2 ---------- 44
Uso da diversidade vegetal em programas de manejo integrado de pragas

Capítulo 3 ---------- 77
Seletividade de inseticidas em programas de manejo integrado de pragas

Capítulo 4 ---------- 103
Uso de vírus entomopatogênicos no controle de pragas

Capítulo 5 ---------- 137
Manejo de lesmas e caramujos em cultivos

Capítulo 6 ---------- 179
Manejo integrado do ácaro da lichia

Capítulo 7 ---------- 219
Manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo

Resumo

Este livro possui sete capítulos. O primeiro é sobre técnicas de amostragem de pragas e inimigos naturais e nele é abordado os tipos de ferramentas utilizadas para a amostragem, vantagens e limitações, e avanços da tecnologia nessa área. O segundo trata sobre a diversidade vegetal dentro do manejo integrado de pragas, apontando estratégias, e seus efeitos na população de pragas, inimigos naturais e polinizadores, além da utilização das plantas para o controle, e limitações de seu uso. O terceiro aborda sobre a seletividade de inseticidas, enfatizando o seu impacto aos inimigos naturais e os tipos de seletividade. O quarto é sobre o uso de vírus entomopatogênicos no controle de pragas, onde é abordado os principais grupos de vírus entomopatogênicos, como que ocorre o processo de infecção, como são produzidos, a tecnologia de aplicação, o seu mercado, perspectivas, limitações e vantagens. Já no quinto, sexto e sétimo é abordado sobre os problemas, identificação, bioecologia, fatores favoráveis, pontos críticos de controle, tomada de decisão e métodos de controle de lesma e caramujos, ácaro da lichia e das pragas da cultura do sorgo, respectivamente.

Abstract

This book has seven chapters. The first is about sampling techniques for pests and natural enemies and covers the types of tools used for sampling, advantages and limitations, and technology advances in this area. The second deals with plant diversity within integrated pest management, pointing out strategies and their effects on the pest population, natural enemies and pollinators, in addition to the use of plants for control, and limitations of their use. The third addresses the selectivity of insecticides, emphasizing their impact on natural enemies and the types of selectivity. The fourth is about the use of entomopathogenic viruses in pest control, which addresses the main groups of entomopathogenic viruses, how the infection process occurs, how they are produced, application technology, their market, perspectives, limitations and advantages. In the fifth, sixth and seventh, the problems, identification, bioecology, favorable factors, critical control points, decision making and control methods for slugs and snails, lychee mites and sorghum pests, respectively, are discussed.

Capítulo 1

Técnicas de amostragem de pragas e inimigos naturais

Damaris R. Freitas, Allysson J. T. Mendonça, Ana Patricia L., Alice B. Barreto, Mayara C. Lopes, Marcelo C. Picanço

1. Introdução

A amostragem das pragas e dos inimigos naturais é uma atividade para a tomada de decisão de controle dentro dos programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP). A avaliação das densidades populacionais das pragas e dos seus inimigos naturais, possibilitam a aplicação de métodos de controle mais assertivos, proporcionando menor custo de controle e redução de impactos ambientais pelo lançamento indiscriminado de pesticidas no ambiente (Costa et al. 2019, Higley & Pedigo 1996).

A técnica de amostragem constitui a forma de coleta de informações de uma unidade amostral, podendo ser executada com ou sem o uso de aparatos. Os aparatos são equipamentos que auxiliam na visualização e coleta das pragas e inimigos naturais, sendo separados conforme o local de amostragem e a

forma de captura dos organismos (Higley & Pedigo 1996). Além disso, algumas dessas técnicas possuem sucesso no controle de diversos insetos-praga (Azevedo et al. 2012, Miranda & Silva 2005, Sharifi et al. 2013).

Com o avanço da tecnologia, o campo tem sido beneficiado com ferramentas inovadoras que auxiliam no dia-a-dia do campo. Assim, o uso de drones e análise de imagem, permitem a redução no tempo de amostragem e, consequentemente, diminuição dos custos. Percebe-se também o aumento da precisão e confiabilidade do monitoramento (Anziliero 2022). Assim, no presente capítulo são descritas as principais técnicas de amostragem das pragas e inimigos naturais.

2. Técnicas de amostragem das pragas e inimigos naturais

A técnica de amostragem foca na forma e/ou equipamento para a contagem dos insetos, sejam eles pragas ou inimigos naturais, em determinada unidade amostral ou região. Essa amostragem pode ser realizada com ou sem a utilização de aparatos (Figura 1.1) (Higley & Pedigo 1996).

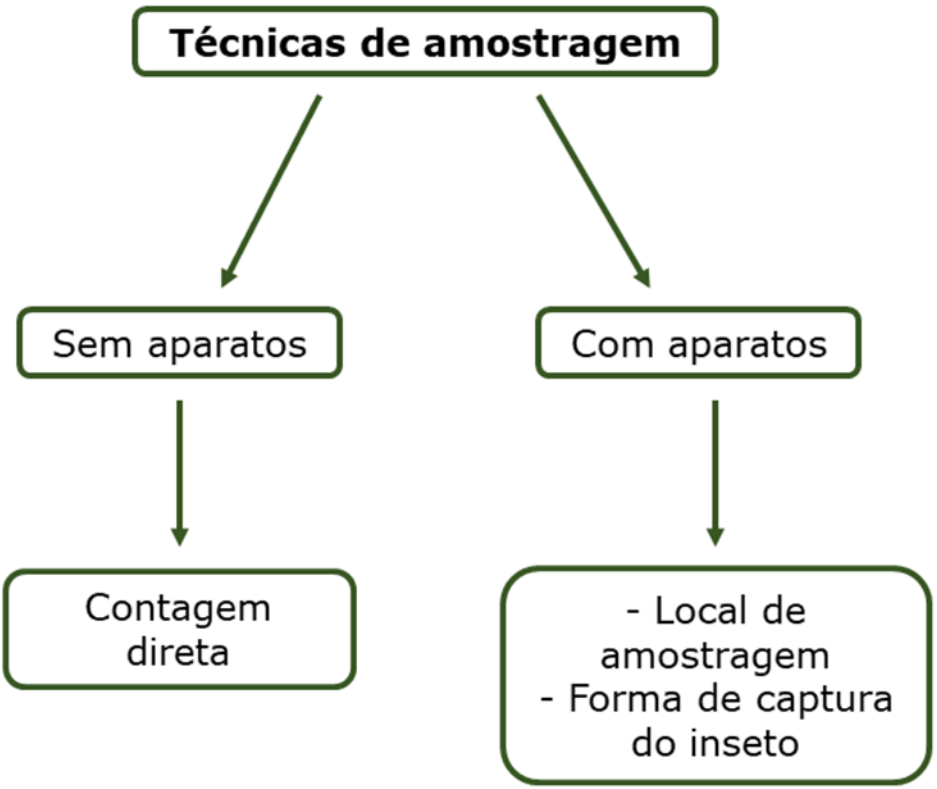

Figura 1.1. Grupos de técnicas usadas na amostragem das pragas e de seus inimigos naturais.

A contagem direta constitui uma forma de amostragem sem a utilização de aparatos, que envolve a contínua observação do ambiente ou da unidade amostral em análise. A técnica necessita de uma observação cuidadosa de insetos de fácil visualização, ou a correta quantificação da injúria causada pelo inseto para que a amostragem seja significativa (Higley & Pedigo 1996). São amostrados por essa técnica insetos sugadores, desfolhadores, causadores de mortalidade de plântulas, minadores, broqueadores e inimigos naturais (McCravy 2018, Picanço et al. 2014). A técnica se torna trabalhosa dependendo do nível de dificuldade de visualização e contagem do inseto, e também da complexidade do ambiente em que habitam (McCravy 2018).

Em situações que a contagem direta não é viável ou indesejável são utilizados aparatos que deslocam o inseto do seu ambiente natural para posteriormente realizar a sua contagem. Dizemos que nesse caso, estamos utilizando de aparatos para inferir o tamanho populacional da praga ou inimigo natural. Os aparatos ou armadilhas, capturam os insetos por meio da sua interceptação, ou atração (Higley

& Pedigo 1996). Conforme o local de amostragem da praga, irá ser utilizado um tipo específico de aparato. A seguir estão descritas as principais técnicas usadas na amostragem de pragas e inimigos naturais, de acordo com o local de amostragem e a forma de captura do inseto.

3. Tipos de técnicas de acordo com o local de amostragem

A praga ou o inimigo natural pode habitar diferentes partes do ambiente, ou da planta, podendo viver no interior ou na superfície do solo, ou na parte aérea das plantas. Em relação às pragas, elas podem ainda serem divididas em pragas de solo, causadores de mortalidade de plantas, broqueadores de caule, desfolhadores, minadores de folhas, sugadores, pragas de flores e broqueadores de frutos (Picanço et al. 2014).

As pragas que vivem no interior do solo atacam as raízes das plantas e órgãos subterrâneos, dentre elas se destacam os percevejos castanhos, cigarras, cochonilhas, cupins, larvas de besouros e larvas de moscas fungus gnatus (Picanço et al. 2014). Em relação aos inimigos

naturais, os coleópteros, como os da família Carabidae, têm suas larvas habitantes do solo, onde ficam em galerias aguardando que a sua presa passe para atacar (Bueno 2012).

Na superfície do solo temos as pragas que causam a mortalidade de plântulas, como os grilos, lagartas roscas, lesmas e caracóis. Essas pragas causam a morte das plantas por meio do roletamento do seu coleto (Picanço et al. 2014). Formigas predadoras, adultos de besouros são inimigos naturais encontrados caminhando pela superfície do solo (Picanço et al. 2014).

A parte área das plantas é colonizada por insetos desfolhadores (vaquinhas, lagartas e formigas cortadeiras), minadores (lagartas e moscas minadoras), pragas de flores (lagartas, besouros e abelhas), broqueadores de frutos (lagartas, mosca-das-frutas e larvas de besouro) e pragas sugadoras de seiva (pulgões, mosca branca, cochonilha, psilídeo, cigarrinhas, cigarras e percevejos) e conteúdo celular (ácaro e tripes). Essas pragas atacam as plantas de forma direta e indireta, levando a redução da sua produtividade. Na parte aérea das plantas é

encontrado inimigos naturais do grupo dos predadores e parasitoides, como as joaninhas e as vespas parasitoides, respectivamente (Picanço et al. 2014). A seguir estão descritas as principais técnicas usadas na amostragem de pragas e inimigos naturais, conforme o local de amostragem e a forma de captura do inseto.

3.1 Solo

A amostragem de insetos habitantes do solo pode ser feita com ou sem aparatos. A contagem direta é realizada após o peneiramento do solo para insetos adultos, e em alguns casos para a contagem de larvas se adiciona água, assim como é feito para a bicheira da raiz do arroz (*Oryzophagus oryzae*) (Neves et al. 2011).

Um aparato muito utilizado para amostragem de insetos de solo é o funil berleze. Ele é constituído de funis visando a coleta de pequenos insetos de solo (Figura 1.2), usado principalmente para ácaros e collembola (Martin 1997). Vem sendo utilizado também para a captura de carabídeos e estafilinídeos (McCravy 2018). Na parte inferior dos funis há um frasco com álcool para captura dos insetos. Na parte

superior é colocada amostra de solo sobre uma tela de metal (2 x 2 mm), para reter pedaços de detritos que caiam da amostra (Martin 1997). Ainda na parte superior, é instalada uma lâmpada elétrica para auxiliar no processo de secagem da amostra e atração de insetos noturnos. O sistema é de fácil construção, baixo custo e os materiais são fáceis de improvisar (Karyanto et al. 2010, Trigunayat 2016). As suas limitações se relacionam a possibilidade de fuga do inseto no momento de coleta da amostra de solo, a alocação do ponto de amostragem e a omissão de insetos na forma imatura e com baixa mobilidade (Sandler et al. 2010).

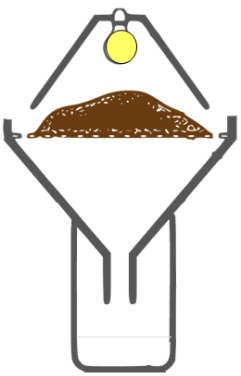

Figura 1.2. Esquema de um funil berleze.

3.2 Superfície do solo

Para a amostragem de insetos na superfície do solo são utilizadas as técnicas de contagem direta, pitfall e anel de flotação. A contagem direta consiste na observação e contagem de insetos que visualmente fáceis de visualizar a olho nu, como adultos de besouros, lagartas, grilos e formigas (McCravy 2018, Picanço et al. 2014).

A pitfall é uma armadilha de queda para coleta de insetos que caminham pelo solo, como, por exemplo, formigas, besouros e aranhas. O inseto, ao caminhar até a borda da armadilha, perde o equilíbrio e cai dentro do tubo (Montgomery et al. 2021). A armadilha é mais eficiente em ambientes abertos, pois uma vegetação complexa pode comprometer a captura dos insetos (Greenslade 1964, Majer 1997). A armadilha é constituída de um balde de plástico enterrado até a borda no solo, e um funil de telas de alumínio sobre ele (Enge 2001, McCravy 2018). Alternativamente, as armadilhas podem ser confeccionadas em garrafa pet (Figura 1.3), vidro ou metal (Montgomery et al. 2021). No fundo do recipiente enterrado é colocado álcool 70% para morte e conservação dos insetos (Luff 1975). É um método simples, rápido e econômico, amostrando continuamente, durante o dia e à noite (Majer 1997).

Figura 1.3. Armadilha tipo pitfall confeccionada com garrafa pet.

O anel de flotação é utilizado na amostragem de ácaros, colêmbolas, carabídeos, estafilinídeos e aranhas. O anel é de aço inoxidável ou tubo de PVC rígido (0,1 m²), com um dos seus lados em bisel, podendo ter ou não tampa em seu lado superior e inferior (Melo 2002). Com o auxílio de uma marreta o anel é introduzido no solo, a vegetação delimitada é examinada e removida e dois litros de água são despejados a essa região. Os insetos presentes no solo flutuam no recipiente, e podem ser coletados. O uso do anel de flotação não é indicado para solo seco com textura arenosa ou desestruturado, e áreas pedregosas (Melo 2002, McCravy 2018).

3.3 Parte aérea

Para a amostragem de insetos na parte aérea das plantas é utilizada as técnicas de contagem direta, e a agitação das plantas, que pode utilizar como aparatos o pano de batida e a bandeja plástica.

3.3.1 Contagem direta

A contagem direta na parte aérea das plantas é realizada principalmente para insetos minadores, sugadores, parasitoides e predadores. Para a amostragem de insetos minadores é feita a contagem das minas ativas (Figura 1.4A), ou seja, minas com lagartas vivas. No caso de sugadores, a contagem é feita pela simples visualização do inseto na unidade amostral. No caso de ácaros, utilizamos uma lupa de mão geralmente de 10 vezes para auxiliar na amostragem (Figura 1.4B), uma vez que são artrópodes de difícil visualização ao olho nu (Picanço et al. 2014, Rosado et al. 2014). Na amostragem dos inimigos naturais pela técnica de contagem direta, os insetos são contados pela sua visualização no ambiente ou na unidade amostral. Os insetos amostrados pela técnica de contagem direta podem ser coletados e/ou fotografados para posterior identificação (McCravy 2018).

Figura 1.4. (A) Contagem direta de mosca minadora em planta de tomate. (B) Tipos de lupas de mão.

3.3.2 Agitação

A agitação das plantas para amostragem de insetos é muito utilizada em grandes cultivos agrícolas para a amostragem de insetos da parte aérea, principalmente sugadores e desfolhadores, amostrando também inimigos naturais. Durante a amostragem o ápice da planta é agitado sobre um aparato, que pode ser o pano de batida ou a bandeja plástica (Picanço et al. 2014).

O pano de batida consiste em um tecido branco de 1 x 1 metros com duas de suas laterais sustentados por haste de madeira (Figura 1.5).

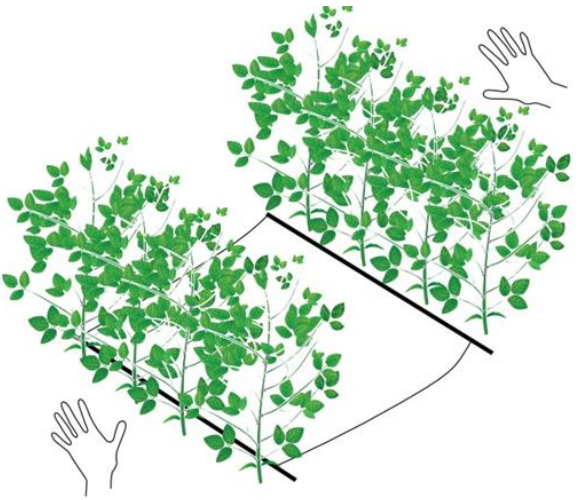

Figura 1.5. Demonstração da execução da técnica de pano de batida.

A técnica do pano de batida é muito utilizada em cultivos de soja, e em árvores e arbustos para amostragem de lagartas, percevejos, besouros e joaninhas, não sendo indicada para insetos que voam com muita agilidade. Na amostragem pode ser amostrada uma planta inteira ou um metro de fileiras de plantas, batendo as mesmas sobre o pano. A metodologia é barata, fácil de construir e utilizar. Uma limitação da técnica é que ela pode danificar as plantas (McCravy 2018, Montgomery et al. 2021).

A técnica de batida de bandeja consiste na batida do ápice da planta em bandeja plástica branca (34x28x4,5cm) (Figura 1.6). A metodologia é utilizada para amostragem de insetos sugadores como tripes, mosca branca, pulgão, ou até mesmo insetos aquáticos (Medlock et al. 2018, Picanço et al. 2014). Uma limitação dessa técnica é a dificuldade de amostragem de insetos com alta capacidade de voo (Medlock et al. 2018). Um limitante na sua utilização é a danificação de algumas plantas (McCravy 2018).

Figura 1.6. Demonstração da realização da técnica de batida de bandeja.

3.3.3 Interceptação

A técnica de amostragem pode agir na captura do inseto por meio do desvio da rota de voo do inseto para uma região coletora, comumente conhecidas como armadilhas de interceptação (Grootaert et al. 2010). As armadilhas mais utilizadas com ação de interceptação são a placa adesiva, a rede de varredura, o calador, a armadilhas Malaise e a armadilha luminosa.

As placas adesivas são cartões coloridos revestidos por cola entomológica em ambas as faces (Figura 1.7A). São confeccionadas principalmente em papelão encerado de coloração amarela e azul (Figura 1.7B). A amarela atrai pulgões, mosca minadora, mosca branca, cigarrinhas, moscas-das-frutas e inimigos naturais. A azul captura apenas tripes (Grootaert et al. 2010). Essa armadilha é barata, havendo empresas que a comercializam, porém, podem ser confeccionadas de forma caseira (Medlock et al. 2018). A armadilha deve ser trocada periodicamente, a fim de evitar a perda de eficiência devido ao excesso de insetos capturados ou a alocação de poeira e detritos (McCravy 2018).

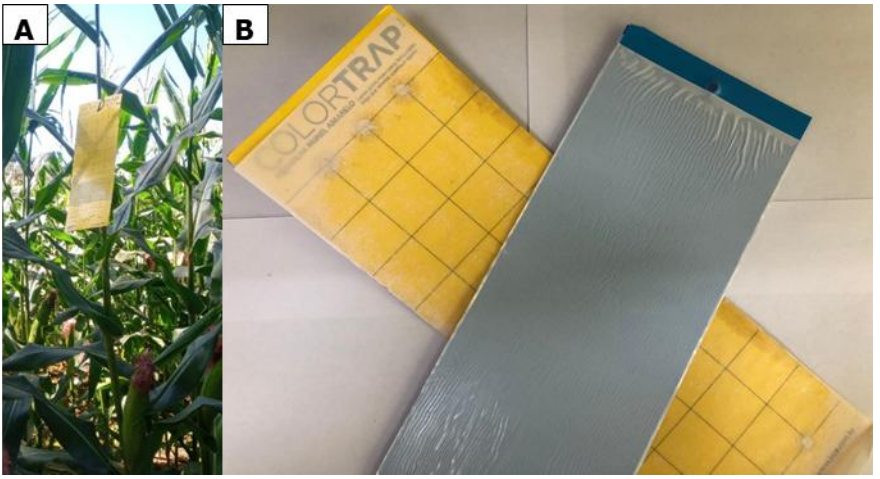

Figura 1.7. (A) Uso de placa adesiva amarela para amostragem de pragas em cultivos de milho e (B) placas adesivas de diferentes colorações.

A rede de varredura, também conhecida como rede entomológica, é usada para bater a vegetação como se estivesse "varrendo" todos os insetos que ali se encontram. Ela é composta de um aro (aço ou arame) preso a um cabo (madeira ou aço) que ancora saco de tecido de algodão resistente (Figura 1.8). São projetadas para a captura de borboletas, abelhas, cigarrinhas, percevejos, predadores como os hemípteros, besouros e neurópteros (Bastos et al. 2006).

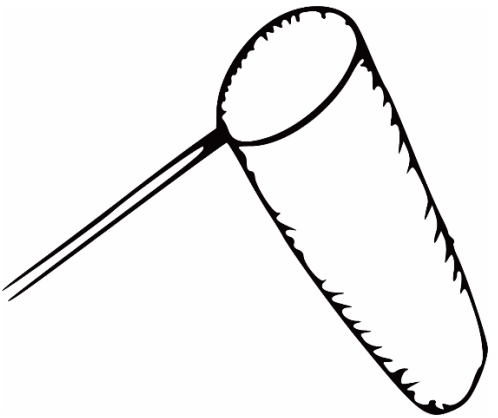

Figura 1.8. Representação de uma rede de varredura.

Devido a sua praticidade de uso poder ser empregado em quase todos os habitats, exceto locais com vegetação densa ou pântanos. A captura não pode ser feita em vegetação úmida ou espinhosa, isso porque com o impacto da varredura os insetos são danificados, sendo impossível fazer sua identificação (Grootaert et al. 2010).

Os caladores se caracterizam como uma ferramenta importante para amostragem de insetos praga de grãos armazenados, visando a detecção de *Sitophilus oryzae*, *Sitophilus zeamais*, *Rhyzopertha dominica*, *Cryptolestes ferrugineus*, *Oryzaephilus*

surinamensis e *Tribolium castaneum*. É um equipamento metálico com septos no seu interior possibilitando a retirada de amostras pequenas de uma vez só e em várias profundidades. O cilindro fechado é introduzido na massa de grãos até a profundidade desejada. Com pequenos movimentos em sentido contrário ocorre a abertura do cilindro permitindo a coleta das amostras. O calador manual apresenta baixo rendimento operacional, com isso no mercado já se encontra disponível caladores hidráulicos que visa reduzir o esforço de amostragem (Puzzi 1977).

A armadilha Malaise é composta por uma tenda construída de rede, visando direcionar os insetos para uma área em comum onde possui um frasco para sua coleta. O inseto voa contra a parede da rede, respondendo movendo-se para cima, sendo direcionado pela rede inclinada a cair no frasco coletor (Montgomery et al. 2021). Essas armadilhas funcionam de forma não seletiva, capturando uma diversidade de insetos em abundância (Grootaert et al. 2010). Moscas, vespas, formigas voadoras,

abelhas, parasitoides, mariposas e insetos semiaquáticos são amostrados efetivamente por essa armadilha (Montgomery et al. 2021). A armadilha é de baixo custo, com baixa necessidade de esforço para sua utilização (cerca de 10 minutos por semana). Porém, o esforço após a captura é elevado devido ao grande número de insetos capturados (até 10.000 por semana) (Montgomery et al. 2021).

A armadilha luminosa utiliza uma fonte de luz na faixa do ultravioleta, onde os insetos voam até alcançar as palhetas ao redor da luz, podendo serem capturados em recipiente com água e detergente ou atraídos para um lençol para serem visualizados (Montgomery et al. 2021). Caracteriza-se por ser um método eficiente para amostragem de adultos de hábito noturno em ambientes terrestres e aquáticos, incluindo mariposas, moscas, escaravelhos e alguns Hemiptera e Hymenoptera (Montgomery et al. 2021). A armadilha é mais eficiente do pôr do sol até depois da meia-noite com céu nublado, devendo ser utilizada em condições de pouca poluição luminosa. Em condição de chuva a amostragem é aprimorada em

termos de espécies e exemplares (Grootaert et al. 2010, Medlock et al. 2018). A armadilha luminosa é de baixo custo, leves e fáceis de serem instaladas, se adequando a diversos ambientes (Montgomery et al. 2021).

3.3.4 Armadilhas contendo atrativos

As armadilhas com atrativo atraem os insetos principalmente por odor para o seu interior, onde se aloja e por meio de alguma substância fica aprisionado não retornando ao ambiente (Grootaert et al. 2010). O atrativo pode ser alimentar ou um tipo de semioquímico.

3.3.4.1 Armadilhas com atrativos alimentares

As armadilhas com atrativos alimentares simulam o odor da cultura no qual a praga ataca. Essa técnica é muito utilizada para espécies frutíferas, podendo o atrativo ser uma formulação comercial ou feita de forma on farm. Um limitante a sua eficácia é a localização da armadilha, a espécie do inseto a ser capturado e o tipo de armadilha usada (Mesquita et al.

2018). As principais armadilhas com esse princípio são a McPhail, a armadilha tipo queijo, a armadilha tipo telha e armadilha tipo balde.

A armadilha do tipo McPhail é comercializada visando a captura de adultos de moscas-das-frutas do gênero (*Anastrepha* spp. E *Ceratitis capitata*) (Figura 1.9A). A sua estrutura é composta de duas peças de plástico, uma para cobertura da armadilha e outra com uma abertura circular para a entrada das moscas (Figura 1.9B). Na parte basal, coloca-se liquido atrativo que pode ser proteína hidrolisada (Figura 1.9C), suco de frutas (10%) ou melaço (50%). As moscas são impedidas de sair do recipiente, devido aos odores liberados, morrendo afogadas no líquido atrativo. A armadilha McPhail comercializada possui alto custo, possuindo a alternativa de confecção da armadilha em garrafa pet (Figura 1.9D). A manutenção do seu líquido deve ser feita constantemente, a fim de evitar a sua perda de eficiência (Steyskal 1977).

Figura 1.9. (A) Armadilha McPhail. (B) Partes de uma armadilha McPhail. (C) Proteína hidrolisada. (D) Armadilha com garrafa pet.

A armadilha tipo queijo é responsável pela captura de moleque-da-bananeira e falso-moleque da bananeira. É feita a partir de plantas com 15 dias de colhidas, momento em que sua atratividade pelo inseto é maior. O pseudocaule da planta deve ser rebaixado a uma altura de 30 a 45 cm, realizando um novo corte a 15 cm do solo. O último corte deve ser realizado parcialmente, a fim de evitar o tombamento da armadilha (Fancelli et al. 2016). Os insetos são atraídos e se alojam entre as duas fatias formadas (Fancelli et al. 2015). Em algumas situações, as armadilhas tipo queijo são utilizadas associadas a

inseticidas para atração e morte do inseto (Pavarini et al. 2018).

A armadilha tipo telha captura o moleque-da-bananeira e o falso-moleque da bananeira. É feita a partir de pedaços de pseudocaule com 40 a 60 cm de comprimento, cortados ao meio longitudinalmente. São produzidas duas iscas, que devem ser instaladas próximas à base da planta com a fase cortada em contato com solo para atração dos insetos (Fancelli et al. 2015). A recomendação é a distribuição de 20 armadilhas/ha (Fancelli et al. 2016). A armadilha tipo telha pode ser usada associadas a inseticidas químicos ou biológicos (Pavarini et al. 2018).

A armadilha tipo balde é utilizada para a captura da broca-do-coqueiro (*Rhynchophorus palmarum*) em cultivos de coco e dendê. O inseto é vetor do nematoide causador do anel vermelho (Ferreira 2007). A armadilha é constituída de um balde plástico com funil acoplado a sua tampa (Figura 1.10) (Moura & Busoli 2006). Em seu interior é colocado atrativo alimentar, sendo usado principalmente estirpe de dendê, coqueiro ou cana-de-açúcar, juntamente com

inseticida ou feromônio de agregação, para captura e morte do inseto (Moura et al. 1990). A armadilha possui como desvantagem o alto custo do recipiente, perdas por furto ou depredação, possibilidade de ressecamento e quebra por ação de fatores naturais e maior gasto com atrativo alimentar (Ferreira 2007).

Figura 1.10. Estrutura da armadilha tipo balde.

3.3.4.2 Semioquímicos

Os semioquímicos são compostos que desencadeiam reações no comportamento dos insetos. Eles podem se subdividem em duas classes, feromônios e aleloquímicos. O feromônio está relacionado a comunicação intraespecífica, ou seja,

entre indivíduos da mesma espécie. Já os aleloquímicos são compostos ligados a comunicação interespecífica, ou seja, entre indivíduos de espécies diferentes. Os aleloquímicos ainda podem ser classificados em alomônio, cairomônio, sinomônio e apneumônio (Zarbin et al. 2009). Algumas armadilhas utilizam desses compostos para a amostragem da população de insetos na área.

A armadilha vermelha para a broca-do-café, utiliza de um cairomônio para atração dos adultos da praga. A armadilha consiste em uma garrafa pet de coloração vermelha com abertura lateral, visando a captura de adultos da broca-do-café (*Hypothenemus hampei*) (Figura 1.11). Em seu interior há recipiente com atrativo alimentar composto de 3 partes de metanol+ 1% de ácido benzoico (cairomônio). No fundo da armadilha é colocado água com detergente para aprisionamento dos insetos (Fernandes et al. 2009). A armadilha é de baixo custo e fácil confecção, necessitando apenas de constante da manutenção da garrafa pet e do atrativo alimentar para que ela não perda sua eficiência (Fernandes et al. 2014).

Figura 1.11. Estrutura da armadilha vermelha para a broca-do-café.

As armadilhas a base de semioquímicos utilizam em sua maioria feromônios do tipo sexual para atração, porém tem armadilhas que utilizam de feromônio de agregação para a amostragem. O feromônio sexual, atrai o sexo oposto, geralmente o macho. Já o feromônio de agregação atrai os indivíduos de ambos os sexos para um local específico. A principal característica desses compostos é a sua especificidade, ou seja, cada espécie possui a sua devida substância, não atraindo outros insetos (Zarbin et al. 2009).

As armadilhas de feromônio do tipo delta consiste em um telhado em formato triangular confeccionado em papel cartão, onde em seu fundo é colocado uma cartela de cola entomológica com feromônio sexual em seu interior (Figura 1.12). É uma técnica utilizada para monitorar diversas culturas, desde que haja comercialmente o feromônio disponível para o inseto a ser amostrado.

Os feromônios existentes atualmente no mercado visam principalmente a captura de insetos da ordem Lepidoptera e Coleoptera, como, por exemplo, a broca da cana (*Diatraea saccharalis*) e bicho furão dos citrus (*Sgymnandrosoma aurantianum*) (Picanço et al. 2014). A armadilha é de baixo custo, podem ser reutilizáveis (necessita apenas de troca da cola entomológica), além de ser capaz de identificar a espécie-praga mesmo com baixa infestação. A área de captura da armadilha pode ser diminuída à medida que os insetos são atraídos para ela, além do aprisionamento de poeira e outros detritos (Fleming et al. 2021).

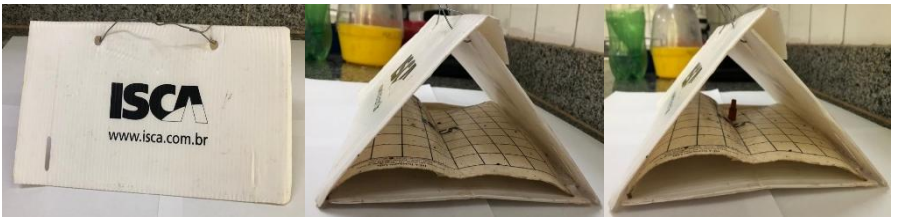

Figura 1.12. Estrutura da armadilha tipo delta.

A armadilha Bio Neo é um recipiente plástico com um cesto em seu interior (Figura 1.13), onde é adicionado septo de feromônio sexual. No fundo do recipiente é colocado água e detergente para aprisionamento dos insetos capturados. A armadilha é usada para amostragem de adultos da broca pequena do tomateiro (*Neoleucinodes elegantalis*) e traça do tomateiro (*Phthorimaea absoluta*). A armadilha é de fácil uso no campo (Benvenga et al. 2010).

A accountrap é uma armadilha comercial para a amostragem de adultos do bicudo do algodoeiro (*Anthonomus grandis*). É constituída de uma base de coloração verde, onde se encaixa um funil invertido que ancora um recipiente coletor (Figura 1.14). No recipiente coletor fica alojado feromônio de agregação para atração dos adultos (Arruda 2019). A armadilha possui como característica a atração de insetos mesmo em baixas densidades (Ribeiro 2007).

Figura 1.13. Armadilha Bio Neo.

Figura 1.14. Armadilha accountrap.

4. Técnicas usadas na amostragem dos principais grupos de pragas nos cultivos

Na Tabela 1.1 estão relacionadas as técnicas usadas na amostragem dos principais grupos de pragas nos cultivos.

5. Técnicas usadas na amostragem dos principais grupos de inimigos naturais

Os inimigos naturais são amostrados por quase todas as técnicas de amostragem utilizadas para os insetos praga. Porém, algumas possuem maior efetividade no monitoramento desses organismos. Dentre elas se destacam a armadilha Malaise, a armadilha luminosa, a pitfall, a contagem direta e a armadilha de panela (não utilizada na amostragem de insetos praga).

A armadilha Malaise é apropriada para amostragem de vespas parasitoides (Ichneumonoidea, Scelionidae e Mymaridae) e moscas. A eficácia da armadilha pode variar dependendo do habitat e do táxon de interesse, exigindo personalização das recomendações para sistemas específicos (Montgomery et al. 2021). A armadilha luminosa é amplamente utilizada para captura de moscas, besouros e vespas parasitoides que são inimigos naturais (Montgomery et al. 2021).

Tabela 1.1. Técnicas usadas na amostragem dos principais grupos de pragas nos cultivos.

Grupos de pragas		Técnicas de amostragem
Subterrâneas		Contagem direta e Funil de berleze
Causadores de mortalidade de plantas		Contagem direta, pitfall e anel de flotação
Broqueadores de caule		Contagem direta, armadilha tipo balde, armadilhas tipo telha e tipo queijo
Desfolhadores	Besouros	Contagem direta, pano de batida e batida de bandeja
	Formigas	Pitfall
	Lagartas	Armadilha de feromônio tipo delta, pano de batida, batida de bandeja e armadilha luminosa
Minadores de folhas		Contagem direta, armadilha de feromônio tipo delta e tipo Bio Neo e armadilha luminosa
Galhadores		Contagem direta
Sugadores	Ácaros	Lupa e contagem direta
	Cochonilhas	Contagem direta
	Moscas brancas, cigarrinhas, psilídeos e pulgões	Batida de bandeja, placa adesiva, contagem direta e rede de varredura
	Percevejos	Pano de batida, batida de bandeja e contagem direta
Broqueadores de frutos	Moscas das frutas	McPhail
	Lepidoptera	Contagem direta, armadilhas de feromônio tipo delta e tipo Bio Neo
	Besouros	Armadilha de feromônio tipo delta e caladores

Fonte: Grootaert et al. 2010, McCravy 2018, Medlock et al. 2018, Montgomery et al. 2021, Pedigo & Buntim 1994.

A armadilha pitfall são mais apropriadas para a amostragem de besouros terrestres, particularmente Carabidae e Staphylinidae, assim como formigas. Elas ocasionalmente podem capturar táxons voadores, principalmente quando as armadilhas não possuem teto e são de coloração branca ou amarela, porém, não são um método de amostragem eficaz para a maioria dos outros grupos de insetos (Montgomery et al. 2021). A contagem direta é adequada para todos os grupos de inimigos naturais, podendo ser capturados e posteriormente identificados ou fotografados (Holtmann et al. 2018, Montgomery et al. 2021).

A armadilha de panela é uma técnica que utiliza bandejas cheias e líquido (sabão com água, solução salina ou propilenoglicol) para coleta de insetos. O inseto voa até a bandeja, tenta pousar sobre ela e fica preso no líquido. A eficácia da armadilha varia consideravelmente conforme a cor da bandeja, sendo o amarelo o mais comum devido à sua capacidade de coletar abundantes e diversos tipos de insetos, embora outras cores, como azul, branco, vermelho e verde, também sejam usadas. A armadilha é utilizada na amostragem de vespas parasitoides, moscas, e alguns besouros (Montgomery et al. 2021).

6. Uso de inteligência artificial na amostragem de pragas e inimigos naturais

Com o avanço da tecnologia, a agricultura se beneficia com a otimização de suas ferramentas. Em relação às técnicas de amostragem, a contagem manual e identificação das espécies coletadas é uma tarefa árdua. Dentro das técnicas de amostragem, observamos o uso de drones e análise de imagem visando a melhoria operacional da técnica utilizada.

Löcken et al. (2020) em seu estudo piloto, testou diversos sacos de rede com diferentes formatos, tamanhos e tipos de malha foram em drones, sendo escolhido um saco de rede de 180 g com uma abertura em forma de semicírculo (30 cm de raio), medindo 100 cm de comprimento e com malha de 1 mm. Esse saco foi fixado no drone com três cordas ajustáveis. Os testes demonstraram que voos de 10 a 15 minutos a velocidades de aproximadamente 3 m/s, percorrendo distâncias de 1.500 a 3.000 metros, resultaram em capturas válidas de insetos, evitando a sobrecarga da rede e facilitando a seleção de amostras desejadas. Todos os voos de

teste coletaram amostras que incluíam não apenas insetos e aranhas adultos, mas também insetos imaturos, demonstrando que o método de 'drone-netting' é eficaz na captura de organismos que habitam a vegetação, além dos insetos voadores. A eficácia da amostragem foi comparável à coleta manual, mas notavelmente diferente da armadilha Malaise, que principalmente amostra Diptera e Hymenoptera, raramente incluindo insetos imaturos.

Um sistema de identificação de pulgões e parasitoides em imagens digitais foi obtida por Cesaro Júnior (2020). No sistema gerado, as armadilhas são digitalizadas e a partir das imagens geradas é possível contar e identificar automaticamente os insetos capturados. O sistema foi gerado a partir de rede neural, e o seu treinamento. O sistema foi implantado em um aplicativo que levou o nome de InsectCV.

7. Considerações finais

Existem diversas técnicas de amostragem de pragas e inimigos naturais. Logo, este conhecimento se torna indispensável para a escolha da técnica ideal,

considerando diversas variáveis como o inseto a ser avaliado, cultura, custo e nível tecnológico da propriedade. Esta decisão permite a otimização dos custos de amostragem, representatividade da densidade populacional dos insetos e assertividade na decisão de controle e manejo.

Com o avanço da agricultura de precisão, a amostragem da propriedade torna-se mais rápida, entretanto essas tecnologias apresentam alguns desafios como a conectividade do campo, dificuldade de detectar pragas em estádios iniciais das culturas e a identificação de uma praga específica e da dinâmica do seu ciclo. Portanto, mais pesquisas são necessárias para aumentar a eficiência destas técnicas.

8. Referências

Anziliero D. (2022). Agricultura 4.0 na conectividade para aplicação localizada de agrotóxicos: análise econômica.

Arruda L.S. (2019). Colonização e dispersão intra-planta do bicudo-do-algodoeiro em lavouras de algodão.

Azevedo F.R., Gurgel L.S., Santos M.L.L., Silva F.B., Moura M.A.R., Nere D.R. (2012). Efficacy of traps and food

lures for fruit fly capture in a guava orchard. Arquivos do Instituto Biológico, 79, 343-352.

Bastos C.S., Picanço M.C., Silva, T.B.M. (2006). Sistemas de amostragem e tomada de decisão no manejo integrado de pragas do algodoeiro. Revista Brasileira de Oleaginosas e Fibrosas, 10(3).

Benvenga S.R., Bortoli S.A.D., Gravena S., Barbosa J.C. (2010). Monitoramento da broca-pequena-do-fruto para tomada de decisão de controle em tomateiro estaqueado. Horticultura Brasileira, 28, 435-440.

Bueno A.F., Sosa-Gómez D.R., Corrêa-Ferreira B.S., Moscardi F., Freitas Bueno R.C.O. (2012). Inimigos naturais das pragas da soja. Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga. Brasília, Brasil, EMBRAPA, 493-522.

Cesaro Júnior T. (2020). Insectcv: um sistema para detecçao de insetos em imagens digitais.

Costa T.L., Sarmento R.A., Araujo T.A., Pereira P.S., Silva R.S., Lopes M.C., Picanço M.C. (2019). Economic injury levels and sequential sampling plans for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B on open-field melon crops. Crop Protection, 125, 104887.

Enge K.M. (2001). The pitfalls of pitfall traps. Journal of herpetology, 467-478.

Fancelli M., Mesquita A.L.M., Queiroz J.S. (2016). Monitoramento e controle da broca-do-rizoma-da-

bananeira pelo uso de armadilhas atrativas de pseudocaule.

Fancelli M., Milanez J.M., Mesquita A.L.M., Costa A.C.F., Costa J.N.M., Pavarini R., Pavarini G.M.P. (2015). Artrópodes: pragas da bananeira e controle. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, 36(288), 7-18.

Fernandes F.L., Picanço M.C., Silva R.S.D., Silva Í.W.D., Fernandes M.E.D.S., Ribeiro L.H. (2014). Controle massal da broca-do-café com armadilhas de garrafa Pet vermelha em cafeeiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 49, 587-594.

Fernandes F.L., Souza F.F., Picanço M.C., Fernandes M. E.D.S., Campos S.D.O., Assis S.P.D. (2009). Capacidade de captura da broca do café em função das concentrações de cairomônio em armadilha atrativa.

Ferreira J.M.S. (2007). Sistema de captura do *Rhynchophorus palmarum* com armadilha tipo pet.

Fleming D.E., Davis J.A., Musser F.R., Paula-Moraes S.V., Stephenson R.C., Wheeler C.A., Ringpis E.E., Crum T.S., Tran J.K. (2021). Trapping soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) in the southeastern USA and implications for pheromone-based research and management. Florida Entomologist, 104(3), 186-194.

Greenslade P.J.M. (1964). Pitfall trapping as a method for studying populations of Carabidae (Coleoptera). The Journal of Animal Ecology, 301-310.

Grootaert P., Pollet M., Dekoninck W., Van Achterberg C. (2010). Sampling insects: general techniques, strategies and remarks. Eymann J., Degreef J., Häuser J., Monje C., Samyn Y., Vanden Spiegel D. (eds.) Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring. Abc Taxa, Belgium, 337-399.

Higley L.G., Pedigo L.P. (Eds.). (1996). Economic thresholds for integrated pest management (Vol. 9). U of Nebraska Press.

Holtmann L., Juchem M., Brüggeshemke J., Möhlmeyer A., Fartmann T. (2018). Stormwater ponds promote dragonfly (Odonata) species richness and density in urban areas. Ecological Engineering, 118, 1-11.

Karyanto A., Rahmadi C., Franklin E., Susilo F.X., Morais J.W.D. (2010). Collembola, Acari e outros grupos da mesofauna do solo–O método de Berlese. Moreira, F. M. S, Huising, E. J., Bignell, D. E. Manual de biologia dos solos tropicais. Lavras: UFLA, 43-76.

Löcken H., Fischer O.W., Selz J., Boppré M. (2020). 'Drone-Netting'for sampling live insects. Journal of Insect Science, 20(5), 3.

Luff M.L. (1975). Some features influencing the efficiency of pitfall traps. Oecologia, 345-357.

Majer J.D. (1997). The use of pitfall traps for sampling ants–a critique. Memoirs of the Museum of Victoria, 56(2), 323-329.

Martin J.E. (1976). Insects and arachnids of Canada.

McCravy K.W. (2018). A review of sampling and monitoring methods for beneficial arthropods in agroecosystems. Insects, 9(4), 170.

Medlock J., Balenghien T., Alten B., Versteirt V., Schaffner F. (2018). Field sampling methods for mosquitoes, sandflies, biting midges and ticks: VectorNet project 2014-2018. EFSA Supporting Publications, 15(6), 1435E.

Melo L.A.S. (2002). Recomendações para amostragem e extração de microartrópodos de solo.

Mesquita P.R.R., Magalhães-Junior J.T., Cruz M.A., Novais H.O., Santos J.R.J., Carvalho S.L., Rodrigues F.M., Barbosa C.J., Bravo I.S.J., Nascimento A.S. (2018). Sources of protein as food baits for *Anastrepha obliqua* (Diptera: Tephritidae): tests in a wind tunnel and the field. Florida Entomologist, 101(1), 20-24.

Miranda J.E., Silva C.A.D. (2005). Behavioural control of the cotton boll weevil, *Anthonomus grandis* (Coleoptera: Curculionidae), in Northeast Brazil. Boletín de Sanidad Vegetal: Plagas, 31, 509-515.

Montgomery G.A., Belitz M.W., Guralnick R.P., Tingley M.W. (2021). Standards and best practices for monitoring and benchmarking insects. Frontiers in Ecology and Evolution, 8, 513.

Moura J.I.L., Busoli A.C. (2006). Manejo integrado de *Rhynchophorus palmarum* L. no agroecossistema do dendezeiro no Estado da Bahia. Jaboticabal: Funep.

Moura J.I.L., Resende M.L.V., Sgrillo R.B., Nascimento L.A., Romano R. (1990). Different kinds of traps and baits for the control of *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). Agrotrópica, 2(3), 165-169.

Neves M.B., Silva Martins J.F., Grutzmacher A.D., Lima C.A.B., Buttow, G. T. (2011). Sampling depth of soil and roots and *Oryzophagus oryzae* (Costa Lima, 1936) (Coleoptera: Curculionidae) infestation index in rice cultivars/Profundidade da amostragem de solo e de raizes e indice de infestacao de *Oryzophagus oryzae* (Costa Lima, 1936) (Coleoptera: Curculionidae) em cultivares de arroz. Ciência Rural, 41(12), 2039-2045.

Pavarini G.M.P., Demonari C.G., Pavarini R., Souza I.V. (2018). Atração de adultos de *Cosmopolites sordidus* e *Metamasius* sp. (Coleoptera: Curculionidae) por armadilhas associadas a inseticida e proteína hidrolisada. Revista Cultura Agronômica, 27(1), 148-159.

Pedigo L.P., Buntin G.D. (Eds.). (1994). Handbook of sampling methods for arthropods in agriculture (No. 04; SB933. 14, P4.). Boca Raton, FL: CRC press.

Picanço M.C., Galdino T.V.S., Silva R.S., Benevenute J.S., Bacci L., Pereira R.R., Dionizio M.D. (2014). Manejo integrado de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV, p.389-436.

Puzzi D. (1977). Manual de armazenamento de grãos: armazéns e silos (No. 631.56 P994). Editora Agronómica.

Ribeiro P.D.A. (2007). Ecologia do bicudo-do-algodoeiro *Anthonomus grandis* Boheman, 1843 (Coleoptera: Curculionidae) no cerrado do Brasil Central.

Rosado J.F., Sarmento R.A., Pedro-Neto M., Galdino T.V., Marques R.V., Erasmo E.A., Picanço M.C. (2014). Sampling plans for pest mites on physic nut. Experimental and Applied Acarology, 63, 521-534.

Sandler R.V., Falco L.B., Di Ciocco C., De Luca R., Coviella C. E. (2010). Eficiencia del embudo Berlese-Tullgren para extracción de artrópodos edáficos en suelos Argiudoles típicos de la provincia de Buenos Aires. Ciencia del suelo, 28(1), 1-7.

Sharifi F., Hoseinpoor R., Sadri A., Ansari N. (2013). Tests to attract and kill of the fig fruit fly *Drosophila* sp. in Darab as a part of an integrated pest control system. International Journal of Agriscience, 3(1), 25-29.

Steyskal G.C. (1977). History and use of the McPhail trap. Florida Entomologist, 11-16.

Trigunayat M.M. (2016). A manual of practical entomology. Scientific Publishers.

Zarbin P.H., Rodrigues M.A., Lima E.R. (2009). Feromônios de insetos: tecnologia e desafios para uma agricultura competitiva no Brasil. Química Nova, 32, 722-731.

Capítulo 2

Uso da diversidade vegetal em programas de manejo integrado de pragas

Marcelo C. Picanço, Marcelo C. Picanço Filho, Emílio S. Pimentel, Guilherme P. Pancieri, Juliana M. Soares, Eraldo Lima

1. Introdução

As plantas presentes na paisagem onde se conduz os cultivos podem afetar as populações de pragas, de herbívoros não-praga, de polinizadores e inimigos naturais. O manejo da diversidade vegetal nos ambientes de cultivo é importante para a obtenção de altas produtividades de forma sustentável (Baliddawa 1985, Letourneau et al. 2011, Picanço et al. 2014). Nesse capítulo de livro será abordado sobre os efeitos das plantas na entomofauna, preservação e incremento da diversidade vegetal nos cultivos e as limitações de para o uso dessa estratégia de manejo.

2. Preservação e incremento da diversidade vegetal nos cultivos

As principais práticas que podem ser adotadas para o aumento da diversidade vegetal nos ambientes

de cultivo são a preservação da vegetação natural, corredores ecológicos, manutenção de sub-bosque, policultivo, manejo das plantas daninhas, faixas circundantes e quebra-ventos.

A manutenção da vegetação natural é essencial para a preservação da vida na terra. Para isso, é necessário que nas propriedades rurais se preserve as áreas de manutenção dessa vegetação. Para isso, o Código Florestal Brasileiro (Lei nº 12.651) contém legislação sobre a porcentagem da área a ser preservada em função do bioma. Por esse código na Amazônia Legal nas propriedades rurais 80% da floresta tem que ser preservada. Já no bioma Cerrado em pelo menos 35% da área da propriedade rural a vegetação natural tem que ser preservada. Já nas propriedades rurais nos demais locais, em menos 20% da área a vegetação natural tem que ser preservada.

Os corredores ecológicos são importantes práticas de manejo para diminuição da fragmentação de áreas florestais. Eles têm a função de ligar fragmentos de paisagem que originalmente eram conectados (Pereira et al. 2007). Essa estratégia

proporciona a continuidade de fluxo gênico entre os fragmentos, e permite a manutenção da diversidade de espécies nativas. Assim, mantém-se a continuidade dos serviços ecossistêmicos prestados por tais organismos (Haddad et al. 2014, Liang et al. 2018). Os corredores ecológicos fazem parte da legislação ambiental brasileira desde a Lei Federal N° 9.985/2000, onde estão os parâmetros sobre a necessidade e importância de sua manutenção para favorecimento da biodiversidade nativa (Brasil 2000).

A manutenção de sub-bosque nas áreas com florestas plantadas contribui para o aumento da diversidade de plantas e outros organismos nesses ambientes (Pestana et al. 2023). A presença de plantas no sub-bosque pode influenciar positivamente no controle de pragas, como as formigas cortadeiras e pode funcionar como fonte de alimento alternativo para os inimigos naturais (Pereira 2021).

O policultivo é o cultivo de duas ou mais espécies de plantas de forma simultânea na área (Liebman 1997). Esse consórcio de espécies de plantas otimiza o uso de insumos, espaço e mão de obra, aumenta a

cobertura do solo e a retenção de água. Além disso, a diversidade de plantas aumenta tem efeitos positivos na redução das populações de pragas e aumento das populações de polinizadores e inimigos naturais (Oliveira et al. 2015).

A utilização de faixas circundantes consiste no plantio de plantas sobretudo de plantas floríferas na bordadura dos campos de cultivo (Baudry et al. 2000, Seghezzo et al. 2011). O posicionamento destas faixas nas bordaduras dos cultivos evita que estas plantas compitam por luz, água e nutrientes com as plantas cultivadas (Nordlund et al. 1984).

Os quebra-ventos são barreiras formadas pelo plantio de árvores em torno dos cultivos com a finalidade de reduzir a velocidade dos ventos (Costa et al. 2022). O uso de quebra-ventos ajuda na proteção contra a erosão eólica, conservação da umidade do solo, evita danos às plantas cultivadas e provém produtos como a lenha (França & Oliveira 2010). Outro serviço ambiental fornecido pelos quebra-ventos é o aumento da biodiversidade local de insetos devido à maior composição de espécies e à complexidade dos

nichos ecológicos (Costa et al. 2022). Essa característica gera grande efetividade do controle biológico de pragas (Cleugh 1998). Por serem estruturas de conformação linear, os quebra-ventos também podem servir como corredores ecológicos, facilitando o acesso a fragmentos florestais e a consequente conservação do fluxo de fauna e flora (Bennett, 1990).

As plantas daninhas quando manejadas corretamente têm efeitos positivos nos agroecossistemas (Carvalho 2013). Nos programas de manejo integrado das plantas daninhas há integração dos métodos de controle e nele essas plantas são controladas eficientemente para que elas não causem redução na produtividade dos cultivos (Sausen et al. 2020).

3. Efeitos das plantas sobre os componentes da entomofauna nos cultivos

Na Figura 2.1 são mostradas as interações entre as plantas, pragas, herbívoros não praga, polinizadores, inimigos naturais e a produtividade dos cultivos. Nos tópicos desse capítulo de livro serão abordadas sobre cada uma dessas interações.

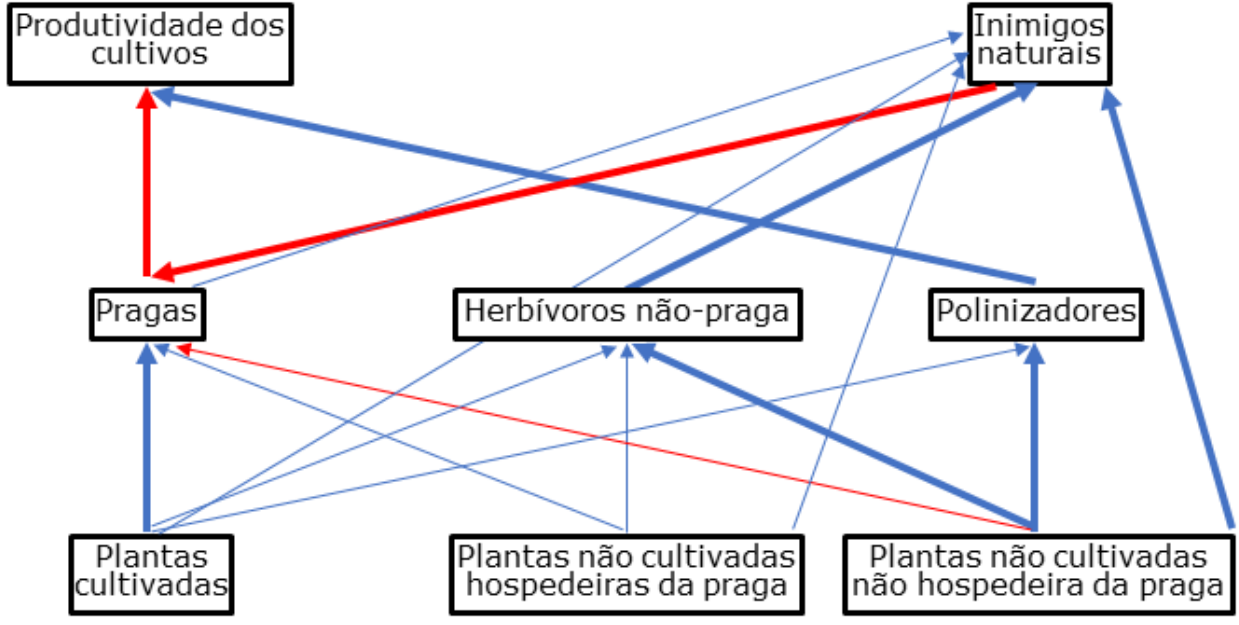

Figura 2.1. Efeitos positivos (setas de cor azul) e negativos (setas de cor vermelha) entre plantas, pragas, herbívoros não praga, polinizadores, inimigos naturais e a produtividade dos cultivos. A espessura de cada linha é proporcional a este efeito.

4. Efeitos da diversidade vegetal sobre as populações de pragas

A diversidade vegetal pode afetar as pragas diretamente ou indiretamente. De forma direta ela pode afetar a localização das plantas hospedeiras, a colonização e desenvolvimento das pragas nos cultivos. Já de forma indireta a diversidade vegetal pode afetar as populações de pragas via ação dos inimigos naturais (literaturas). A ação dos inimigos naturais é apresentada em outra parte do capítulo deste livro. Já na Figura 2.2 os eventos, comportamento e pistas usadas pelos insetos para a localização de suas plantas hospedeiras.

No processo de localização da planta hospedeira pelos insetos ocorrem as etapas de dispersão, procura, avaliação por contato e aceitação. Na etapa de dispersão o inseto se movimenta de forma aleatória para outro local. Na etapa de procura ele realiza movimentação orientada usando pistas visuais e olfativas. As principais pistas visuais usadas são os comprimentos de onda emitidos pelas plantas. Já os estímulos olfativos são substâncias voláteis emitidas pelas plantas. A seguir ocorre o contato do inseto com a planta (Figura 2.2).

Figura 2.2. Eventos, comportamento e estímulos envolvidos na localização da planta hospedeira pelos insetos. Fonte: Schoonhoven et al. (2005) modificado.

Quando o inseto entra em contato com a planta, ele faz a avaliação desta por contato usando suas antenas, ações táteis, mordida ou picada de prova. Nesta etapa são usadas pistas olfativas, gustativas e sensoriais. A última etapa desse processo é a aceitação da planta pelo inseto. Nela o inseto realiza alimentação continuada e/ou oviposição. Nesta etapa o inseto usa pistas olfativas, gustativas e sensoriais (Figura 2.2).

A diversidade vegetal dos ambientes de cultivo atua de forma diretamente na etapa de procura do inseto por sua planta hospedeira. Ela faz com que seja alterado o espectro de ondas refletido e os odores emitidos pelo cultivo. Assim, o inseto herbívoro tem dificuldades em localizar sua planta hospedeira. Isso faz com que a colonização das áreas de cultivo pelos insetos praga ocorra mais tardiamente nas paisagens com maior diversidade vegetal do que nos monocultivos. Isso contribui para se observar menores populações de pragas nos cultivos em áreas com maior diversidade vegetal (Eigenbrode et al. 2016).

5. Efeitos da diversidade vegetal sobre as populações de inimigos naturais

As plantas presentes no ambiente de cultivo podem afetar as populações de inimigos naturais de forma direta e indireta. Os efeitos diretos são devido a elas fornecerem abrigo e alimento alternativo para os inimigos naturais. As plantas podem ser o local de abrigo e possuem alimento alternativo para predadores e parasitoides. O pólen e néctar são alimentos para os inimigos naturais. O néctar está presente nas flores e em nectários extraflorais e ele é fonte de energia para moscas e vespas predadoras e parasitoides. Já o pólen é rico em proteínas e vitaminas que são essenciais para os insetos (Russell 1989, Zhu et al. 2023).

Grande parte das espécies de insetos passam a maior parte de seu ciclo de vida nas plantas. Predadores e parasitoides como algumas espécies de Hymenoptera das famílias Vespidae e Formicidae constroem ninhos em árvores (John et al. 2015, Richards 1971). Assim, a presença de árvores é importante na manutenção das populações desses inimigos naturais (Picanço et al. 2010, Picanço et al. 2011, Santana Jr et al. 2012).

Os das plantas sobre os inimigos naturais estão relacionados às populações de herbívoros não praga, ao microclima e à formação de poeira no cultivo. Na paisagem onde se realiza os cultivos muitas das espécies de artrópodes herbívoros não são pragas e, portanto, não causam danos aos cultivos. Essas espécies de artrópodes são fonte de alimento para predadores e parasitoides (Norris & Kogan 2000, Picanço et al. 2014, Soloneski & Larramendy 2013). As plantas têm efeito sobre o microclima dos ambientes contribuindo para menor variação da temperatura e maior conservação da umidade. Fatores esses, que favorecem as populações de inimigos naturais (Bernaschini et al. 2020). A formação de poeira nos cultivos tem efeito desfavorável para predadores de pequeno tamanho como os ácaros. A presença de vegetação reduz a formação de poeira e é benéfica aos inimigos naturais (Brust & Gotoh 2018).

A maior diversidade de plantas no ambiente de cultivo possibilita o aumento da heterogeneidade de ciclos vegetais. Assim, ao longo do tempo haverá no

ambiente de cultivo plantas em diferentes estágios o que é favorável às populações de inimigos naturais. A maior diversidade de vegetal possibilita um aumento da diversidade de insetos herbívoros, sobretudo de artrópodes não-praga que são fonte de alimento para os inimigos naturais (Norris & Kogan 2000, Picanço et al. 2014, Soloneski & Larramendy 2013). A presença no ambiente de cultivo de plantas com diferentes arquiteturas possibilita maior cobertura vegetal e com efeito sobre o microclima. Nesse ambiente, há menor variação da temperatura e conservação da umidade o que é favorável às populações de inimigos naturais (Bernaschini et al. 2020).

6. Efeitos da diversidade vegetal sobre as populações de polinizadores

Os polinizadores são importantes na preservação da vida na terra. Cerca de 90% das espécies de plantas que ocorrem em vegetações naturais dependem em algum nível dos serviços de polinização prestados pelos polinizadores (FAO 2022, Imperatriz-Fonseca et al. 2012). Os polinizadores têm muita importância para a

agricultura, já que, 87 das 115 culturas alimentares do mundo dependem em algum nível dos organismos polinizadores. Sem a atuação dos polinizadores a produção mundial de alimentos será reduzida de 5 a 8% o que resultaria num prejuízo anual de 235-577 bilhões de dólares (FAO 2022).

Existe grande diversidade de organismos polinizadores e entre estes estão os mamíferos, aves e insetos. Entre os mamíferos, os morcegos antófilos das famílias Phyllostomidae e Pteropodidae são os polinizadores mais efetivos. Eles realizam polinização ao alimentarem durante o voo ou ao segurarem as flores (Rech et al. 2014, Reis et al. 2007). As aves são os principais vertebrados polinizadores. As aves polinizadoras são pequenas, com bicos afilados e língua alongada o que possibilita que elas sejam nectívoras. Os beija-flores (Trochilidae) são as aves mais especializadas na visita, alimentação e polinização de flores. Eles são as únicas aves que realizam a visitação em flores por voo pairado. Existem outras famílias de aves passeriformes polinizadoras como os Thraupidae e

Icteridae. Essas aves pousam sobre as flores ou galhos para alimentar (Rech et al. 2014, Santos et al. 2023).

Os insetos são organismos mais importantes na polinização das plantas. Os Coleoptera, Lepidoptera, Diptera e Hymenoptera são as principais ordens de insetos polinizadores. Entre os Coleoptera espécies das famílias Chrysomelidae, Curculionidae e Nitidulidae realização polinização. Por exemplo, besouros dos gêneros *Elaeidobius* (Curculionidae) e *Mystrops* (Nitidulidae) são os principais polinizadores das plantas de dendê (Meléndez & Ponce 2016). Entre os Lepidoptera as borboletas das famílias Pieridae e Hesperiidae são importantes polinizadores. Ao se alimentarem do néctar das flores, a espirotromba toca nos depósitos de pólen e ao visitar a flor vizinha acaba por ocorrer a polinização (Lenzi et al. 2005). As moscas (Diptera) são polinizadores frequentes em culturas comerciais e na flora nativa. O cacaueiro e a mangueira são polinizados por Diptera (Sousa et al. 2010).

Os Hymenoptera são os principais polinizadores, sobretudo as abelhas formigas e vespas. As formigas e vespas são polinizadores ocasionais de muitas espécies

de plantas. As abelhas, principalmente dos gêneros *Apis*, *Bombus*, *Megachile*, *Osmia* e *Xylocopa* possuem comportamentos para a coleta de pólen, que é a principal fonte proteica das colônias, e de néctar, a fonte calórica das colônias (Barbosa et al. 2017, Souza et al. 2007).

As plantas alógamas são aquelas que realizam cruzamentos aleatórios intraespecíficos. Essas plantas possuem mecanismos fisiológicos, estruturais, genéticos, espaço-temporais que evitam a autofecundação. Os polinizadores apresentam uma grande importância para a conclusão da reprodução dessas plantas. (Borém et al. 2021). Para se obter altas produtividades em algumas culturas de plantas alógamas é necessário a introdução de polinizadores, sendo a abelha *Apis mellifera* a mais usada. Entre essas culturas está a de maçã e melão, que são usuárias da apicultura migratória (Bomfim et al. 2017). Já o maracujazeiro é polinizado por abelhas solitárias: as mamangavas. Essas abelhas pertencem ao gênero *Bombus* (Freitas & Imperatriz-Fonseca 2005).

As plantas autógamas são aquelas com taxa de autofecundação maior que 95%. Isso acontece por elas por possuírem estruturas anatômicas ou temporais que lhes garantem a autofecundação (Borém et al. 2021). Entretanto, mesmo em espécies de plantas autógamas muitas vezes a atuação dos polinizadores pode aumentar a taxa de fixação de flores e frutos, o número de sementes e frutos, o tamanho e peso dos frutos. Isso acontece devido a vibração das flores pelos insetos polinizadores aumentarem as taxas de autofecundação. Isso acontece em café arábica que é uma planta autógama, onde foi observado que a produção de grãos diminuiu 55,25% quando não houve a polinização por insetos (Freitas & Imperatriz-Fonseca 2005, Peruzzolo et al. 2019).

Os insetos polinizadores se alimentam de néctar e/ou pólen e parte destas espécies como as abelhas, vivem exclusivamente destes alimentos (Parani et al. 1993). Os cultivos muitas vezes possuem extensão superior à capacidade de voo dos polinizadores. Além disso, o período de floração de algumas espécies de plantas cultivadas é curto. Isso por exemplo acontece em cultivos

de café que florescem entre agosto e outubro e passam os outros nove meses do ano sem estruturas florais (Silva et al. 2022, Soares et al. 2005).

Assim, para sobrevivências dos polinizadores é necessário a manutenção de vegetação com floração ao longo do ano. O manejo das plantas daninhas, as faixas circundantes, a vegetação natural, os corredores de vegetação, as ilhas de vegetação fazem com que haja flores disponíveis para os polinizadores (Kjøhl et al. 2011). Além disso, os polinizadores necessitam de cuidado com seus locais de nidificação. Espécies de abelhas como *Xylocopa* spp. e *Bombus* spp. necessitam de material lenhoso com orifício para se estabelecerem. Também existem polinizadores que necessitam de solos com textura e composição química adequadas para se perpetuarem (Kjøhl et al. 2011). Portanto o aumento da diversidade de espécies vegetais colabora para a preservação das populações de polinizadores no ambiente de cultivo.

7. Plantas como fontes de métodos de controle de pragas

Além da diversidade vegetal aumentar as populações de inimigos naturais, polinizadores e reduzir as populações de pragas nas lavouras estas plantas também podem ser utilizadas no controle das pragas como fontes para produção de inseticidas botânicos. Os inseticidas botânicos são extratos vegetais ou óleos essenciais que possuem substâncias com ação inseticida. Esses produtos são biodegradáveis e, portanto, não são persistentes no ambiente (Ahmed et al. 2021, Campos et al. 2019, Moreira et al. 2007).

Os inseticidas botânicos geralmente têm mecanismos de ação diferentes dos inseticidas organossintéticos. Devido a essa característica eles podem ser utilizados no controle de populações de pragas que apresentam resistência aos inseticidas organossintéticos (Ahmed et al. 2021, Campos et al. 2019). Outro ponto positivo desses produtos é o fato de que muitos deles apresentam seletividade em favor de espécies de inimigos naturais e de insetos polinizadores e assim têm baixo impacto sobre estes organismos benéficos (Ahmed et al. 2021, Campos et al. 2019, Moreira et al. 2007). Na Tabela 2.1 estão listadas plantas cultivadas, daninhas e presentes em biomas brasileiros e que apresentam ação inseticida sobre insetos praga.

Tabela 2.1. Plantas cultivadas, daninhas e de biomas brasileiros que apresentam ação inseticida sobre insetos praga.

Família	Planta	Pragas controladas	Referências
Arecaceae	*Orbignya phalerata*	Lagarta do cartucho	Santos et al. 2016
Asteraceae	*Acmella oleracea*	Traça do tomateiro	Moreno et al. 2012
Asteraceae	*Acmella oleracea*	Pulgões	Gouvêa et al. 2019
Asteraceae	*Ageratum conyzoides*	Formigas cortadeiras	Araújo et al. 2008
Asteraceae	*Ageratum conyzoides*	Broca das cucurbitáceas	Moreira et al. 2007
Asteraceae	*Tithonia diversifolia*	Traça dos cereais	Fouad et al. 2014
Fabaceae	*Dimorphandra mollis*	Traça dos cereais	Fouad et al. 2014
Lamiaceae	*Pogostemon cablin*	Broca do café	Santos et al. 2022
Lamiaceae	*Pogostemon cablin*	Traça do tomateiro	Costa et al. 2023
Meliaceae	*Carapa guianensis*	Lagarta do cartucho	Santos et al. 2016
Myrtaceae	*Eugenia sulcataon*	Percevejo manchador	Gonzalez et al. 2014
Rubiaceae	*Psychotria prunifolia*	Traça dos cereais	Fouad et al. 2014
Rutaceae	*Metrodorea flavida*	Pulgões	Sanches et al. 2021
Verbenacea	*Lippia gracilis*	Mosca minadora	Oliveira et al. 2020
Verbenacea	*Lippia schaueriana*	Mosca minadora	Oliveira et al. 2020
Winteraceae	*Drimys brasiliensis*	Pulgões	Anese et al. 2018

8. Limitações para o uso da diversidade vegetal nos cultivos

Apesar das inúmeras vantagens técnico-científicas e ambientais do uso da diversidade vegetal nos programas de manejo integrado existem limitações a serem consideradas no seu uso. Essas limitações são de ordem logística e econômica (Mamine & Farès 2020, Picanço et al. 2004). As principais formas para o incremento da diversidade vegetal nos cultivos são pela preservação da vegetação natural, manejo das plantas daninhas, uso de faixas circundantes e policultivo (Henri et al. 2015, Himmelstein et al. 2017, Norris & Kogan 2000, Picanço et al. 2004).

A manutenção da vegetação natural como as matas, cerrado, caatinga, pantanal, mangues, campos de várzea e pampas é essencial para a preservação da vida no planeta terra (Gatti et al. 2021, Henri et al. 2015). No mundo é crescente a demanda por alimentos pela população humana. Muitas pessoas por desconhecimento acham que a produção de alimento e a preservação do ambiente seja incompatível, o que

não é verdade! Assim, para a realização de controle eficiente e sustentável das pragas nos cultivos é essencial a preservação da vegetação natural (Gordon et al. 2016, Norton et al. 2021).

Com relação à manutenção de plantas daninhas no ambiente de cultivo temos que considerar se a planta cultivada é perene ou se ela é uma planta anual. Para as plantas perenes como café, fruteiras e plantações florestais é possível em determinadas épocas do ano a manutenção de plantas entre as fileiras das plantas cultivadas. Nessa situação, a presença de plantas daninhas floríferas contribui para o aumento das populações de inimigos naturais e redução das densidades das pragas. Já em cultivos anuais só é possível manter plantas daninhas ao derredor da área de cultivo (Norris & Kogan 2000, Picanço et al. 2014).

O uso de faixas circundantes com plantas floríferas nas bordaduras dos talhões de cultivo tem efeito na redução das populações e dos danos das pragas às plantas cultivadas (Paula et al. 2004, Picanço et al. 2004). Já o policultivo consiste na associação de

duas ou mais plantas na mesma área (Himmelstein et al. 2017). O uso dessas práticas é compatível com os cultivos realizados em áreas de menor tamanho. Entretanto, devido as dificuldades de execução das práticas durante os cultivos e sobretudo a realização de colheita é difícil a adoção dessas práticas em cultivos realizados em grandes áreas (Himmelstein et al. 2017, Paula et al. 2004, Picanço et al. 2004).

9. Considerações finais

A preservação do ambiente é essencial para a manutenção da vida em nosso planeta. Por outro lado, os insetos e ácaros praga causam grandes prejuízos nos cultivos. Assim, é importante o controle eficiente das pragas de forma sustentável. Nesse contexto, o aumento da diversidade vegetal contribui para que esses dois objetivos sejam alcançados. Assim, é importante a realização de atividades de pesquisa, ensino e extensão com esses objetivos. Também é fundamental o financiamento dessas atividades por órgãos públicos e privados como a conscientização das pessoas sobre esse assunto.

10. Referências

Ahmed N., Alam M., Saeed M., Ullah H., Iqbal T., Al-Mutairi K.A., Shahjeer K., Ullah R., Ahmed S., Ahmed N.A.A.H., Khater H.F., Salman M. (2021). Botanical insecticides are a non-toxic alternative to conventional pesticides in the control of insects and pests. In: El-Shafie H.A.F. (Ed.). Global decline of insects. London: IntechOpen. p.1-19.

Anese S., Gambarra W.P.T., Grisi P.U., Gualtieri S.C.J. (2018). Insecticidal action of *Drimys brasiliensis* Miers on black citrus aphid. Revista Ciência Agronômica 49, 484-490.

Araújo M.S., Della Lucia T.M.C., Moreira M.D., Picanço, M.C. (2008). Toxicidade de extratos hexânicos de plantas às operárias de *Atta laevigata* e *Acromyrmex subterraneus* (Formicidae: Attini). Revista Brasileira de Agrociencia 14(3), 489-496.

Baliddawa C.W. (1985). Plant species diversity and crop pest control: an analytical review. International Journal of Tropical Insect Science 6(4), 479-487.

Barbosa D.B., Crupinski E.F., Silveira R.N., Limberger D.C.H. (2017). As abelhas e seu serviço ecossistêmico de polinização. Revista Eletrônica Científica da UERGS 3(4), 694-703.

Baudry J., Bunce R.G.H., Burel F. (2000). Hedgerows: an international perspective on their origin, function and management. Journal of Environmental Management 60, 7-22.

Bennett A.F. (1990). Habitat corridors: their role in wildlife management and conservation. Victoria: Department of Conservation and Environment. 37p.

Bernaschini M.L., Valladares G., Salvo A. (2020). Edge effects on insect–plant food webs: assessing the influence of geographical orientation and microclimatic conditions. Ecological Entomology, 45(4), 806-820.

Bomfim I.G.A., Oliveira M.O., Freitas B.M. (2017). Introdução à apicultura. Fortaleza: FUNECE. 83p.

Borém A., Miranda G.V., Fritsche-Neto R. (2021). Melhoramento de plantas. 8ed. São Paulo: Oficina de Textos. 384p.

Brasil (2000). Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000. Disponível em https://www2.camara.leg.br/legin/fed/lei/2000/lei-9985-18-julho-2000-359708-normaatualizada-pl.pdf. Acesso em 24/04/2024.

Brust G.E., Gotoh T. (2018). Mites: biology, ecology, and management. In: Wakil W., Brust G.E., Perring T.M. Sustainable management of arthropod pests of tomato. Cambridge: Academic Press. p.111-130.

Campos E.V., Proença P.L., Oliveira J.L., Bakshi M., Abhilash P.C., Fraceto L.F. (2019). Use of botanical insecticides for sustainable agriculture: Future perspectives. Ecological Indicators 105, 483-495.

Carvalho L.B. (2013). Plantas daninhas. Lages: Editado pelo autor. 82p.

Cleugh H.A. (1998). Effects of windbreaks on airflow, microclimates and crop yields. Agroforestry Systems 41, 55-84.

Costa A.N., Santana C.J.O., Costa A.F.S., Carvalho P.L.P.T., Padovan M.P., Rocha L.P. (2022). Origem e aplicação de quebra-ventos. In: Costa A.N. Cinturão verde: sustentabilidade e contribuição no setor de produção de aço. Ponta Grossa: Atena. p.1-19.

Costa T.L., Santos, R.C., Santos A.A., Pimentel, E.S., Lima E., Batista C.V., Bacci L., Freitas D.R., Picanço, M.C. (2023). Lethal and Sublethal Effects of an Essential oil-based emulsion of patchouli, *Pogostemon cablin* (Lamiaceae), on the tomato leafminer. Agriculture, 13(8), 1540.

Eigenbro de S.D., Birch A.N.E., Lindzey S., Meadow R., Snyder W.E. (2016). A mechanistic framework to improve understanding and applications of push-pull systems in pest management. Journal of Applied Ecology 53(1), 202-212.

FAO - Food and Agriculture Organization (2022). Protecting pollinators from pesticides - Urgent need for action. Rome: FAO. 13p.

Fouad H.A., Faroni L.R.D., Tavares, W.S., Ribeiro R.C., Freitas, S.S., Zanuncio J.C. (2014). Botanical extracts of plants from the Brazilian Cerrado for the integrated management of *Sitotroga cerealella* (Lepidoptera: Gelechiidae) in stored grain. Journal of Stored Products Research 57, 6-11.

França F.M.C., Oliveira J.B. (2010). Quebra-ventos na propriedade agrícola. Fortaleza: Secretaria de Recursos Hídricos. 21p.

Freitas B.M., Imperatriz-Fonseca V.L. (2005). A importância econômica da polinização. Mensagem Doce 80, 44-46.

Gatti L.V., Basso L.S., Miller J.B., Gloor M., Domingues L.G., Cassol H.L.G., Tejada G., Aragão L.E.O.C., Nobre C., Peters W., Marani L., Arai E., Sanches A.H., Corrêa S.M., Anderson L., Von Randow C., Correia C.S.C., Crispim S.P., Neves R.A.L. (2021). Amazonia as a carbon source linked to deforestation and climate change. Nature 595, 388–393.

Gonzalez M.S., Lima B.G., Oliveira A.F., Nunes, D. D., Fernandes, C. P., Santos, M. G., Tietbohl L.A.C., Mello C.B., Rocha L., Feder D. (2014). Effects of essential oil from leaves of *Eugenia sulcata* on the development of agricultural pest insects. Revista Brasileira de Farmacognosia, 24, 413-418.

Gordon I.J., Prins H.H.T., Squire G.R. (2016). Food production and nature conservation: Conflicts and solutions. London: Routledge. 356p.

Gouvêa S.M., Carvalho G.A., Fidelis E.G., Ribeiro A.V., Farias E.S., Picanço M.C. (2019). Effects of paracress (*Acmella oleracea*) extracts on the aphids *Myzus persicae* and *Lipaphis erysimi* and two natural enemies. Industrial Crops and Products 128, 399-404.

Haddad N.M., Brudvig L.A., Damschen E.I., Evans D.M., Johnson B.L., Levey D.J., Orrock J.L., Resasco

J., Sullivan L.L., Tewksbury J.J., Wagner S.A., Weldon A.J. (2014). Potential negative ecological effects of corridors. Conservation Biology 28(5), 1178-1187.

Henri D.C., Jones O., Tsiattalos A., Thébault E., Seymour C.L., van Veen F.F. (2015). Natural vegetation benefits synergistic control of the three main insect and pathogen pests of a fruit crop in southern Africa. Journal of Applied Ecology, 52(4), 1092-1101.

Himmelstein J., Ares A., Gallagher D., Myers J. (2017). A meta-analysis of intercropping in Africa: impacts on crop yield, farmer income, and integrated pest management effects. International Journal of Agricultural Sustainability, 15(1), 1-10.

Imperatriz-Fonseca V.L., Canhos D.A.L., Alves D.A., Saraiva A.M. (2012). Polinizadores no Brasil: Contribuição e perspectivas para a biodiversidade, uso sustentável, conservação e serviços ambientais. São Paulo: EDUSP. 488p.

John P., Rabeesh T.P., Karmaly K.A. (2015). Ants (Hymenoptera: Formicidae) nest and habitat. International Journal of Innovation Science, Engineering and Technology 2(4), 1187-1194.

Kjøhl M., Nielsen A., Stenseth N.C. (2011). Potential effects of climate change on crop pollination. Rome\; FAO. 37p.

Lenzi M., Orth A.I., Guerra T.M. (2005). Ecologia da polinização de *Momordica charantia* L. (Cucurbitaceae), em Florianópolis, SC, Brasil. Brazilian Journal of Botany 28, 505-513.

Letourneau D.K., Armbrecht I., Rivera B.S., Lerma J.M., Carmona E.J., Daza M.C., Escobar S., Galindo V., Gutiérrez C., López S.D., Mejía J.L., Rangel A.M.A, Rangel J.H., Rivera L., Saavedra C.A., Torres A.M., Trujillo A.R. (2011). Does plant diversity benefit agroecosystems? A synthetic review. Ecological Applications, 21(1), 9-21.

Liang J., He X., Zeng G., Zhong M., Gao X., Li X., Xiaodong Li X.,Wu H., Feng C., Xing W., Fang Y., Mo D. (2018). Integrating priority areas and ecological corridors into national network for conservation planning in China. Science of the Total Environment 626, 22-29.

Liebman M. (1997). Sistemas de policultivos. In: Altieri M.A. (Ed.). Agroecología: Bases científicas para una agricultura sustentable. Habana Clades. p.133-141.

Mamine, F. Farès M.H. (2020). Barriers and levers to developing wheat–pea intercropping in Europe: A review. Sustainability, 12(17), 6962.

Meléndez M.R., Ponce W.P. (2016). Pollination in the oil palms *Elaeis guineensis*, *E. oleifera* and their hybrids (OxG), in tropical America. Pesquisa Agropecuária Tropical 46, 102-110.

Moreira M.D., Picanço M.C., Martins J.C., Campos, M.R., Chediak M.(2007). Uso de inseticidas botânicos no controle de pragas. In: Zambolim L., Lopes C.A., Picanço M.C., Costa H. (Org.). Manejo integrado de doenças e pragas: Hortaliças. Viçosa: UFV. p.577-606.

Moreno S.C., Carvalho G.A., Picanço M.C., Morais E.G., Pereira R.M. (2012). Bioactivity of compounds from *Acmella oleracea* against *Tuta absoluta* (Meyrick)(Lepidoptera: Gelechiidae) and selectivity to two non-target species. Pest Management Science 68(3), 386-393.

Nordlund D.A., Chalfant R.B., Lewis W.J. (1984). Arthropod populations, yield and damage in monocultures and polycultures of corn, beans and tomatoes. Agriculture, Ecosystems & Environment 11(4), 353-367.

Norris R.F., Kogan M.(2000). Interactions between weeds, arthropod pests, and their natural enemies in managed ecosystems. Weed Science, 48(1), 94-158.

Norton G.W., Alwang J., Masters W.A. (2021). Economics of agricultural development: world food systems and resource use. London: Routledge. 474p.

Oliveira A.C., Costa-Lima T.C., Souza A.V.V., Gonçalves-Gervásio R.C.R. (2020). Essential oils activity from plants of the Brazilian Caatinga on the vegetable leafminer. Pesquisa Agropecuária Tropical, 50, e58313.

Oliveira M.R., Silva E.S., Santos K.A.S., Feiden A., Borsato A.V. (2015). Policultivo como prática de transição agroecológica no Assentamento 72, Ladario-MS. Cadernos de Agroecologia 10(3), 1-5.

Parani J.R., Cortopassi-Laurino M. (1993). Flores e abelhas em São Paulo. São Paulo: Edusp. 192p.

Paula S.V., Picanço M.C., Oliveira I.R, Gusmão M.R. (2004). Controle de broqueadores de frutos de

tomateiro com uso de faixas de culturas circundantes. Bioscience Journal 20(1), 33-39.

Pereira J.R. (2021). Métodos de controle de formigas cortadeiras em sistemas orgânicos de produção: uma revisão. Revista Ambientale, 13(4), 10-24.

Pereira M.Â.S., Neves N.A.G.S. Figueiredo D.F.C. (2007). Considerações sobre a fragmentação territorial e as redes de corredores ecológicos. Geografia 16(2), 5-24.

Peruzzolo M.C., Cruz B.C.F., Ronqui L. (2019). Polinização e produtividade do café no Brasil. Pubvet 13(4), a317.

Pestana L.F.A., Martello F., Fonseca R.C.B. (2023). Richness and composition of terrestrial mammals vary in eucalyptus plantations due to stand age. Austral Ecology, 48(4), 743-760.

Picanço M.C., Bacci L., Queiroz R.B., Silva G.A., Miranda M.M.M., Leite G.L.D., Suinaga F.A. (2011). Social wasp predators of Tuta absoluta. Sociobiology 58(3), 621-633.

Picanço M.C., Paula S.V., Morais Jr A.R., Oliveira I.R., Semeão A.A., Rosado J.F.(2004). Impactos financeiros da adoção de manejo integrado de pragas na cultura do tomateiro. Acta Scientiarum. Agronomy 26(2), 245-252.

Picanço M.C.; Morais E.G.F., Silva G.A., Barros R., Sousa Jr. R.C., Chediak M., Moreira M.D. (2014). Controle químico de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros

Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV. p.355-370.

Rech A.R., Agostini K., Oliveira P.E., Machado I.C. (2014). Biologia da polinização. Rio de Janeiro: Projeto Cultural. 527p.

Reis N.R., Peracchi A.L., Pedro W.A., Lima I.P. (2007). Morcegos do Brasil. Londrina: Universidade Estadual de Londrina. 253p.

Richards O.W. (1971). The biology of the social wasps (Hymenoptera, Vespidae). Biological Reviews 46(4), 483-528.

Russell E.P. (1989). Enemies hypothesis: a review of the effect of vegetational diversity on predatory insects and parasitoids. Environmental Entomology 18(4), 590-599.

Sanches L.A., Oliveira, S.B., Sasaya M.K., Garlet J. (2021). Extracts of native forest species of the southern amazon in the control of *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphididae). Bioscience Journal 37, 1981-3163.

Santana Jr P.A., Gonring A.H.R., Picanço M.C., Ramos R.S., Martins J.C., Ferreira D.O. (2012). Natural biological control of *Diaphania* spp.(Lepidoptera: Crambidae) by social wasps. Sociobiology, 59(2), 561-571.

Santos A.A., Farder-Gomes C.F., Ribeiro A.V., Costa T.L., França J.C.O., Bacci L., Demuner A.J., Serrão J.E., Picanço M.C. (2022). Lethal and sublethal effects of an emulsion based on *Pogostemon cablin* (Lamiaceae) essential oil on the coffee berry borer,

Hypothenemus hampei. Environmental Science and Pollution Research, 29(30), 45763-45773.

Santos A.C.V., Fernandes C.C., Lopes L.M., Sousa A.H. (2016). Inseticidal oils from amazon plants in control of fall armyworm. Revista Caatinga, 29(3), 642-647.

Santos T.F., Santos S.S., Gomes I.S.A., Siqueira A.J.S., Santos M.F., Oliveira A.B.S., Gomes M.J.P., Silva M.F.N. (2023). Interações entre aves e plantas: um estudo bibliométrico sobre a contribuição das aves como polinizadoras e dispersoras da flora. Contribuciones a Las Ciencias Sociales, 16(10), 24745-24759.

Sausen D., Marques L.P., Silva, E.S., Candido D. (2020). Biotecnologia aplicada ao manejo de plantas daninhas. Brazilian Journal of Development 6(5), 23150-23169.

Schoonhoven L.M., Van Loon J.J., Dicke M. (2005). Insect-plant biology. Oxford: Oxford University. 440p.

Seghezzo L., Volante J.N., Paruelo J.M., Somma D.J., Buliubasich E.C., Rodríguez H.E., Gagnon S., Hufty M. (2011). Native forests and agriculture in Salta (Argentina) conflicting visions of development. Journal of Environment & Development, 20(3), 251-277.

Silva F., Borém A., Sediyama T., Câmara G. (2022). Soja: do plantio à colheita. 2ed. São Paulo: Oficina de Textos. 312p.

Soares A.R., Mantovani E.C., Rena A.B., Soares A.A. (2005). Irrigação e fisiologia da floração em cafeeiros

adultos na região da zona da mata de Minas Gerais. Acta Scientiarum. Biological Sciences 27(1), 117-125.

Soloneski S., Larramendy M. (2012). Integrated pest management and pest control: Current and future tactics. Rijeka: InTech. 668p.

Sousa J.H., Pigozzo C.M., Viana B.F. (2010). Polinização de manga (*Mangifera indica* L. Anacardiaceae) variedade Tommy Atkins, no Vale do São Francisco, Bahia. Oecologia Australis, 14(1), 165-173.

Souza D.L., Evangelista-Rodrigues A., Pinto M.C. D.S. (2007). As abelhas como agentes polinizadores. Revista Electrónica de Veterinária 8(3), 1-7.

Zhu P., Liang R., Qin Y., Xu H., Zou Y., Johnson A.C., Zhang F., Gurr G.M., Lu Z. (2023). Extrafloras and floral nectar promote biocontrol services provided by parasitoid wasps to rice crops. Entomologia Generalis, 43(5), 971-979.

Capítulo 3

Seletividade de inseticidas em programas de manejo integrado de pragas

Daiane G. Carmo, Rodrigo C. Silva, Josiéle B. Rodrigues, Felipe S.Q. Barbosa, Marcelo C. Picanço

1. Introdução

Os inseticidas são os principais produtos utilizados no controle de insetos pragas devido a facilidade de uso, eficiência e baixo custo (Matthews 2008, Tomenson & Matthews 2009). No entanto, estes produtos podem causar efeitos negativos sobre organismos não-alvo como inimigos naturais e polinizadores (Overton et al. 2021, Pereira et al. 2014).

Uma das estratégias utilizadas no manejo integrado de pragas é a aplicação de inseticidas seletivos (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023, Pereira et al. 2014). A seletividade de inseticidas é obtida devido às diferenças fisiológicas e ecológicas entre os organismos não-alvos e pragas. Ela pode ser classificada em seletividade fisiológica e ecológica. A seletividade fisiológica refere-se à utilização de

inseticidas mais tóxicos para a praga do que aos inimigos naturais e polinizadores. Já a seletividade ecológica consiste na utilização de estratégias para o controle de pragas localizadas no tempo e/ou no espaço, visando minimizar a exposição de organismos não-alvo (Hardin et al. 1995, Ripper et al. 1956).

A utilização de produtos fitossanitários seletivos possibilita o controle eficiente de pragas e a redução dos impactos dos pesticidas sobre as populações de organismos não-alvos (Pereira et al. 2014). A manutenção da comunidade de artrópodes benéficos na área, promove o controle biológico natural das pragas, reduzindo a necessidade de aplicações de inseticidas e mantendo o equilíbrio ecológico no agroecossistema (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023, Pereira et al. 2014).

Estudos dos efeitos letais e subletais permite entender como os inseticidas podem afetar as populações de organismos não alvo (Desneux et al. 2007, França et al. 2017, Suma et al. 2009). A determinação da toxicidade aguda de pesticidas para artrópodes benéficos tem se baseado na determinação

de uma dose ou concentração letal aguda mediana. Entretanto, além da mortalidade direta causada por estes produtos, os seus efeitos subletais na fisiologia e no comportamento dos artrópodes devem ser considerados para uma análise completa do seu impacto (Beloti et al. 2015, Desneux et al. 2007). Os efeitos subletais avaliados são parâmetros que afetam a população de organismos não-alvos, como por exemplo a longevidade, número e viabilidade de ovos colocados por fêmeas e taxa de alimentação. Esses fatores podem afetar o desempenho de inimigos naturais no controle de pragas (Beloti et al. 2015, Desneux et al. 2007).

2. Impacto de inseticidas sobre as populações de inimigos naturais

A seletividade de inseticidas é devido a diferenças fisiológicas entre inseto praga e organismo não-alvo. Essas diferenças podem ser resultado de diferentes taxas de absorção ou penetração, distinção no transporte da molécula no corpo do artrópode, ou

nos processos de ativação e degradação de compostos químicos (Carvalho et al. 2019).

O impacto negativo dos inseticidas sobre inimigos naturais pode ocorrer de forma direta quando os inseticidas têm uma ação tóxica em contato com os organismos não-alvo, levando à sua morte. O impacto indireto ocorre devido à morte das presas e hospedeiros dos inimigos naturais causada pelos inseticidas o que pode levar a redução da sua população (Bueno et al. 2017). A falta de alimento devido à ação dos inseticidas sobre as pragas quebra o ciclo de vida dos inimigos naturais. Além disso, a contaminação dos recursos, como alimento e substratos de oviposição, pelos inseticidas pode levar à morte dos inimigos naturais quando eles se alimentam, têm contato direto ou depositam ovos em locais contaminados (Armas et al. 2020).

A avaliação dos efeitos letais e subletais dos inseticidas e acaricidas sobre os inimigos naturais e polinizadores são necessários para conhecer o risco da utilização desses produtos, particularmente para culturas que requerem alto uso de pesticidas (Desneux

et al. 2007). O método utilizado para estimar os efeitos tóxicos dos inseticidas sobre insetos-praga, inimigos naturais e artrópodes benéficos é a determinação da concentração letal (CL50) (Desneux et al. 2007, França et al. 2017, Suma et al. 2009). A dose letal média (DL50) corresponde a dose de inseticida administrada no organismo que causa a morte de 50% da população em 24 ou 48 horas (DL50 expressa em peso de ingrediente ativo por peso vivo do inseto) (Mpumi et al. 2016, Rortais et al. 2005).

A determinação dos efeitos subletais das concentrações/doses pode ser realizada a partir de qualquer modo de atuação utilizado (contato, ingestão ou fumigação). Dessa maneira, as metodologias empregadas devem ser diretamente relacionadas aos parâmetros a serem avaliados (França et al. 2017). Efeitos subletais são efeitos que não provocam a mortalidade do indivíduo, mas causam alterações em parâmetros biológicos, fisiológicos e comportamentais dos insetos (Stark & Banks 2003). Assim, são avaliados parâmetros como por exemplo a longevidade, duração do ciclo, números de ovos,

viabilidade de ovos, capacidade predatória e outros (Beloti et al. 2015, Desneux et al. 2007).

Costa et al. (2023) avaliou os efeitos subletais e letais de cinco inseticidas de diversos grupos químicos sobre estágios imaturos de *Trichogramma pretiosum*. Os resultados apontaram efeitos como alterações na taxa de emergência de adultos, razão sexual, oviposição e deformação, onde apenas o inseticida tefubenzuron pôde ser considerado seguro e seletivo para esta espécie. Os inseticidas químicos devem ser paulatinamente combinados com as liberações de *T. pretiosum*, devendo ser priorizados os mais seletivos em detrimento dos mais tóxicos (Zang et al. 2021).

3. Tipos de seletividade de inseticidas

O conceito de seletividade de inseticidas refere-se à capacidade de um inseticida controlar pragas de forma eficiente, sem causar impactos negativos nas populações de organismos não-alvo presentes na área, como inimigos naturais e polinizadores. Existem dois tipos principais de seletividade de inseticidas:

seletividade fisiológica e seletividade ecológica (Hardin et al. 1995, Ripper et al. 1956).

A seletividade fisiológica leva em consideração as diferenças fisiológicas entre pragas, predadores e parasitoides. Quando um produto químico é considerado seletivo, isso significa que ele é mais toxico a pragas do que aos organismos não-alvo. A seletividade pode estar relacionada à dose usada ou ao modo de ação do inseticida. Isso garante que os inimigos naturais sejam menos afetados pelos inseticidas em comparação com as pragas-alvo (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023, Hardin et al. 1995, Pereira et al. 2014, Ripper et al. 1956).

Já a seletividade ecológica é obtida por meio da adoção de técnicas de aplicação que reduzem a exposição dos inimigos naturais aos inseticidas. Os produtos químicos são aplicados de maneira a minimizar o contato direto com os inimigos naturais, levando em conta suas diferenças ecológicas e comportamentais em relação às pragas. Isso pode incluir a aplicação em locais específicas, o uso de produtos sistêmicos e a programação da pulverização

em momentos de menor atividade dos inimigos naturais (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023, Hardin et al. 1995, Pereira et al. 2014, Ripper et al. 1956).

3.1. Seletividade fisiológica

A seletividade fisiológica ocorre quando o inseticida é mais toxico para as pragas do que aos organismos não-alvo (Araújo et al. 2017, Hardin et al. 1995, Ripper et al. 1956). Inseticidas de amplo espectro, como carbamatos, fosforados, piretróides e neonicotinóides, tendem a ter ação neurotóxicas e são menos seletivos, o que pode resultar em impactos negativos nos inimigos naturais (Armas et al. 2020, Casida & Durkin 2013, Matsuda et al. 2020).

São inúmeros fatores que envolve a seletividade dos inseticidas, como local de ação, estágio de desenvolvimento do inimigo natural (fase, varia de acordo com espécie), taxa de penetração no tegumento (cutícula), taxa de metabolização do inseticida, cultura em questão e dose do produto (formulação) (Bueno et al. 2017).

A seletividade dos inseticidas pode variar de acordo com o estágio de desenvolvimento do inseto,

pois alguns inseticidas podem apresentar seletividade fisiológica para ovo e pupa, mas ocasionar a mortalidade em adultos, como o contrário também poderá ser verdadeiro. O ovo e a pupa, podem ser protegidos pelo córion que impede o contato com o inseticida, no caso do ovo, pode ser protegido tanto pelo córion do ovo do parasitóide como do córion do ovo do hospedeiro (Bueno et al. 2017). Alguns inseticidas apresentam um peso molecular maior, o que dificulta a penetração no córion (Grande 2016, Stecca et al. 2016, Stock & Holloway 1993).

A compreensão acerca dos mecanismos de desintoxicação utilizados pelos inimigos naturais sobre os inseticidas é essencial. A descoberta dos mecanismos de desintoxicação é realizada através dos estudos de avaliação do comportamento dos compostos sinérgicos, os quais possuem a função de bloquear a atividade da enzima responsável pelo processo de desintoxicação no organismo (Pereira et al. 2014). Alguns destes compostos são conhecidos como: trifenil fosfato (inibidor de esterases), malato de dietila (inibidor de glutationa S-tranferase) e butóxido de piperonila (inibidor do citocromo monooxigenases dependentes de P450) (Feyereisen

1999, Enayati et al. 2005, Kulkarni & Hodgson 1984, Wigglesworth 1958).

Estudos averiguaram que os inseticidas indoxacarbe e espinosade apresentaram seletividade fisiológica para a formiga predadora - *Solenopsis saevissima* (Smith) (Hymenoptera: Formicidae). Entretanto, quando adicionados os compostos sinérgicos, aumentou a mortalidade ocasionada por ambos inseticidas (Araújo et al. 2017). O butóxido piperonila aumentou a mortalidade ocasionada por espinosade e indoxacarbe. O maleato de dietila contribuiu para o aumento da mortalidade do espinosade. E o fosfato de trifenila aumentou a mortalidade do indoxacarbe. Ou seja, o mecanismo de desintoxicação da formiga preparadora está relacionado com as enzimas inibidoras de monooxidogenase dependentes do citocromo P450, inibidores de esterases e glutationa S-transferase (Araújo et al. 2017). Na Tabela 3.1 estão alguns eExemplos de inseticidas com seletividade fisiológica em favou de alguns inimigos naturais.

Tabela 3.1. Exemplos de inseticidas com seletividade fisiológica.

Grupos de inimigo natural	Inseticidas seletivos	Referências
Predador Hymenoptera:Formicidae *Solenopsis saevissima*	Ciantraniliprole, Clorantraniliprole, Espinosade e Indoxacarbe	Araújo et al. (2017)
Parasitóides Hymenoptera: Scelionidae *Telenomus podisi* *Trissolcus teretis*	Curbix®: Etiprole	Silva et al. (2022)
Parasitóide *Trichogramma pretiosum*	Teflubenzuron	Costa et al. (2023)
Predadores Ácaros	Óleos essencial: P. aduncum, *Melaleuca leucadendra* L., *Schinus terebinthifolius* Raddi e *L. gracilis*	Araújo et al. (2017)
Predador *Neoseiulus californicus*	Óleo essencial: *Lippia sidoides*, *Croton grewioides*, *Croton rhamnifolioides*, *Citrus sinensis*, *Citrus limon* e *Piper divaricatum*	Santana et al. (2021)
Parasitóide *Encarsia formosa*	Óleo essencial: *Azadirachta indica* A. e *Momordica chrantia* L. Ingredientes ativos: piriproxifeno,buprofezin, fenoxicarbe, metoxifenozida	Gogi et al. (2021)

3.2. Seletividade ecológica

A utilização de estratégias seletividade ecológica desempenha um papel importante na preservação dos organismos não-alvo quando o uso de inseticidas não seletivos é inevitável (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023, Pereira et al. 2014). A seletividade ecológica é obtida por meio da exposição diferencial de pragas e organismos não-alvo. Essa seletividade pode ser atingida através da aplicação de agrotóxicos seguindo estratégias para o controle de pragas localizadas no tempo e/ou no espaço (Carmo et al. 2023, Hardin et al. 1995, Pereira et al. 2014, Ripper et al. 1956).

A seletividade ecológica no espaço envolve a aplicação do produto nas áreas onde as pragas estão presentes, minimizando o contado dos organismos não-alvo com os pesticidas (Carmo et al. 2023, Hardin et al. 1995, Pereira et al. 2014, Ripper et al. 1956). Por exemplo, pragas que atacam partes específicas das plantas, é importante realizar pulverizações direcionadas e não aplicar o produto de forma generalizada. Isso evita danos desnecessários aos organismos benéficos e reduz os custos de produção.

Por exemplo, o controle do ácaro vermelho pode ser realizado de forma direcionada em regiões específicas da cultura, minimizando desequilíbrios biológicos e otimizando a eficácia do manejo (Gusmão et al., 2000).

Produtos de ação sistêmica, quando aplicados na forma de granulados ou como tratamento de sementes, tendem a ser menos prejudiciais aos artrópodes benéficos, direcionando sua ação especificamente para as pragas que se alimentam dessas estruturas das plantas (Gentz & Murdoch 2010, Varenhorst & O'Neal 2012). Além disso, a utilização de armadilhas com feromônios e iscas tóxicas pode ser uma estratégia eficaz no controle químico de diversas pragas. Essas armadilhas atraem seletivamente as pragas, reduzindo a necessidade de aplicação generalizada de produtos químicos e minimizando os impactos sobre organismos benéficos e o meio ambiente (Pinero et al. 2014). Por exemplo, essa abordagem tem sido empregada com sucesso no combate as moscas das frutas.

A seletividade ecológica no tempo pode ser alcançada através das diferenças dos horários de maior atividade das pragas e organismos benéficos. É fundamental aplicar os agrotóxicos no momento em que há maior exposição da praga e menor exposição dos inimigos naturais e polinizadores (Carmo et al. 2023, Hardin et al. 1995, Pereira et al. 2014, Ripper et al. 1956). Aplicações de inseticidas realizadas no final da tarde reduz a aplicação direta em predadores e polinizadores que tem maior atividade durante os períodos mais quentes do dia. Inimigos naturais com atividades noturnas também não serão atingidos diretamente, reduzindo sua mortalidade. Por exemplo, deve-se evitar aplicações noturnas em culturas em que a formiga predadora *Solenopsis saevissima* é um importante inimigo natural, uma vez que seu período de maior atividade é a noite (Araújo et al. 2017, Carmo et al. 2023).

4. Seletividade de inseticidas naturais

Nos tempos atuais, a agricultura encontra-se em uma crescente demanda pela descoberta de novos produtos. A resistência adquirida pelos insetos-pragas ou o ressurgimento de pragas traz a necessidade de pesquisas para a descoberta de novas moléculas que sejam eficientes para o controle de insetos-pragas (Ananthi et al. 2015). Concomitante a isso, ocorre uma busca por inseticidas que não ocasione prejuízo à saúde humana ou efeitos de fitotoxicidade, e o principal, que não cause impacto na comunidade de organismos benéficos considerados como inimigos naturais e polinizadores (Ananthi et al. 2015).

Os inseticidas naturais podem ser uma alternativa para o controle de insetos-pragas. Apesar da ação destes produtos se darem de forma mais lenta, sua utilização traz benefícios para o meio ambiente por se degradarem rapidamente (Wei et al. 2019, Zanuncio et al. 2016). Por isso, estes produtos são ferramentas importantes para serem empregadas no MIP, como alternativa para a rotação de produtos, ou então, completamente aos produtos sintéticos, a depender do comportamento expressado pelo inseticida natural (Souza 2007).

Os inseticidas naturais, mesmo que a denominação simpatize com a questão sustentável, deve-se manter a cautela com sua utilização, pois estes podem apresentar toxicidade ao homem, a cultura, aos inimigos naturais e polinizadores. Dentro deste contexto, os casos mais comuns são os óleos essenciais, por apresentarem altas concentrações de compostos químicos em pequenas dosagens. Diante disso, ressalta-se a importância de estudos sobre a utilização adequada dos inseticidas naturais (Lowery & Isman 1995).

O óleo de nem *Azadirachta indica* (A. Juss.) é um dos inseticidas botânicos mais utilizados para o controle das pragas (Hoelmer et al. 1990). O princípio ativo do óleo de neem é a azadiractina. Este composto apresentou seletividade sobre o parasitóide *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera, aphelinidae), inimigo natural da mosca-branca - *Bemisia tabaci* na cultura de algodão (Gogi et al. 2021). Por outro lado, em outros estudos o óleo neem apresentou toxicidade para o predador *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinelidae) na cultura de

algodão, assim como o óleo de mamona (Breda et. al., 2011). O óleo de neem apresentou elevada toxicidade aguda e repelência para o endoparasitóide - *Palmistichus elaeisis* (Delvare & LaSalle) (Hymenoptera: Eulophidae) de pupas de lepidópteros (Caldeira et al., 2022).

Outras espécies de óleos essenciais, como *Vanillosmopsis arborea* e *Lippia microphylla* demonstraram-se eficientes no controle da *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepdoptera: Noctuidae). Entretanto, estes não foram seletivos ao seu predador natural, que é a tesourinha *Euborellia annulipe*s (Lucas) (Dermaptera: Anisolabididae) (Alves et al. 2022).

As espinosinas também são consideradas inseticidas naturais podendo apresentar dois ingredientes ativos: Espinosade - obtido pela fermentação da bactéria *Saccharopolyspora spinosa* e Espinetoram - proveniente de duas modificações sintéticas nos produtos da fermentação da bactéria *Saccharopolyspora pogona*. Já o grupo de avermectinas e milbectina são consideradas lactonas

macrocíclicas derivadas da fermentação de um actinomiceto do solo, *Streptomyces avermitilis*.

O espinosade apresenta, na maioria dos casos, efeitos subletais mínimos aos predadores. Espinosade causou efeitos subletais em parasitóides como o comprometimento de seu desenvolvimento, perda da capacidade reprodutiva, redução da atividade parasitária, entre outros (Consoli et al. 2001, Elzen et al. 2000, Gahbiche 2001, Williams et al. 2003). Entretanto, em todas pesquisas são comprovadas uma baixa toxicidade residual, tendo a degradação do composto em torno de 3 a 7 dias após a pulverização deste produto. Na literatura encontram-se resultados sobre a seletividade de espinosade para a formiga predadora - *Solenopsis saevissima* (Smith, 1855) (Hymenoptera: Formicidae) (Araújo et al. 2017).

O grupo químico das milbemectina e abamectina mostraram-se seletivos para o crisopídeo *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) presentes nos pomares de citros (Godoy et al. 2004, Godoy et al. 2010, Moura et al. 2009). A milbemectina também apresentou atividade seletiva para outro

crisopídeo *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) responsável pela predação de pulgões, cochonilhas, mosca-branca e ácaros (Godoy et al. 2010).

Diante do que foi apresentado, ressalta-se a importância de pesquisa que evidencie os efeitos dos inseticidas naturais sobre os inimigos naturais e polinizadores. A biodiversidade existente nos revelam oportunidades para descobertas de compostos que podem ser inseridos no manejo integrado de pragas e reduzirem os impactos sobre o meio ambiente e a saúde do agricultor e consumidores.

5. Referências

Alves A.C.L., Silva T.I., Batista J.L., Galvão J.C.C. (2022). Atividade inseticida de óleos essenciais sobre *Spodoptera frugiperda* e seletividade para *Euborellia annulipes*. Brazilian Journal of Biology, 84, e260522.

Ananthi M., Velayudham K., Balusamy M., Gnanasoundar P. (2015). Critical review on biopesticides in crop management by. Scholar (SRF). Life sciences leaflets, 63, 112-to.

Araújo T.A.D., Picanço M.C., Ferreira D.D.O., Campos J.N., Arcanjo L. D.P., Silva G.A. (2017). Toxicity and

residual effects of insecticides on *Ascia monuste* and predator *Solenopsis saevissima*. Pest management science, *73*(11), 2259-2266.

Armas F.S., Dionei Grutzmacher A., Edson Nava D., Antonio Pasini R., Rakes M., Bastos Pazini J. (2020). Non-target toxicity of nine agrochemicals toward larvae and adults of two generalist predators active in peach orchards. Ecotoxicology, *29*, 327-339.

Beloti V.H., Alves G.R., Araújo D.F.D., Picoli M.M., Moral R.D.A., Demétrio C.G.B., Yamamoto P.T. (2015). Lethal and sublethal effects of insecticides used on citrus, on the ectoparasitoid *Tamarixia radiata*. Plos one, *10*(7), e0132128.

Bueno A.D.F., Carvalho G.A., Santos A.C.D., Sosa-Gómez D.R., Silva D. M.D. (2017). Pesticide selectivity to natural enemies: challenges and constraints for research and field recommendation. Ciência Rural, 47.

Carmo D.G., Costa T.L., Santana Jr P.A., Santana W.C., Marsaro Jr A. L., Pereira P.S., Picanço M.C. (2023). Efficacy and Residual Toxicity of Insecticides on *Plutella xylostella* and Their Selectivity to the Predator *Solenopsis saevissima*. Insects, *14*(2), 98.

Carvalho G.A., Grutzmacher A.D., Passos L.C., Oliveira R.L. (2019). Physiological and Ecological Selectivity of Pesticides for Natural Enemies of Insects. In: Souza, B., Vazquez, L.L., Marucci, R.C. (Eds.), Natural Enemies of Insect Pests in Neotropical Agroecosystems. Springer Nature Switzerland, p. 539.

Casida J.E., Durkin K.A. (2013). Neuroactive insecticides: targets, selectivity, resistance, and secondary effects. Annual review of entomology, 58, 99-117.

Consoli F.L., Botelho P.S.M., Parra J.R.P. (2001). Selectivity of insecticides to the egg parasitoid *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988, (Hym., Trichogrammatidae). Journal of Applied Entomology, 125(1-2), 37-43.

Costa M.A., Farias E.S., Andrade E.D., Carvalho V.C., Carvalho G.A. (2023). Lethal, sublethal and transgenerational effects of insecticides labeled for cotton on immature *Trichogramma pretiosum*. Journal of Pest Science, 96(1), 119-127.

Desneux N., Decourtye A., Delpuech J.M. (2007). The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. Annu. Rev. Entomol., *52*, 81-106.

Elzen G.W., Maldonado S.N., Rojas M.G. (2000). Lethal and sublethal effects of selected insecticides and an insect growth regulator on the boll weevil (Coleoptera: Curculionidae) ectoparasitoid *Catolaccus grandis* (Hymenoptera: Pteromalidae). Journal of Economic Entomology, 93(2), 300-303.

Enayati A.A., Ranson H., Hemingway J. (2005). Insect glutathione transferases and insecticide resistance. Insect molecular biology, 14(1), 3-8.

Feyereisen R. (1999). Insect P450 enzymes. Annual review of entomology, 44(1), 507-533.

França S.M., Breda M.O., Barbosa D.R., Araujo A.M., Guedes C.A. (2017). The sublethal effects of insecticides in insects. Biological control of pest and vector insects, 23-39.

Gahbiche H. (2001). Lutte contre un ravageur des cultures légumières: évaluation des effets du spinosad sur la mouche mineuse *Liriomyza trifolii* et sur son parasitoïde Diglyphus isaea. Phytoma, la défense des végétaux, (538), 34-36.

Gentz M.C., Murdoch G., King G.F. (2010). Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. Biological Control, 52(3), 208-215.

Godoy M.S., Carvalho G.A., Carvalho B.F., Lasmar O. (2010). Seletividade fisiológica de inseticidas em duas espécies de crisopídeos. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 45, 1253-1258.

Godoy M.S., Carvalho G.A., Moraes J.C., Cosme L.V., Goussain M.M., Carvalho C.F., Morais, A.A. (2004). Seletividade de seis inseticidas utilizados em citros a pupas e adultos de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). Neotropical Entomology, 33, 359-364.

Gogi M.D., Syed A.H., Atta B., Sufyan M., Arif M.J., Arshad M., Liburd O.E. (2021). Efficacy of biorational insecticides against *Bemisia tabaci* (Genn.) and their selectivity for its parasitoid *Encarsia formosa* Gahan on Bt cotton. Scientific reports, 11(1), 2101.

Grande M.L.M. (2016). What changes in insecticide selectivity to *Trichogramma pretiosum* after the detection of *Helicoverpa armigera* in Brazil (in Portuguese). In:

Reunião de pesquisa de soja, 35, Londrina, PR. Anais. Londrina: Embrapa Soja 2016. p.73-76.

Gusmão M.R., Picanço M., Leite G.L., Moura M. F. (2000). Seletividade de inseticidas a predadores de pulgões. Horticultura Brasileira, 18, 130-133.

Hardin M.R., Benrey B., Coll M., Lamp W.O., Roderick G.K., Barbosa P. (1995). Arthropod pest resurgence: an overview of potential mechanisms. Crop Protection, *14*(1), 3-18.

Hoelmer K.A., Osborne L.S., Yokomi R.K. (1990). Effects of neem extracts on beneficial insects in greenhouse culture. ARS US Department of Agriculture, Agricultural Research Service.

Kulkarni A.P., Hodgson E. (1984). The metabolism of insecticides: the role of monooxygenase enzymes. Annual review of pharmacology and toxicology, 24(1), 19-42.

Lowery D.T., Isman M.B. (1995). Toxicity of neem to natural enemies of aphids. Phytoparasitica, 23, 297-306.

Matsuda K., Ihara M., Sattelle D.B. (2020). Neonicotinoid insecticides: molecular targets, resistance, and toxicity. Annual review of pharmacology and toxicology, *60*, 241-255.

Matthews G.A. (2008). Attitudes and behaviours regarding use of crop protection products a survey of more than 8500 smallholders in 26 countries. Crop protection, *27*(3-5), 834-846.

Moura A.P., Carvalho G.A., Moscardini V.F., Marques M.C., Souza J.R. (2009). Toxicidade de pesticidas

recomendados na produção integrada de maçã (PIM) a populações de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). Neotropical Entomology, 38, 395-404.

Mpumi N., Mtei K.M., Machunda R., Ndakidemi P.A. (2016). The toxicity, persistence and mode of actions of selected botanical pesticides in Africa against insect pests in common beans, P. vulgaris: a review.

Overton K., Hoffmann A.A., Reynolds O.L., Umina P.A. (2021). Toxicity of insecticides and miticides to natural enemies in Australian Grains: A review. Insects, *12*(2), 187.

Pereira R.R., Picanço M.C., Santana Jr P.A., Moreira S.S., Guedes R.N., Corrêa A.S. (2014). Insecticide toxicity and walking response of three pirate bug predators of the tomato leaf miner *Tuta absoluta*. Agricultural and Forest Entomology, 16(3), 293-301.

Pinero J.C., Enkerlin W., Epsky N.D. (2014). Recent developments and applications of bait stations for integrated pest management of tephritid fruit flies. Trapping and the detection, control, and regulation of tephritid fruit flies: lures, area-wide programs, and trade implications, 457-492.

Ripper W.E. (1956). Effect of pesticides on balance of arthropod populations. Annual Review of Entomology, *1*(1), 403-438.

Rortais A., Arnold G., Halm M.P., Touffet-Briens F. (2005). Modes of honeybees exposure to systemic insecticides: estimated amounts of contaminated pollen and nectar consumed by different categories of bees. Apidologie, 36 (1), pp.71-83.

Santana M.F., Monteiro V.B., Melo J.P.R., Moraes M.M. (2021). Bioactivity of essential oils for the management of *Tetranychus urticae* Koch and selectivity on its natural enemy *Neoseiulus californicus* (McGregor): A promising combination for agroecological systems. Acarologia, 61(3), 564-576.

Silva D.M., Carvalho G.A., Souza W.R., Bueno A.D.F. (2022). Toxicity of insecticides to the egg parasitoids *Telenomus podisi* and *Trissolcus teretis* (Hymenoptera: Scelionidae). Revista Brasileira de Entomologia, 66.

Souza L.A. (2007). Mensuração da sustentabilidade na agricultura. Goiânia: Universidade Católica de Goiás. 118p. (Dissertação em Ecologia e Produção Sustentável).

Stark J.D., Banks J.E. (2003). Population-level effects of pesticides and other toxicants on arthropods. Annual Review of Entomology 48:505-19.

Stecca C.S., Bueno A.D.F., Pasini A., Silva D.M., Andrade K., Filho D. M.Z. (2016). Side-effects of glyphosate to the parasitoid *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygastridae). Neotropical Entomology, 45, 192-200.

Stock D., Holloway P.J. (1993). Possible mechanisms for surfactant-induced foliar uptake of agrochemicals. Pesticide Science, 38(2-3), 165-177.

Suma P., Zappala L., Mazzeo G., Siscaro G. (2009). Lethal and sub-lethal effects of insecticides on natural enemies of citrus scale pests. BioControl, 54, 651-661.

Tomenson J.A., Matthews G.A. (2009). Causes and types of health effects during the use of crop protection

chemicals: data from a survey of over 6,300 smallholder applicators in 24 different countries. International archives of occupational and environmental health, *82*, 935-949.

Varenhorst A.J., O'Neal M.E. (2012). The response of natural enemies to selective insecticides applied to soybean. Environmental entomology, 41(6), 1565-1574.

Wei D.A.I., Yao L.I., Jun Z.H.U., Ge L.Q., Yang G.Q., Fang L.I.U. (2019). Selectivity and sublethal effects of some frequently-used biopesticides on the predator *Cyrtorhinus lividipennis* Reuter (Hemiptera: Miridae). Journal of integrative agriculture, 18(1), 124-133.

Wigglesworth V.B. (1958). The distribution of esterase in the nervous system and other tissues of the insect *Rhodnius prolixus*. Journal of Cell Science, 3(48), 441-450.

Williams T., Valle J., Vinuela E. (2003). Is the naturally derived insecticide Spinosad® compatible with insect natural enemies. Biocontrol science and technology, 13(5), 459-475.

Zang L.S. Wang S., Zhang F., Desneux, N. (2021). Controle biológico com Trichogramma na China: história, situação atual e perspectivas. Annu Rev Entomol 66:463–484.

Zanuncio J.C., Mourão S.A., Martínez L.C., Wilcken C.F., Ramalho F.S., Plata-Rueda A., Serrão J.E. (2016). Toxic effects of the neem oil (*Azadirachta indica*) formulation on the stink bug predator, *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). Scientific reports, 6(1), 30261.

Capítulo 4

Uso de vírus entomopatogênicos no controle de pragas

Jhersyka S. Paes, Julia M. Gonçalves, David L. Teixeira, Letícia M.S. Abreu, Jéssica L.A. Martins, Marcelo C. Picanço

1. Introdução

O controle de pragas é um desafio na agricultura e na gestão de ecossistemas. Tradicionalmente, os produtos químicos têm sido uma ferramenta amplamente utilizada para combater insetos-praga (Brévault & Clouvel 2019). No entanto, o uso excessivo desses produtos tem levado a preocupações ambientais e de saúde pública (Rani et. al 2021). Em busca de alternativas mais sustentáveis, a agricultura tem se voltado para o uso de microrganismos como os vírus entomopatogênicos, uma classe de agentes biológicos que demonstraram eficácia no controle seletivo de pragas (Valicente 2019).

Vírus entomopatogênicos, são microrganismos que infectam e causam doenças em insetos. São ferramentas importantes no campo do controle

biológico de pragas, uma abordagem sustentável para manejar insetos pragas nas culturas e na agricultura em geral (Raj et. al 2022). A utilização de vírus entomopatogênicos no controle de pragas é uma abordagem ambientalmente sustentável, que ajuda a reduzir a dependência de produtos químicos sintéticos. Ela é especialmente valiosa em sistemas de manejo integrado de pragas, onde se busca minimizar os impactos adversos no ambiente e na saúde humana (Lacey et. al 2015).

A compreensão da utilização de vírus entomopatogênicos no controle de pragas é crucial para promover uma agricultura sustentável e reduzir a dependência do controle químico. É fundamental aprofundar nosso conhecimento sobre a aplicação prática desses microrganismos e seu potencial no no manejo integrado de pragas (Kalha et. al 2014, Raj et al. 2022).

Assim, o objetivo deste capítulo é explorar a aplicação e a eficácia dos vírus entomopatogênicos no controle de pragas, examinando seus grupos, espécies e ciclos de infestação, além de abordar questões

metodológicas e tecnológicas relacionadas à sua utilização. Além disso, investigar o atual mercado de produtos à base desses vírus, considerando tendências e perspectivas futuras, ao mesmo tempo em que aborda as limitações inerentes a essa abordagem.

2. Grupos de vírus entomopatogênicos

Na Tabela 4.1 estão listados os principais grupos de vírus entomopatogênicos de insetos e ácaros praga.

3. Espécies de vírus usadas no controle de pragas no Brasil

Na Tabela 4.2 estão listadas as espécies de vírus entomopatogênicos comercializadas no Brasil para o controle de pragas.

Tabela 4.1. Principais grupos de vírus entomopatogênicos de insetos e ácaros praga.

Ordens de insetos	Grupos de vírus	Referências
Diptera	Baculovirus	Raj et al. 2022
Diptera	Baculovirus	Valicente et al. 2019
Diptera	Chloriridovirus	Raj et al. 2022
Diptera	Cypovirus/CPVs	Raj et al. 2022
Hymenoptera	Baculovirus	Raj et al. 2022
Hymenoptera	Baculovirus	Valicente et al. 2019
Lepidoptera	Baculovirus	Raj et al. 2022
Lepidoptera	Baculovirus	Sosa-Gómez et al. 2020
Lepidoptera	Baculovirus	Valicente et al. 2019
Lepidoptera	Cypovirus/CPVs	Raj et al. 2022
Lepidoptera	Indiovirus	Raj et al. 2022

Tabela 4.2. Vírus entomopatogênicos registrados no Brasil para o controle de pragas.

Ingredientes ativos	Praga alvo
Produtos com um vírus	
Baculovirus *Anticarsia*	*A. gemmatalis*
Baculovirus *C. includens*	*C. includens*
Baculovirus *H. armigera*	*H. armigera*
Baculovirus *S. frugiperda*	*S. frugiperda*
C. includens nucleopolyhedrovirus	*C. includens*
H. armigera nucleopolyhedrovirus	*H. armigera*
P. operculella granulovirus	*Phthorimaea*
S. frugiperda multiple nucleopolyhedrovirus	*S. frugiperda*
VPN-HzSNPV	*H. armigera*
Produtos em mistura e que contêm vírus	
A. californica multiple nucleopolyhedrovirus	*H. armigera, R. nu*
Baculovirus *C. includens* + Baculovirus *H. armigera*	*H. armigera, C. includens*
C. includens nucleopolyhedrovirus + Baculovirus *H. armigera*	*H. armigera, C. includens*

Fonte: MAPA (2024).

4. Ciclo de infecção das pragas pelas viroses

Os baculovírus (*Baculoviridae*) são vírus envelopados com nucleocapsídeos os quais compõem o principal grupo de vírus entomopatogênicos utilizado para controle de lepidópteros, como *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Helicoverpa armigera* (Hübner) e *Spodoptera frugiperda* (Smith) por apresentarem replicação no núcleo da célula (Castro et al. 2020, Cunha 2017, Ikeda et al. 2015). A infecção de insetos por partículas virais é feita via ingestão, e o vírus é capaz de alterar o comportamento dos insetos, levando-os a hiperatividade e/ou a subir para as partes mais altas das plantas antes da morte. Além disso, insetos infectados por baculovírus tendem a apresentar um clareamento inicial da epiderme, seguido de um escurecimento por conta da desintegração do tecido interno (Llopis-Giménez et al. 2021).

Atualmente, dois são os gêneros conhecidos de baculovírus: Nucleopoliedrovirus (NPVs) e Granulovirus (GVs). Os NPVs são compostos por poliedrina, que constitui 95% do conteúdo proteico e

são subdivididos em múltiplos ou simples, a depender do número de capsídeos. Já os GVs têm formato ovóide com apenas uma partícula viral e com um nucleocapsídeo rodeado de uma matriz proteica composta por granulina (Cunha et al. 2017).

Os baculovírus possuem dois fenótipos de vírions, sendo a forma responsável pela transmissão inseto-inseto chamada de vírions derivados de oclusão (ODVs), que são incorporados a uma matriz proteica (corpos de oclusão - OBs), composta por poliedrina ou granulina, que permite a persistência do vírus no ambiente externo. A forma vírions brotados (BVs) é responsável pela transmissão célula-célula no mesmo hospedeiro (Castro et al. 1999, Gasque et al. 2019).

A infecção dos insetos por vírus entomopatogênicos começa pela cavidade oral, quando as lagartas ingerem os poliedros com vírions inclusos depositados na superfície das folhas (Llopis-Giménez et al. 2021). A infecção primária ocorre quando estes chegam no intestino médio e o pH alcalino ocasiona a dissolução da poliedrina, o que provoca a liberação dos corpos de oclusão no lúmen.

Os ODVs liberados são adsorvidos nas microvilosidades do intestino médio, se fundindo às células epiteliais e a poliedrina é transportada ao núcleo, onde libera o DNA, se replica para gerar BVs e dispersam via hemolinfa e traqueia, causando, então, a infecção secundária (Castro et al. 1999, Gasque et al. 2019, Ikeda et al. 2015, Llopis-Giménez et al. 2021). Ao final da infecção, novos OBs "brotam" da membrana basal das células e são liberados a partir dessa ruptura da membrana plasmática, causando a liquefação do inseto (Gasque et al. 2019).

A lagarta cessa sua alimentação em até 4 dias após a ingestão das partículas virais e a morte acontece após aproximadamente 6 a 8 dias do início da infecção. Quando em condições ambientais favoráveis e devido ao acúmulo de OBs formados, grandes quantidades de poliedros são liberadas para o meio ambiente que poderão ser ingeridas por outras lagartas (Castro et al. 2020). Na Figura 4.1 está representado o ciclo da infecção dos insetos pragas por baculovírus.

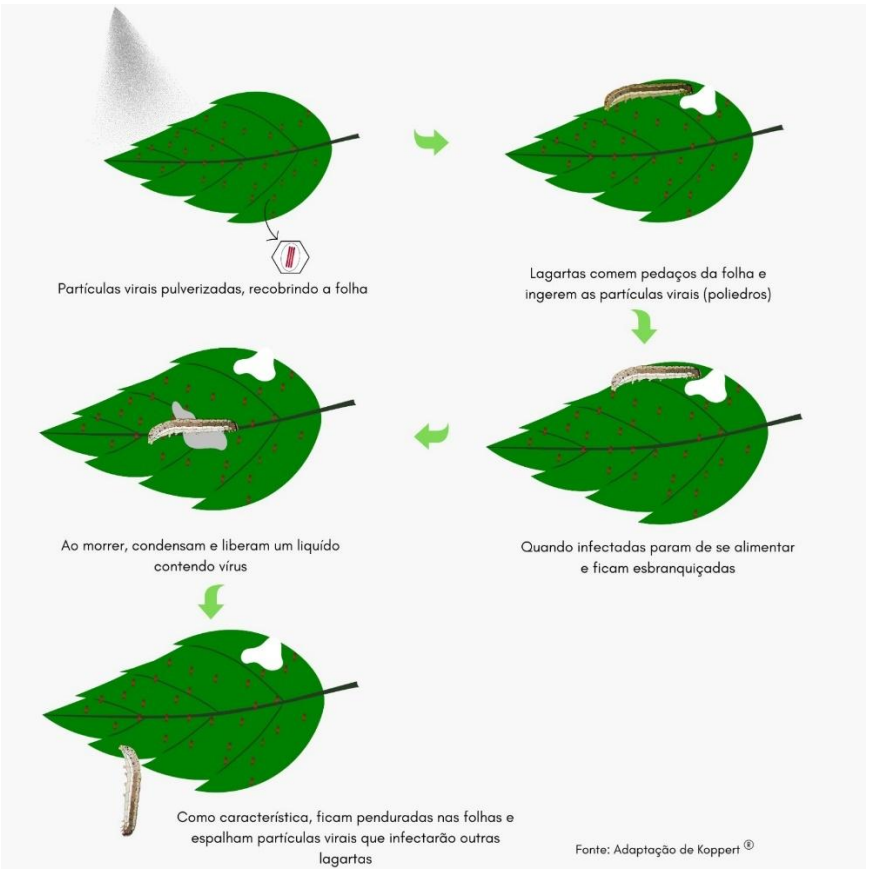

Figura 4.1. Ciclo da infecção dos insetos pragas por Baculovirus.

5. Metodologia de produção de vírus entomopatogênicos

A produção de produtos à base de vírus entomopatogênicos envolve um processo complexo

que requer cuidados específicos para isolar, propagar e formular os vírus, de modo a garantir sua eficácia no controle de pragas em insetos. Inicialmente deve ser feito um levantamento prévio envolvendo o vírus em questão, sua origem, seu hospedeiro, modo de ação e outros critérios que fundamentam o seu uso. A primeira etapa a ser considerada é a identificação desse vírus e fatores como o seu modo de infecção, concentração necessária para matar 50% da população (CL_{50}) e o tempo necessário para matar 50% da população (TL50) (Castro et al. 2020). Uma vez que esses critérios sejam estabelecidos e haja de fato a necessidade de se produzir em larga escala o agente entomopatogênico é iniciada sua produção propriamente dita. Na Figura 4.2 está representada a metodologia usada para a produção de vírus entomopatogênicos.

A classificação de vírus, incluindo vírus entomopatogênicos, segue as diretrizes do Comitê Internacional de Taxonomia de Vírus (ICTV). Os critérios de classificação determinam o tipo de material genético, a morfologia do vírion, a presença

de envelope, a presença de corpo de oclusão, o hospedeiro e a diversidade de hospedeiros (Raj et al. 2022). No entanto, a orientação final é o sequenciamento do material genético, que determina a diferenciação entre espécies e estabelece relações evolutivas (Ibarra & Ricon-Castro 2008). Os vírus entomopatogênicos são nomeados com base nas duas primeiras letras do gênero e espécie do inseto anfitrião. O isolamento de um vírus para a identificação envolve vários passos e técnicas específicas, sendo geralmente realizado em laboratórios especializados em microbiologia e virologia (Guzzo et al. 2022). O processo de isolamento e identificação dos vírus pode variar dependendo do tipo de vírus, da fonte da amostra e dos recursos disponíveis no laboratório. Além disso, medidas de biossegurança são fundamentais para garantir a segurança dos pesquisadores e prevenir a propagação do vírus.

Atualmente existem duas principais formas de se produzir vírus entomopatogênicos, sendo elas, *in larva* ou *in vitro* (Ibarra & Rincon-Castro 2008). A

produção de vírus *in larva* refere-se ao processo de cultivo e multiplicação de vírus em larvas de insetos como parte do desenvolvimento de agentes de controle biológico, como os vírus entomopatogênicos. Este processo é frequentemente realizado em laboratórios de entomologia e virologia para a produção em massa desses vírus, que são usados no controle de diretrizes de insetos. As etapas para a produção *in larva* são: a contaminação da dieta com corpos de oclusão, coleta de indivíduos contaminados na criação, processamento dos indivíduos coletados, formulação do bioinseticida viral e controle de qualidade de produtos virais. A produção de vírus entomopatogênicos *in vitro* refere-se ao processo de cultivo e multiplicação desses vírus em um ambiente de laboratório, sem a necessidade de hospedeiros vivos, como larvas de insetos. Esse método também é importante para a produção em massa destes organismos e é frequentemente usado na fabricação de produtos comerciais para o controle biológico de pragas. As etapas da produção *in vitro* são compostas, basicamente, do processo de inoculação e da

formulação propriamente dita. A produção de vírus *in larva* tem como vantagens a alta confiabilidade, uma vez que a produção em larvas é um método bem estabelecido e altamente confiável, especialmente para produção em grande escala. Os vírus produzidos em larvas tendem a manter alta virulência, o que é importante para o controle de pragas e a mecanização da criação de larvas pode reduzir custos de produção. No entanto, a dependência de hospedeiros vivos torna o processo mais trabalhoso e potencialmente menos seguro e as variações ambientais podem afetar a produção e a qualidade dos vírus.

A produção de vírus *in vitro*, por sua vez, tem como vantagens o oferecimento de maior controle sobre o ambiente de cultivo e é mais seguro devido à ausência de hospedeiros vivos e pode fornecer uma produção consistente e contínua de vírus. Entretanto, os vírus produzidos *in vitro* podem perder parte de sua virulência e a configuração de laboratórios de cultivo celular tende a ser cara. Existem também limitações técnicas, como a proliferação celular em volumes elevados, que ainda não foram superadas, tornando a

produção *in vitro* mais adequada para fins experimentais. Também são frequentes nesse tipo de produção mutações espontâneas dos vírus, e a disponibilidade de linhas celulares de insetos adequadas para a produção de vírus em grande escala é limitada.

A produção de vírus *in larva* se inicia com a contaminação da dieta com corpos de oclusão. Os "corpos de oclusão" são estruturas microscópicas que ocorrem em certos tipos de vírus, especialmente em vírus pertencentes ao grupo dos baculovírus. Esses corpos são compostos por partículas virais e proteínas produzidas pelo vírus e têm um papel importante na infecção e na transmissão ao hospedeiro (Kokusho & Katsuma 2021). Para isso, a dose ideal de vírus a ser usada e o estágio larval mais protegido para a infecção são determinados experimentalmente. O objetivo é garantir a produção do máximo de corpos de oclusão por larvas, utilizando uma dose mínima de inóculo. Normalmente, um estágio larval de terceiro instar é escolhido, pois é quando o inseto acumula maior biomassa e, portanto, oferece as melhores condições

para a infecção. O método prático de infecção envolve contaminar a dieta das larvas com os corpos de oclusão do baculovírus. Por exemplo, um recipiente com 10 larvas de terceiro instar pode ser contaminado com um a cinco milhões de corpos de oclusão. Devido à alta virulência e capacidade infecciosa do baculovírus, é fundamental isolar fisicamente as duas fases de produção: a fase de produção do vírus e a fase de manutenção da colônia de insetos. Pessoas diferentes devem estar envolvidas em cada fase, e medidas de segurança rigorosas devem ser inovadoras para evitar a contaminação acidental da colônia de insetos da fase de manutenção. Normalmente, a colônia de insetos usada para produzir o baculovírus é da mesma espécie que a praga-alvo é controlada no campo. No entanto, em algumas situações, a cepa viral pode ter uma gama de hospedeiros envolvidos, permitindo o uso de um hospedeiro alternativo para a produção do vírus, desde que suas condições de criação sejam mais práticas e econômicas. A coleta de larvas infectadas ocorre assim que estas atingem o rendimento máximo

de corpos de oclusão. É preferível fazer a coleta antes da morte das larvas, podendo ser feita manualmente, selecionando larvas infectadas de acordo com os sinais de infecção.

O processamento das larvas envolve a desintegração dos tecidos infectados. Geralmente, as larvas mortas são misturadas e trituradas para criar uma suspensão de tecidos. Em seguida, a suspensão é peneirada através de uma malha larga para remover grandes pedaços de tecidos não misturados (que geralmente são tecidos não infectados) e grandes pedaços de tegumento (i.e camada externa do exoesqueleto da larva). O concentrado de corpos de oclusão obtido após o processamento é quantificado para se determinar a concentração viral e pode ser formulado em produtos para uso posterior. Alternativamente, pode ser armazenado sob condições de congelamento para uso futuro. O processo de formulação envolve a adição de materiais inertes, como talco ou terra diatomácea, ao concentrado de corpos de oclusão para melhorar a aplicação e a persistência do produto no campo.

Além disso, podem ser acrescentados outros aditivos, como dispersantes, aderentes, protetores UV e estimulantes alimentares, para melhorar a eficácia e a funcionalidade do produto. Após a formulação, o produto pode ser apresentado de diversas maneiras, como pós molháveis, recipientes dispersos, suspensões, entre outras, dependendo das necessidades e dos requisitos de aplicação no campo. O controle de qualidade é realizado por meio de bioensaios quantitativos em uma praga suscetível. Os resultados desses bioensaios fornecem valores conhecidos como CL_{50}, que indicam o nível de virulência de cada lote de produção. A padronização é um processo importante, e os ajustes devem ser feitos durante a formulação para garantir que cada lote de produto atinja um determinado nível de virulência desejado.

A potência do produto é medida pela concentração de corpos de oclusão por unidade de peso do produto. Essa informação é crucial para determinar a dose a ser aplicada no campo. Além da avaliação individual, os produtos também são

comparados entre diferentes produtores ou laboratórios para garantir a qualidade e eficácia. Deve ser realizada uma estimativa de microrganismos contaminantes no produto, especialmente se houver possíveis patógenos de vertebrados presentes. Os produtos podem ser testados quanto à resistência a materiais abrasivos, suscetibilidade aos raios UV da luz solar, efeitos sinérgicos ou antagônicos, efeito da chuva, entre outros fatores ambientais. Testes mais detalhados podem incluir a verificação da integridade do genoma viral por meio de testes de DNA, testes sorológicos das proteínas do capsídeo (proteína viral que envolve o genoma), bem como testes de segurança em vertebrados. No entanto, a maioria desses testes mais detalhados geralmente é necessária durante o processo de registro do produto.

A produção *in vitro* começa com a preparação de um meio de cultura estéril que é preparado e desligado no fermentador e este meio fornece os nutrientes necessários para o crescimento da linhagem celular. Uma linhagem celular altamente suscetível a vírus que se deseja produzir é cultivada em grande escala e ela

deve ser adaptada à produção imensa in vitro. O fermentador é mantido sob condições adequadas, como temperatura, eficiência, aeração, pH, para criar um ambiente ideal para o crescimento da linhagem celular. A linhagem celular se multiplica até atingir uma densidade significativa para a infecção viral. Quando a densidade da linhagem celular atinge o ponto ideal, o meio de cultura é inoculado com corpos de oclusão de vírions extraídos de culturas celulares previamente infectadas. A densidade de corpos de oclusão de vírions a ser inoculada é previamente estabelecida para garantir uma infecção eficaz e rápida das células. À medida que as células infectadas se rompem, os corpos de oclusão são liberados no meio de cultura e eles são então coletados e concentrados, geralmente por meio de centrifugação. O concentrado de corpos de oclusão é formulado, conforme descrito anteriormente no texto, com a adição de materiais inertes e aditivos para melhorar a aplicação e a persistência do produto.

Os desenvolvedores podem optar por registrar uma patente para proteger sua tecnologia e produtos,

o que pode variar de acordo com o tipo de registro de interesse e sua abrangência. Elas podem ser: Agências Reguladoras de Pesticidas do país de origem. Por exemplo, nos Estados Unidos, a Agência de Proteção Ambiental (EPA) é responsável pelo registro e regulamentação de pesticidas, incluindo bioinseticidas virais. O Comitê Internacional de Taxonomia de Vírus (ICTV) pode ser usado para obter informações sobre a classificação de vírus, conforme discutido em tópicos anteriores e pode ser consultado o site oficial do ICTV ou suas publicações científicas o qual estabelece as diretrizes para a classificação de vírus. Existem ainda organizações especializadas em agricultura e entomologia, como a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), a Sociedade Entomológica Brasileira e outras organizações semelhantes, muitas vezes fornecem recursos e informações sobre bioinseticidas.

Geralmente para o registro de uma patente, os desenvolvedores preparam uma solicitação de registro, que inclui dados detalhados sobre o produto, ensaios de campo, estudos de impacto ambiental e

outros dados relevantes. À partir disso, as autoridades reguladoras de pesticidas revisam a solicitação de registro para avaliar a eficácia e segurança do bioinseticida viral. Este processo envolve uma análise de dados científicos e uma avaliação de possíveis riscos para o meio ambiente, seres humanos e animais não-alvo. Se uma solicitação de registro for aprovada, o bioinseticida viral recebe uma autorização para ser comercializado e distribuído. Assim, o produto é rotulado, distribuído e comercializado para agricultores e outros usuários finais de acordo com as regulamentações e diretrizes determinadas. Os desenvolvedores e fabricantes são geralmente obrigados a monitorar continuamente a eficácia e a segurança do bioinseticida viral e relatar quaisquer problemas ou efeitos adversos às autoridades reguladoras. As autorizações para bioinseticidas virais podem ter prazos definidos, e os desenvolvedores podem precisar renovar as autorizações periodicamente para garantir que continuem sendo seguros e eficazes.

Desta forma, é possível concluir que a produção de produtos à base de vírus entomopatogênicos é um processo complexo que requer uma abordagem cuidadosa e específica. Antes de iniciar a produção em larga escala, é essencial realizar uma investigação detalhada do vírus em questão. A classificação do vírus, seguindo as diretrizes do Comitê Internacional de Taxonomia de Vírus é crucial para a compreensão de sua taxonomia e evolução. Existem duas principais formas de produção de vírus entomopatogênicos: *in larva* ou *in vitro*, cada uma com suas vantagens e vantagens. A produção em larvas é confiável e mantém alta virulência, mas depende de hospedeiros vivos, tornando o processo mais trabalhoso e ambientalmente menos seguro. A produção in vitro oferece maior controle sobre o ambiente de cultivo e é mais segura, mas pode resultar na perda de parte da virulência do vírus e possui desafios técnicos.

O controle de qualidade desempenha um papel essencial em ambas as formas de produção, garantindo que os produtos sejam eficazes e seguros para uso. Os produtos também estão sujeitos a

regulamentações e requerem registro junto a agências reguladoras de pesticidas ou organismos similares, que avaliam sua eficácia e segurança. A produção de vírus entomopatogênicos é um campo altamente especializado que desempenha um papel decisivo no controle de pragas. É um processo rigoroso que requer atenção aos detalhes, segurança e conformidade com regulamentações para fornecer soluções eficazes e seguras no manejo.

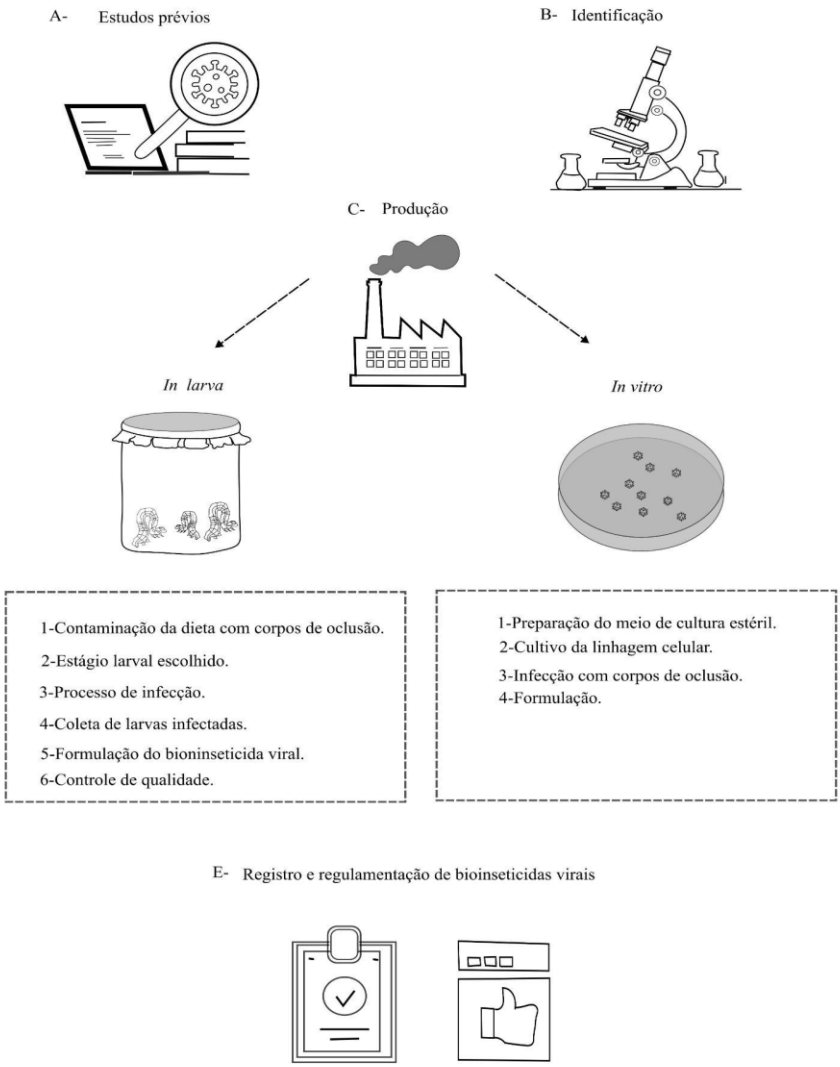

Figura 4.2. Metodologia utilizada na produção de vírus entomopatogênicos.

6. Tecnologia de aplicação de vírus entomopatogênicos

Os bioinseticidas à base de vírus entomopatogênicos são altamente seletivos, específicos e possuem longevidade de ação, com destaque aos produtos à base de baculovírus. Este grupo possui alto potencial para ser comercializado devido a facilidade de manipulação; capacidade de transportar grandes e múltiplas inserções de DNA; possibilidade de armazenamento a longo prazo e por não serem tóxicos à saúde humana nem ao meio ambiente, sendo então um grupo com alto valor comercial (Sanches et al. 2021).

Os corpos de oclusão são responsáveis pela proteção dos vírus, permitindo que resistam a condições ambientais fora do inseto, como por exemplo, em solos ácidos ou neutros e em período de chuva, por meses ou anos. A preparação e utilização de baculovírus como agentes de controle é facilitada pelo fato de conterem partículas infecciosas em proteínas oclusoras (OBs), que proporcionam estabilidade viral e podem ser transmitidas pelos

mesmos equipamentos e métodos usados em aplicação de inseticidas.

A sua produção requer muitas etapas, desde a criação do inseto de alvo biológico até a formulação final do bioinseticida. Na primeira fase é necessária à coleta no campo do inseto infectado, para que as seguintes populações serão criadas em condições artificiais em laboratório (Castro et al. 2020).

A multiplicação desse vírus será bem sucedida se alguns fatores forem levados em consideração, sendo eles: temperatura, nutrição e caráter físico e idade do inseto-praga (Machado et al. 2023). A eficácia torna-se maior, por exemplo, em lagartas pequenas (1º a 3º ínstar), por isso, é importante o monitoramento da lavoura para realizar a aplicação no início da infestação. A aplicação deve ser feita entre 18 a 35°C e deve-se observar a previsão do tempo, evitando coincidir com dias de chuvas fortes dentro de uma hora após a aplicação (Valicente 2019).

É importante que o aplicador garanta a deposição e cobertura das folhas com o produto no local onde o inseto normalmente se alimenta, para que

o mesmo ingira as partículas virais e seja infectado (Valicente 2019). A aplicação pode ser feita com pulverizador do tipo barra, canhão ou avião, estando sempre atento à manutenção periódica dos equipamentos para que o produto mantenha sua eficácia, não tendo seu percurso interrompido pelo entupimento dos bicos (Machado et al. 2023). Segundo Giani (2011), o volume adequado para aplicação terrestre seria de 100 litros de calda por hectare para obter a melhor cobertura possível.

De maneira geral, altas temperaturas, radiação solar ultravioleta e umidade relativa baixa são fatores que afetam negativamente a virulência do baculovírus, por isso é aconselhável a aplicação de bioinseticidas nos períodos mais frescos do dia (Machado et al. 2023). Além disso, há a necessidade de um sistema prático de produção em massa *in vitro*, na qual os custos de produção geralmente são elevados, a persistência pós-aplicação é o que contribui para que o uso seja restrito no controle de insetos-praga (Lacey et al. 2015).

7. Mercado de produtos à base de vírus entomopatogênicos

O mercado de produtos à base de vírus entomopatogênicos está em expansão devido à crescente demanda por alternativas aos produtos químicos tradicionais para o controle de pragas. Esse mercado é uma parte específica da indústria de controle de pragas e controle biológico. A disponibilidade e a oferta desses produtos podem variar dependendo da região, das necessidades do setor agrícola e das regulamentações locais (Sosa-Gómez et al. 2020).

Atualmente, o mercado nacional de produto à base de vírus entomopatogênicos, é composto por onze empresas e há 35 produtos comerciais registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, os quais podem ser vírus únicos ou formulados à partir de misturas (Tabela 4.2).

8. Perspectivas, limitações e vantagens do uso de vírus entomopatogênicos

A adoção de técnicas sustentáveis no controle de insetos praga vem se ampliando com o passar dos

anos, sobretudo no manejo integrado de pragas (MIP). Essa estratégia tem como foco a redução dos impactos causados à saúde humana, ao meio ambiente e seus corpos hídricos (Kalha et al. 2014).

Além dos fatores anteriormente citados, a alta especificidade desses vírus para seus hospedeiros é vista como uma das principais vantagens por minimizar o impacto em organismos não-alvo. No entanto, essa especificidade torna esse mercado limitado, pois geralmente eles estão associados a um grupo seleto de espécies e gêneros. Outro fator limitante é o alto custo de produção (Gelaye & Negash 2023).

Estes vírus também auxiliam na redução do desenvolvimento de resistência das pragas, o que é uma preocupação crescente com os pesticidas químicos e ainda que a utilização de vírus apresente aspectos relevantes à sua adoção. Um dos principais fatores limitantes na utilização desses vírus é sua ação que pode levar de dias a semanas para matar o hospedeiro, sendo assim, é considerado um método mais lento se comparado a utilização de produtos

químicos (Castro et al. 2020, Grzywacz & Moore 2017, Melo & Azevedo 1998).

Até 2022 aproximadamente 700 vírus para este fim haviam sido isolados, para as ordens Lepidoptera, Hymenoptera, Coleoptera, Diptera e Orthoptera pelo Comitê Internacional de Taxonomia de Vírus (ICTV) (Raj et al. 2022). Sabendo que a utilização do controle biológico é uma crescente, especialmente se os fatores citados são considerados, a utilização de vírus entomopatogênicos pode ser um método de controle eficaz, que demanda estudo constante, sobretudo na ampliação do conhecimento sobre novas espécies de insetos que podem ter suas populações controladas por esses vírus, além da compreensão sobre o andamento deste método de controle. O conhecimento das vantagens e limitações guiam a busca pela ampliação da informação sobre a utilização de vírus entomopatogênicos no controle de insetos pragas.

9. Referências

BioInsumos (Versão 1.0). Embrapa Agricultura Digital. (2023).https://play.google.com/store/apps/details?id=br.embrapa.bioinsumos. Acesso em: 15 de novembro de 2023.

Brévault T., Clouvel P. (2019). Pest management: Reconciling farming practices and natural regulations. Crop Protection, 115, 1-6.

Castro M.E.B., Ribeiro B.M., Craveiro S.R., Inglis P.W., Valicent F.H. (2020). In: Fontes E.M.G., Valadares-Inglis M.C. (2020). Controle biológico de pragas da agricultura. Brasília: Embrapa. p.237-274.

Castro M.E.B., Souza M.L.D., Sihler W., Rodrigues J.C.M., Ribeiro B.M. (1999). Biologia molecular de baculovírus e seu uso no controle biológico de pragas no Brasil.

Cunha I. C. (2017). Controle biológico de *Spodoptera frugiperda*: eficiência do uso de *Bacilovirus spodoptera* e outras técnicas.

Gasque S.N., Van Oers M.M., Ros V.I. (2019). Where the baculoviruses lead, the caterpillars follow: baculovirus-induced alterations in caterpillar behaviour. Current opinion in insect science, 33, 30-36.

Gelaye Y., Negash B. (2023). The role of baculoviruses in controlling insect pests: A review, Cogent Food & Agriculture, 9:1.

Giani V. (2011). Aprenda a produzir em casa o inseticida com baculovírus. Canal Rural. Disponível em:<http://www.canalrural.com.br/especial/rs/lavouras-do-brasil/19,0,3175672, Aprenda-aproduzir-em-casa-o-inseticida-com-baculovirus.html>. Acesso em: 15 de novembro de 2023.

Grzywacz, D. & Moore, S. (2017). Production, Formulation, and Bioassay of Baculoviruses for Pest Control. *Microbial Control of Insect and Mite Pests*, 109–124.

Guzzo E.C., Silva K.B., Silva C.B., Chia G.S., Tinôco R.S., Souza M.L., Sanches M.M., Acevedo J.P.M., Goulart H.F., Santana A.E.G. (2022) Isolation of a novel *Alphabaculovirus* (Baculoviridae) from *Automeris liberia* (Cramer, 1780) (Lepidoptera: Saturniidae) in african oil palms in Brazil. Neotropical Entomology, 51, 637-640.

Ibarra J.E., Rincón-Castro M.C.D. (2008). Insect viruses diversity, biology, and use as bioinsecticides. Tropical biology and conservation management, 5, 1-10.

Ikeda M., Hamajima R., Kobayashi, M. (2015). Baculoviruses: diversity, evolution and manipulation of insects. Entomological science, 18(1), 1-20.

Kalha C. S., Singh P. P., Kang S. S., Hunjan M. S., Gupta V., Sharma, R. (2014). Entomopathogenic viruses and bacteria for insect-pest control. In Integrated pest management (pp. 225-244). Academic Press.

Kokusho R., Katsuma S. (2021). Bombyx mori nucleopolyhedrovirus ptp and egt genes are dispensable for triggering enhanced locomotory activity and climbing behavior in Bombyx mandarina larvae. Journal of Invertebrate Pathology, 183, 107604.

Lacey L. A., Grzywacz D., Shapiro-Ilan D. I., Frutos R., Brownbridge M., Goettel M. S. (2015). Insect pathogens

as biological control agents: Back to the future. Journal of invertebrate pathology, 132, 1-41.

Llopis-Giménez, A., Caballero-Vidal, G., Jacquin-Joly, E., Crava, C. M., & Herrero, S. (2021). Baculovirus infection affects caterpillar chemoperception. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, *138*, 103648.

Machado I.L.S.S., Oliveira J.S., Silva B.K.R. (2023) *Baculovirus anticarsia*: Modo de ação, uso, eficiência, mercado atual, produtos registrados no Brasil e aplicação. In: Paniagua C.E.S. Meio ambiente: Agricultura, desenvolvimento e sustentabilidade 2 – Ponta Grossa - PR: Atena, p. 107-124.

Melo, I. S., Azevedo, J. L. (1998). Controle Biológico. Jaguariúna, SP: EMBRAPA. v.1: 262p.

Moscardi F. (1999). Assessment of the application of baculoviruses for control of Lepidoptera. Annual review of entomology, 44(1), 257-289.

Raj M.N., Samal I., Paschapur A., Subbanna A.R.N.S. (2022). Entomopathogenic viruses and their potential role in sustainable pest management. In New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering (pp. 47-72). Elsevier.

Rani L., Thapa K., Kanojia N., Sharma N., Singh S., Grewal A. S., Srivastav A.L., & Kaushal J. (2021). An extensive review on the consequences of chemical pesticides on human health and environment. Journal of cleaner production, 283, 124657.

Sanches M.M., Guimarães G.C., Sihler W., Souza M.L. (2021). Successful co-infection of two different baculovirus species in the same cell line reveals a potential strategy for large in vitro production. Brazilian Journal of Microbiology, 52(4), 1835-1843.

Sosa-Gómez D.R., Morgado F.S., Corrêa R.F.T., Silva L.A., Ardisson-Araújo D.M.P., Rodrigues B.M.P., Oliveira E.E., Aguiar, R.W.S., Ribeiro B. M. (2020). Entomopathogenic viruses in the neotropics: current status and recently discovered species. Neotropical entomology, 49, 315-331.

Valicente F.H. (2019). Entomopathogenic viruses. Natural enemies of insect Pests in Neotropical Agroecosystems: Biological Control and functional biodiversity, 137-150.

Capítulo 5

Manejo de lesmas e caramujos em cultivos

Letícia C.S. Sant'Ana, Clarice V.S. Rocha, Lorenzo B. Ferrazza, Igor M. Oliveira, Guilherme P. Pancieri, Gerson A. Silva, Marcelo C. Picanço

1. Introdução

Em comparação às espécies do grupo Arthropoda, os moluscos compreendem as lesmas e os caramujos e outros organismos com ocorrência em ambientes aquáticos e terrestres constituindo o maior Filo em números de indivíduos após a Ordem Insecta (Brusca & Brusca 2003). Apresentam ou não, concha de calcário, ou até mesmo redução desse elemento de proteção. (Thomé 1993).

Por serem cosmopolitas e polífaga, são amplamente distribuídos no Brasil (Dorit et al. 1991), com correspondência do Sul do país até o Nordeste, onde estes foram relatados atacando inúmeras cultivares em regiões rurais, por exemplo, feijão, fumo, mamão, batata-doce, milho, soja, café, mandioca, hortaliças (Oliveira 2000). E em soja (Oliveira 2021) em todo o estágio de

desenvolvimento, assim como no cultivo do milho em plantio direto (Degrande & Vivan 2009). E em plantas espontâneas, como serralhas, substrato alimentar favorável a fixação da praga em lavouras.

Em 18 famílias botânicas, por exemplo, foi constatado o ataque de *Achatina fulica* (Santos 2019), e em espécies florestais (Thiengo et al. 2007).

Há ocorrência de lesmas e caramujos por tratos culturais *mulching*, regiões úmidas (Filho et al. 2013), concentração no pivô central de irrigação (Tonet et al. 2000) resíduos de materiais de culturas anteriores no solo e principalmente pelo método do plantio direto e próximo a bordadura dos talhões e florestas. Ambiente propício à incidência destes invertebrados com maior densidade de espécies nestes locais. Como também em jardins, residências em épocas mais úmidas, caracterizando como pragas urbanas de espécies vegetais ornamentais. Entretanto, os gastrópodes nativos, assim como as espécies exóticas (Moller 1996) causam danos culturais e são carreadores de doenças que afetam diretamente as populações circunvizinhas à produção agrícola. Sendo estes,

animais com grande consecução de nutrição em períodos noturnos, sobretudo no início das primeiras horas (Oliveira 2021).

Entretanto, os gastrópodes ocasionam lesões desde a semeadura no solo até a planta em seu estágio reprodutivo, o que compromete o produto final. O que leva a depreciação no aspecto sanitário ocorrendo danos e perdas significativas na produtividade (Moura et al. 2018).

As lesmas são animais hermafroditas. O ciclo de vida compreende ovos, que eclodem em aproximadamente em dias ou poucas semanas, dependendo das condições favoráveis do ambiente. De adulto para jovem pode compreender a um ano. A expectativa de vida é de até dois anos. Postura de cerca de 400 ovos, sendo que podem fazer a ovipostura de até seis vezes ao ano de 30 ovos (Mateucci 2019). Já os caramujos, mesmo possuindo os dois órgãos sexuais, fazem reprodução cruzada. Ciclo de vida, ovo, imaturo. Torna-se adulto em cinco meses. Ovipostura de 350 a 400 ovos por ano, com período de incubação de 15 dias (Tomiyama 1992).

Essas pragas são caracterizadas como pragas-chaves ou pragas secundárias em diversas cultivares, porém, vários fatores devem estar nos parâmetros dessa análise e o grau de importância que estas pragas atuam em determinada região e o sistema estabelecido na produção (Rodrigues 2021). Por sua vez, neste capítulo, o enfoque será levantar informações técnicas que auxilie o manejo de lesmas e caramujos na produção agrícola, ressaltando os protocolos de manejo e os métodos de controle para estas pragas, já que os dados ainda são insuficientes na literatura.

2. Espécies de lesmas e caramujos pragas em cultivos

Na Tabela 5.1 estão listadas as principais espécies de lesmas e caramujos pragas nos cultivos no Brasil.

3. Biologia das principais espécies de lesmas e caramujos pragas nos cultivos

A seguir são descritos os ciclos de vida das principais espécies de lesmas e caramujos pragas nos cultivos no Brasil.

Tabela 5.1. Principais espécies de lesmas e caramujos pragas nos cultivos no Brasil.

Espécies	**Referências**
Caramujos	
Bradybaena similaris	Moura et al. 2018
Stenogyra sp.	Moura et al. 2018
Biomphalaria glabrata	Moura et al. 2018
Pomacea canaliculata	Joshi 2005
Biomphalaria peregrina	Prando & Bacha 1995
Iomphalaria tenagophila	Prando & Bacha 1995
Physella acuta	Prando & Bacha 1995
Pomacea canaliculata	Insetos 2010
Physa marmorata	Insetos 2010
Bomacea tenagophila	Insetos 2010
Achatina fulica	Fischer et al. 2005
Lesmas	
Vaginula langsdorffi	Moura et al. 2018
Veronicella sp.	Moura et al. 2018
Sarasinula linguaeformis	Kawazoe 2018
Biomphalaria tenagophila	Kawazoe 2018

3.1. Lesmas

A espécie *Vaginula langsdorffi* não possui concha protetora em sua caracterização morfológica (Figura 5.1A). Seu corpo é dividido entre cavidade do manto, massa visceral, pé muscular e cabeça na extremidade. Neste, os órgãos de olfato estão em pares de tentáculos, onde um é menor que outro e nos olhos. A boca, encontra-se na parte anterior do corpo; possui lingueta raspadeira, rádula que é revestida de conquiliolina, material orgânico, constituído de carbonato de cálcio - $CaCo_3$ (Absher et al. 2015, Ferraz et al. 2019), com dentículos. Além de ter função na obtenção e maceração de alimentos, favorecem a identificação das espécies (Thomé 1993).

São animais de corpo achatado dorso-lateralmente, aproximadamente com 5 a 7 cm de comprimento. Com a superfície da pele com aspecto úmido. Sua coloração externa é pardo-clara. Ocorrência em períodos chuvosos e úmidos (Sediyama et al. 2007b). Seus ovos ficam numa faixa de 30 a 40 ovos por postura e são alojados em lugares protegidos e úmidos, como palhadas ou restos culturais.

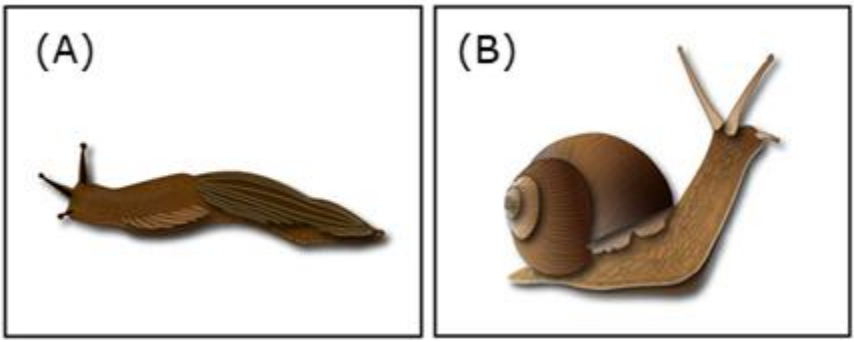

Figura 5.1. (A) Caramujo e (B) lesma.

Entretanto, a *Veronicella* sp. são organismos que levam de seis meses para chegar ao estágio de maturidade e expectativa de vida de até 20 meses, aproximadamente. (Chiaradia & Milanez 2015). Estas estão relacionadas ao ataque e a danos à inúmeras hortaliças cultivadas no Brasil (Moura et al. 2018), ocasionados em todo o ciclo fenológico da cultura, respectivamente.

A *Sarasinula linguaeformis* tem uma postura média de 49,2. Incubação dos ovos de aproximadamente 16±0,5, variabilidade de 98,9% (Cortina et al. 2003). Atuam como pragas de lavouras, ocasionando danos diretos às cultivares (Grisotti &

Ávila-Pires 2011). Podendo ser vetores intermediários de nematóides metastrongilídeos, *Angiostrongylus costaricensis* (Moreira & Céspedes 1971) e *Angiostrongylus cantonensis* (Chen 1935), agentes causadores da angiostrongilíase abdominal e meningoencefalite eosinofílica em humanos (Carvalho et al. 2012, Grisotti & Ávila-Pires 2011, Kim et al. 2002, Montresor et al. 2008, Moreira et al. 1971, Morassutti et al. 2014, Oliveira et al. 2015).

Sobretudo, os estudos sobre estas espécies e sua importância tanto nos danos em cultivares e os impactos que estas estão diretamente interligadas com a saúde humana e animal ainda são limitados na literatura científica.

3.2. Caramujos

As espécies exóticas, *Bradybaena similaris* possuem 2,5 cm de comprimento e sua concha possui de 10 mm a 15 mm de diâmetro (Figura 5.1B). No país, ocorre do Amapá ao Rio Grande do Sul (Junqueira et al. 2003). Já a *Stenogyra sp*. tem uma variação de tamanho de 7 mm a 10 mm em seu

comprimento e a sua concha é de coloração pardo-claro. São espécies noturnas e fazem a postura dos seus ovos sob o solo úmido ou em plantas adensadas, geralmente demonstram comportamentos basal durante o inverno e épocas mais secas como estratégia de sobrevivência (Sediyama et al., 2007b).

A espécie *Biomphalaria glabrata e Biomphalaria tenagophila* possuem estratégias de preservação em condições adversas de temperatura e seca, se protegem em sua concha em estágio de latência. São organismos hermafroditas simultâneos, tanto pode se autofecundar ou fazer fecundação cruzada (Paraense 1955). Essas espécies podem ovipositar mais de mil ovos, sendo que *B. glabrata* pode ovipositar até 16.314 ovos e a *B. Tenagophila* pode ovipositar até 2.046 ovos. Com número médio de ovos/dia, 27,19 e 3,14, respectivamente (Genaro 1979). Além disso, elas atacam algumas hortaliças folhosas e são hospedeiros intermediários da esquistossomose. A presença do gastrópode em locais de produção é uma zoonose de impactos severos ao produtor, com uma

dispersão grande desse protozoário em áreas de cultivo (Montresor 2005).

A *Achatina fulica* é um molusco invasor exótico de origem africana (Fischer & Colley 2005) conhecido como caramujo gigante africano, de cerca de 20 cm de comprimento, peso de 200 gramas. São animais com alta taxa reprodutiva e longevos. Hermafroditas que se autofecundam. Indivíduos altamente profícuos e adaptáveis a ambientes antropizados (Raut 2002). Liberam em torno de 400 ovos por ano e sobrevivem à estiagem ambiental e há múltiplos produtos químicos que são utilizados no seu controle. Pois esses invertebrados não possuem predadores naturais para manter suas densidades em equilíbrio, ocorrendo crescimento exponencial da sua população. Essas espécies são pragas que causam danos às plantações diversas como café, banana, alface e outras de grande interesse econômico. Prejuízos são constatados tanto ao pequeno como ao grande produtor. São vetores da doença, angiostrongilíase meningoencefálica (*Angiostrongylus cantonensis*). O que pode comprometer o sistema neurológico e acarretar

cegueira. Tem potencial de hospedar os patógenos responsáveis pela angiostrongilíase abdominal. O que não é possível de ser detectado em exames laboratoriais. Por essa razão aumentando a sua disseminação no ambiente.

A *Pomacea canaliculata* é conhecida vulgarmente como caramujo-grande. Aos 2,5 cm de comprimento já entram em fase reprodutiva. Em etapas, podem chegar a 8 cm. Muitas das vezes pode ser confundido com o *A. fulica* (caramujo africano).

Porém, estes são gastrópodes terrestres (Sobrepeña & Demayo 2014). É operculado com coloração marrom clara. Que é uma estrutura resistente que permite a contratura do animal para sua proteção (Joshi 2005). Há emissão de 4 filamentos de antenas finos, que são olfativos (Hymann 1967, Pennak 1989), que saem da cabeça. Possui sifão que é uma estrutura que permite que este chegue à superfície e capte ar, mesmo sendo aquático. São pragas severas de arroz irrigadas no sul do país. A *Physa marmorata* Guilding possui concha fina e diáfana, superfície brilhante e espiraladas. (Paraense

1955). Animais hermafroditas conhecidos vulgarmente como caramujos chatos. Hábitos nutricional de consumir algas, porém em escassez de alimentos consomem plantas terrestres. Atacam a plântulas de arroz em surto populacional. (Prando & Bacha 1995). A *Biomphalaria tenagophila* são invertebrados pequenos e fazem dano mecânico em plântula de arroz por fazerem ancoradouro (Prando & Bacha 1995) e são comumente vetores de esquistossomose.

4. Fatores favoráveis ao ataque de lesmas e caramujos aos cultivos

Os fatores favoráveis para o ataque das pragas são aqueles em que tornam o ambiente propício para a proliferação da praga e atualmente, em decorrência dos produtores adotarem, cada vez mais, o sistema de plantio direto na produção agrícola (Lamas, 2017), com incidência de altas taxas de pragas, como os gastrópodes. Com altos índices de danos severos em cultivos em todo o Brasil. Entretanto, as lesmas e caracóis, começaram a ganhar atenção no cenário

agrícola, pois são responsáveis por grandes deteriorações em diversas culturas (Oliveira 2021), que são comercializadas tanto no mercado interno quanto externo.

As espécies têm preferência por ambientes úmidos e a presença do sistema de plantio direto, onde o manejo é indicado em manter a palhada em torno das culturas, favorece habitat adequado para presença desses moluscos (Oliveira 2002). Além disso, estes artrópodes preferem temperaturas mais amenas, ou seja, ambientes úmidos e baixas temperaturas. A presença destes organismos é identificada por algumas características: rastros úmidos e brilhosos, mucos e até mesmo fezes quando se deslocam (Oliveira 2002, Picanço et al. 2010).

5. Pontos críticos de controle das lesmas e caramujos

Os pontos críticos são os fatores considerados primordial para o controle de pragas, ou seja, como podemos diretamente manejar e sermos efetivos dentro do sistema produtivo. (Picanço 2010). As

lesmas e os caramujos são pragas noturnas, ou seja, possuem um hábito de se alimentar à noite, principalmente em suas primeiras horas, fazendo a raspagem das plantas e ingerindo matérias vegetais (Lamas 2017). Dessa forma, estratégias para o seu controle devem incluir o ataque a essa praga, principalmente em seu período exposto e com foco em suas reboleiras. (Moura 2015). O bom preparo do solo é uma alternativa eficaz para eliminação de gastrópodes e manter a fauna edáfica benéfica equilibrada (Penteado 2001).

Em caso de dias muito nublados, essa praga faz sua alimentação durante o dia. Esses animais possuem um período, o qual ficam enterrados no solo, principalmente em períodos de seca. Estes ficam localizados nas partes úmidas da área produtiva, local a serem manejados a fim de diminuir sua população antes de iniciar as safras, com dessecação (Tuan 2019) antecipada, focando as partes úmidas da lavoura, principalmente quando eles estarem na fase juvenil, pois são mais vulneráveis e com menor capacidade de se defender de predadores como

também mais sensíveis a outros meios de controle (Oliveira 2002).

Quando ocorre muito problema dessa praga em suas lavouras, evitar rotações de culturas com nabo-forrageiro (Maranho et al. 2003) e leguminosas, pois se proliferam na palha dessas culturas, assim como contém atrativo alimentar por essas culturas. Uma alternativa é fazer rotação de cultura com gramíneas, pelo fato de não terem atratividade por essa cultura. Ter uma área bem drenada, assim como evitar dejetos animais. A presença de bosques na propriedade, ajuda na diminuição da população dessa praga em na lavoura (Moura et al. 2018).

As infestações normalmente começam pelas bordaduras e pelas partes mais úmidas, podendo assim fazer dissecações com químicos antecipadamente nessas fases para evitar na hora do plantio o aumento da proliferação. Os produtos de contato, atinjam tanto o inseto no momento da aplicação, assim como na locomoção e alimentação da praga. Já os produtos sistêmicos, ajudaram no momento de alimentação da praga. É importante

salientar que ainda não existe produtos registrado para essa praga, porém é muito utilizado o metaldeído (o mais eficaz), a cal virgem ou hidratada utilizada nas bordaduras com o intuito de evitar a entrada da praga, o sulfato de cobre, cloreto de sódio e ureia 20%, assim como as famosas caldas bordalesa, calda viçosa e fosfato férrico (Picanço et al. 2010).

Uma alternativa que é muito difundida, é o uso de sal, o qual é um produto higroscópico e tira a umidade da lesma e do caramujo, porém essa utilização, por mais que cause danos na praga, podendo levar a sua mortalidade, ela também pode ser responsável por aumentar o índice salino dos nossos solos e consequentemente o vigor das plantas, ou seja, só deve ser usada em casos extremos de ataque da praga, e de forma localizada, sendo o mais indicado espalhar cinza ou pó de cal (Watabe et al. 2006).

6. Sistema de tomada de decisão de controle de lesmas e caramujos nos cultivos

Para o melhor sistema de tomada de decisão, é preciso saber o custo dos produtos, a eficiência do controle, a produtividade da cultura com ou sem a praga, porém, para essa praga, poucas informações ainda são vistas em literaturas, principalmente pelo fato de não existir nenhum produto registrado para o controle desse molusco. Normalmente, o controle desta praga deve iniciar nos períodos de entressafra, nas partes úmidas, principalmente em locais que ocorre com grande frequência o ataque severo desse inimigo biológico. Os planos de amostragem, vão determinar o tamanho de sua população, e de seus inimigos naturais, a sua amostragem pode ser feita no geral por bandejas, panos de batidas e observação direta, e armadilhas, tanto para grandes culturas como para ornamentais e hortaliças (Picanço et al. 2010).

A amostragem e monitoramento para essa praga, pode ser feita com armadilhas as quais contém substâncias atrativas como melaço, leite, suco de

folhagem. Essas podem ser colocadas de 10 em 10 metros nas bordaduras das áreas cultivadas. Os níveis de dano econômico são de 0,25 lesmas por metro ou 0,4 lesmas por armadilha. Esse número não é tão elevado pelo fato de as mesmas poderem causar prejuízos de até 15% na redução de plantas e 11% na produtividade. Em culturas de maior valor agregado esse prejuízo em produção pode ser ainda maior, como por exemplo no feijão, podendo chegar até 20% no estande de planta e 16% na produção (Stefano & Yokoyama 1998).

7. Métodos de controle de lesmas e caramujos pragas nos cultivos

7.1. Controle cultural

O controle cultural refere-se à utilização de práticas culturais que visam manipular o ambiente de moda a desfavorecer os fatores favoráveis ao estabelecimento e permanência de pragas agrícolas (Baker et al. 2020). As táticas de controle relacionadas com o controle cultural, são utilizadas de forma

preventiva e devem ser escolhidas na primeira linha de controle contra os organismos pragas (Picanço et al. 2014a).

Existem diversas práticas culturais que afetam o ambiente favorável para lesmas e caramujos, o que diminui sua população e consequentemente seu ataque nos campos de cultivo. Dessa forma, encontra-se a seguir as principais táticas de controle cultural, utilizados para o controle de lesmas e caramujos.

- Local de cultivo: Locais próximos a matas contém um maior número de inimigos naturais, possibilitando um menor ataque desta praga. Deve-se evitar plantios próximos a cultivos de espécies vegetais que sejam hospedeiras, principalmente cucurbitáceas, leguminosas e convolvuláceas, que são plantas atrativas para lesmas e caramujos (Oliveira 2002, Sallam 2012).
- Sucessão de cultivos: Tomar cuidado com a sucessão de cultivos com espécies hospedeiras desses moluscos, um cultivo pode servir de foco de praga para o seguinte cultivo. Dessa forma, deve-se intercalar os cultivos com espécies não atrativas, como gramíneas, euforbiáceas e solanáceas (Oliveira, 2002).

- Época de plantio: realizar o plantio em época seca, pois a época úmida e chuvosa são condições ótimas para o ataque desta praga no campo (Oliveira & Frizzas 2014).
- Inspeção de mudas: As mudas devem ser inspecionadas para se evitar que ovos ou adultos de lesmas e caramujos entrem e se disseminem na área de cultivos (Picanço et al. 2014a).
- Barreiras naturais: realizar o plantio de plantas resistentes ao ataque da praga, ao redor do plantio de interesse, como Samambaia, Deladeira, Anêmona, Corações-Sangrentos, dentre outras plantas repelentes (Sallam 2012).
- Remover esconderijos: Ambientes úmidos e escuros são ótimos esconderijos para as lesmas e caramujos, dessa forma, deve-se remover restos culturais, dejetos animais, entulhos, dentre outros esconderijos potenciais a abrigo dessas pragas (Oliveira 2002, Sallam 2012).

- Horário de irrigação: Deve-se evitar irrigar as plantas no período noturno, pois a irrigação nesse horário pode criar um ambiente úmido favorável para as lesmas e caramujos. O ideal é realizar a irrigação pela manhã, permitindo que o solo seque mais rápido (Sallam 2012).
- Revirar a cobertura vegetal: A cobertura vegetal é um excelente ambiente de esconderijo. Dessa forma, deve-se revirar a cobertura vegetal para que os ovos e os adultos da praga sejam expostos aos inimigos naturais (Sallam 2012).
- Controle das plantas daninhas: As plantas daninhas podem favorecer o ataque de lesmas e caramujos por conter boa qualidade de alimento, além de fornecer um ambiente favorável sobre o solo. Dessa forma, deve-se realizar um controle rigoroso das plantas daninhas em toda área (Oliveira 2002).
- Preparo do solo: Deve-se realizar um bom preparo do solo, de modo a expor esses moluscos ao sol, reduzindo a umidade no corpo dessas pragas, assim como expor aos inimigos naturais (Oliveira 2002).

- Adubação de acordo com a análise de solo: Adubação excessiva pode prolongar o ciclo vegetativo da cultura, aumentando os problemas com a incidência de lesmas e caramujos na lavoura (Picanço et al. 2014a).

O controle cultural é uma abordagem mais sustentável e amiga do ambiente quando comparado com o uso de produtos químicos (Picanço et al. 2014a). No entanto, em casos de graves infestações, pode ser necessário complementar o controle cultural com outros métodos de controle, como o uso de iscas ou produtos específicos para lesmas e caramujos.

7.2. Controle mecânico

O controle mecânico refere-se à utilização de táticas de controle direto que visam reduzir a densidade populacional da praga, por meio do contato direto ou utilização de barreiras que dificultam o acesso da praga na planta. Esse método é demasiadamente eficiente quando integrado com outros métodos de controle (Alves & Zanuncio 2021).

7.2.1. Barreiras

As barreiras físicas são utilizadas para impedir e evitar o contato das lesmas e caramujos na planta hospedeira. Essa técnica é utilizada principalmente em pequenas áreas, devido ao alto custo com a mão de obra (Alves & Zanuncio 2021). Um exemplo de barreira utilizada para o impedimento de lesmas e caramujos nos cultivos, são faixas extensas de solos descobertos e expostos, com uma pequena elevação em torno de plantações e jardins, que dificultam o acesso desses moluscos aos cultivos (Colley 2010).

7.2.2. Catação manual

Nessa tática, o controle das lesmas e caracóis são realizados a partir da catação manual e sua posterior retirada da lavoura. Ambientes úmidos como vasos de flores, restos de cultivos, canos de esgoto, assim como pedaços de madeiras em decomposição, servem como armadilha para essas pragas, quando adicionados de um atrativo alimentar. Dessa forma, deve-se procurar diariamente, na parte da manhã, por esses organismos pragas, coletá-los e matá-los com uma solução de sal comum e água (Sallam 2012).

7.3. Controle comportamental

O controle comportamental envolve a utilização de substâncias ou organismos visando alterar o comportamento da praga. Para o controle de lesmas e caramujos, são utilizadas iscas para atrair e eliminar essas pragas (Alves & Zanuncio 2021). Dessa forma, encontra-se a seguir as principais táticas de controle comportamental, utilizados para o controle de lesmas e caramujos.

7.3.1. Uso de Armadilhas

A armadilha de cerveja é um exemplo clássico, na qual as lesmas e caramujos são atraídos pelo odor da cerveja, caindo na armadilha e eventualmente se afogando (Moore et al. 2013).

7.3.2. Plantas Repelentes

Determinadas plantas possuem propriedades repelentes contra lesmas e caramujos devido ao odor ou sabor dessas plantas. A salva (*Salvia officinalis*), o manjericão (*Ocimum basilicum*) e a hortelã (*Mentha spicata*) são exemplos de plantas que podem ser cultivadas para reduzir a pressão dessas pragas (Ferreira et al. 2012).

7.4. Controle biológico

O controle biológico na agricultura moderna é uma estratégia fundamental para mitigar os danos causados por pragas e doenças nas culturas, visando a redução do uso de produtos químicos em favor de abordagens mais sustentáveis e ecologicamente amigáveis (Gurr et al. 2004). Isso implica a implementação de diversas técnicas para proteger as plantações e aumentar a produtividade.

Uma abordagem comum no controle biológico é a introdução de predadores naturais, como joaninhas, aranhas, vespas parasitoides, nematoides predadores, bactérias, aves e vírus, que controlam as pragas que ameaçam as culturas. Esses predadores desempenham um papel importante na manutenção do equilíbrio natural nos ecossistemas agrícolas, reduzindo a necessidade de pesticidas químicos prejudiciais à saúde humana e ao meio ambiente (Gurr et al. 2004).

Além disso, microrganismos benéficos, como bactérias e fungos entomopatogênicos, são utilizados para combater pragas específicas de forma seletiva,

poupando outras espécies não prejudiciais (Barbosa et al. 1996). Essa técnica é particularmente eficaz no controle de insetos como pulgões, lagartas e ácaros.

A diversidade de técnicas disponíveis permite aos agricultores escolher abordagens específicas de acordo com suas culturas e necessidades, reduzindo a resistência das pragas aos pesticidas químicos. Além disso, o controle biológico contribui para a preservação da biodiversidade, a criação de ecossistemas equilibrados e a redução de resíduos químicos nos alimentos (Symondson et al. 2002). Essa abordagem também promove a sustentabilidade da agricultura, pois não apresenta os efeitos colaterais prejudiciais à saúde e ao meio ambiente associados aos pesticidas químicos. O sucesso do controle biológico depende de uma compreensão cuidadosa do ecossistema agrícola específico, das espécies de pragas presentes e das condições locais, exigindo adaptação ao longo do tempo.

O controle biológico de lesmas e caramujos se destaca como uma alternativa sustentável e eficaz (Cowie & Robinson 2003). A introdução de predadores

naturais, como caracóis predadores, aves e nematoides entomopatogênicos, é uma abordagem promissora nesse contexto. Os nematoides entomopatogênicos, microrganismos que infectam e matam as pragas, têm demonstrado sucesso em algumas regiões (Henderson & Hancock 2015). No entanto, a capacidade de adaptação das lesmas e caramujos a diferentes condições climáticas e ambientais representa um desafio significativo (Capinera 2008). Isso exige estratégias de controle contínuas e rotativas para evitar a resistência e a pesquisa constante para o desenvolvimento de novas táticas de controle (Glen & Wilson 2015).

Dessa forma, encontra-se a seguir as principais táticas de controle biológico, utilizados para o controle de lesmas e caracóis.

7.4.1. Inimigos naturais

Uma estratégia de controle biológico altamente eficaz envolve a introdução de inimigos naturais. Dentre eles, destacam-se aves como o melro (*Turdus merula*) e o caracol predador Decollate (*Rumina*

decollata). Essas espécies desempenham um papel fundamental como predadores vorazes, reduzindo a população de caramujos e lesmas através da predação (Gouveia et al. 2023).

7.4.2. Nematóides Entomopatogênicos

Nematóides do gênero Steinernema, conhecidos como nematóides entomopatogênicos, demonstram notável eficácia no controle de lesmas e caramujos. O *Steinernema carpocapsae* é reconhecido por sua capacidade de parasitar essas pragas, causando sua morte. Esses nematóides são ferramentas valiosas para o controle biológico desses moluscos em ambientes agrícolas (Wilson et al. 2012).

7.5. Controle químico

O controle químico de pragas é uma estratégia amplamente adotada na agricultura e no manejo de pragas em todo o mundo, desempenhando um papel crucial na proteção das colheitas, florestas e até mesmo na salvaguarda da saúde pública. Esta abordagem envolve a utilização de substâncias

químicas destinadas a prevenir, suprimir ou eliminar pragas que representam ameaças significativas para as culturas e o ambiente.

Estes produtos químicos são formulados com o propósito de alvejar especificamente os organismos prejudiciais, interferindo nos seus ciclos de vida, eliminando-os eficazmente e causando o mínimo possível de ação sobre organismos não-alvo. Assim, desempenham um papel fundamental na garantia da segurança alimentar ao garantir a disponibilidade de alimentos em quantidade e qualidade adequadas.

No entanto, é importante ressaltar que o controle químico de pragas também acarreta desafios significativos, particularmente no que diz respeito aos impactos ambientais e à saúde humana. A aplicação responsável e a regulamentação cuidadosa são essenciais para minimizar tais riscos, bem como para preservar a integridade dos ecossistemas e recursos naturais (Capinera 2008, Yamamoto 2018).

7.5.1. Controle químico convencional

O controle químico convencional é uma estratégia de manejo de pragas que faz uso de produtos químicos comerciais, como acaricidas e inseticidas, registrados junto ao Ministério de Agricultura e Pecuária (MAPA) para combater pragas que ameaçam uma determinada cultura especificada em sua bula. A compra e o uso desses produtos estão condicionados à recomendação por um Engenheiro Agrônomo e a um receituário agronômico.

Até o presente momento não há registros junto ao MAPA, na plataforma AGROFIT, de produtos químicos comerciais para o controle de lesmas e caracóis em qualquer cultura. Entretanto encontra-se no mercado, iscas moluscicidas sólidas a base de metaldeído, geralmente nas concentrações de 2,5 a 5% peso/peso (Moura et al. 2018, Oliveira 2002). O metaldeído é uma substância neurotóxica pertencente ao grupo dos carbamatos metálicos, cuja fórmula química é C8H16Li2O8, atua nos receptores de ácido gama-amino-butírico (GABA). Em organismos não-alvo causa severos sintomas de disfunções

neurológicas como tremores, salivação, confusão mental e convulsões, insuficiência hepática e renal.

Uma opção às iscas de metaldeído, são as iscas a base de fosfato férrico são menos tóxicas e ambientalmente mais amigáveis. O fosfato férrico, é um sal formato de fórmula Fe (PO4)3. Ele atua no mecanismo fisiológico das lesmas, retardando sua movimentação, impedindo a alimentação e enrijecendo a cutícula dos mesmos, levando-os à morte. As doses a serem usadas dos produtos de ambos os princípios ativos varia em função do produto, ficando na ordem de 1 a 15 kg de isca comercial por hectare (Moura et al. 2018, Oliveira 2002).

7.5.2. Controle químico alternativo

O controle químico alternativo é uma estratégia no manejo de pragas que se concentra no uso criterioso e seletivo de produtos químicos, visando a minimização de impactos negativos ao meio ambiente e à saúde humana. Em contraste com os métodos convencionais de controle químico, que frequentemente utilizam produtos comerciais em larga

escala, o controle químico alternativo prioriza substâncias menos tóxicas e de menor persistência, que muitas vezes são obtidas ou preparadas de modo simples pelo próprio agricultor. Além disso, promove o uso de práticas sustentáveis, como o uso de substâncias naturais e a integração com outras estratégias de manejo, como controle biológico e cultural, para alcançar resultados eficazes e mais seguros (Campanhola & Bettiol 2003).

A calda bordalesa se mostrou como uma excelente opção no controle químico alternativo de lesmas e caracóis. Não há um consenso científico a respeito do mecanismo de ação da calda nos moluscos, contudo, evidências apontam que a presença do sal de cobre (que por sua natureza já é tóxico) causa uma desidratação nos moluscos levando-os à morte. A calda é de fácil preparação e os materiais podem ser encontrados facilmente. Para a preparação da calda, o produtor deve fazer inicialmente duas pré-misturas, sendo uma de 5 gramas de sulfato de cobre em 250 mililitros de água e outra de 5 gramas de cal virgem em 250 mililitros de água. Em seguida deve-se verter a pré-

mistura de sulfato de cobre lentamente sobre a pré-mistura de cal virgem, mantendo constante a agitação. Esta calda alcança mortalidades de até 90% após 7 dias de feita a pulverização. Além do efeito de mortalidade, a toxicidade do cobre leva a uma redução considerável da voracidade de alimentação das lesmas e caracóis (Farias 2021).

8. Considerações finais

O manejo integrado de lesmas e caracóis exercem grande importância na diminuição de sua densidade populacional no ambiente. Esse manejo envolve diversas estratégias de controle que tem por finalidade reduzir o desenvolvimento e a reprodução dessas pragas em campo, e consequentemente seus danos aos cultivos de importância econômica. Apesar da diversidade de táticas de controle que podem ser utilizadas integralmente para mitigar estas pragas, há um déficit em pesquisas relacionadas com o controle químico e biotecnologia. Dessa forma, o desafio futuro para os jovens pesquisadores é descobrir moléculas

químicas e biotecnologia capazes de serem utilizadas no manejo integrado de pragas, de forma eficiente.

9. Referências

Absher T.M., Ferreira Jr A.L., Christo S.W. (2015). Conchas de moluscos marinhos do Paraná. Rio de Janeiro: Publiki, 20p.

Alves P.G.L., Zanuncio J.C. (2021). Controle comportamental. Novo Manual de Pragas Florestais Brasileiras. Montes Claros: Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Minas Gerais.

Alves P.G.L., Zanuncio J.C. (2021). Controle mecânico. Novo Manual de Pragas Florestais Brasileiras. Montes Claros: Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Minas Gerais.

Baker B.P., Green T.A., Loker A.J. (2020). Biological control and integrated pest management in organic and conventional systems. Biological Control, 140, 104095.

Barbosa P., Krischik V., Jones, C.G. (1996). Microbial Mediation of Plant-Herbivore Interactions. John Wiley & Sons.

Brusca R.C., Brusca G.J. (2003). Invertebrates. 2nd ed., Sinauer Associates, Massachusetts, Inc., Publishers, xxii + 936p.

Campanhola C., Bettiol W. (2003). Métodos alternativos de controle fitossanitário. Embrapa Meio Ambiente.

Capinera J.L. (2008). Encyclopedia of Entomology. Springer Science & Business Media.

Carvalho O., Scholter R., Mendonça C., Passos L., Caldeira R. (2012). *Angiostrongylus cantonensis* (Nematode: Metastrongyloidea) in molluscs from harbour areas in Brazil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 107 (6): 740-746.

Chen H.T. (1935). Un nouveau nématode pulmonaire, *Pulmonema cantonensis*, ng, n. sp. Annales de Parasitologie humaine et comparée, 13(4), 312-317.

Chiaradia L.A., Milanez J.M. (2015). Rastejante, nojenta e perigosa. As lesmas são moluscos que causam danos em diversas culturas e podem ser transmissoras de parasitas para as pessoas e os animais domésticos. Revista Cultivar.

Colley E. (2010). Medidas de controle de *Achatina fulica*. O caramujo gigante africano *Achatina fulica* no Brasil, 203-230.

Cortina J.V., Chiaradia L.A., Milanez J.M., Gercia F.R.M. (2003). Aspectos da biologia da lesma *Sarasinula linguaeformis* Semper, 1885. In: Encontro brasileiro de malacologia, 18., 2003, Rio de Janeiro, RJ. Resumos. Rio de Janeiro: SBMa, p.157.

Cowie R.H., Robinson D.G. (2003). Pathways of introduction of nonindigenous land and freshwater snails and slugs. In: Ruiz GM, Carlton JT, editors. Invasive species: Vectors and management strategies. Washington, DC: Island Press. p. 93-122.

Degrande P.E., Vivan L.M. (2009). Pragas da soja. Tecnologia e Produção: Soja e Milho 2008/2009. p. 74-108.

Dorit R.L., Walker W.F., Barnes R.D. (1991). Zoology. Philadelphia: Saunders College Publishing. 1009 p.

Farias E.S. (2021). Novas ferramentas para o manejo integrado de pragas em cultivos de brássicas. Universidade Federal de Viçosa.

Ferraz E., Gamelas J.A.F., Coroado J., Monteiro C., Rocha F. (2019). Recycling waste seashells to produce calcitic lime: characterization and wet slaking reactivity. Waste and biomass valorization, v. 10, p. 2397-2414.

Ferreira R., P., Oliveira A. (2012). Plantas aromáticas e medicinais: uso e cultivo. Instituto Politécnico de Bragança.

Filho M.M., Resende F.V., Vidal M.C. (2013). Manejo de pragas em hortaliças durante a transição agroecológica. EMBRAPA 1-16p.

Fischer M.L., Colley E. (2005). Espécie invasora em reservas naturais: caracterização da população de *Achatina fulica* Bowdich, 1822 (Mollusca – Achatinidae) na Ilha Guaraqueçaba, Paraná, Brasil. Biota Neotropica, v.5, n.1, p.1-18.

Genaro O. (1979). Comparação da capacidade ovipositora entre 3 espécies de moluscos planorbidae, hospedeiros intermediários do Schistosoma mansoni no Brasil, *Biomphalaria glabrata* (SAY, 1818), *Biomphalaria tenagophila* (D'ORBIGNY, 1835) e *Biomphalaria*

straminea. Semina: Ciências Biológicas e da Saúde, v. 1, n. 4, p. 11, 15 dez.

Glen D.M., Wilson M.J. (2015). Integration of nematode biological control agents in the management of pests of field crops. Journal of Nematology, 47(2), 106-113.

Gouveia J. (2023). Inimigos naturais de caramujos terrestres. Embrapa.

Grisotti M., Avila P. (2011). Worms, slugs and humans: the medical and popular construction of an emerging infectious disease. História, Ciências, Saúde – Manguinhos, Rio de Janeiro, v. 18, n. 3, p. 877-891.

Gurr G.M., Wratten S.D., Altieri M.A. (2004). Ecological Engineering for Pest Management: Advances in Habitat Manipulation for Arthropods. CSIRO Publishing.

Henderson I.M., Hancoc, D. (2015). Nematode biological control of the slug pest Deroceras reticulatum using *Phasmarhabditis hermaphrodita*. Nematology, 17(5), 579-586.

Hyman L.H. (1967). The Invertebrates. Vol. 6. Mc-Grawhill Book Company. New York.

Joshi R.E. Off-season mortality of golden apple snail, *Pomacea canaliculata* (Lamark) and its management implications. (Tese mestrado). Central Luzon State.

Junqueira F.O., D'ávila S., Bessa E.C.A., Prezoto F. (2003). Ritmo de atividade de *Bradybaena similares* (Férussac, 1821) (Mollusca, Xanthonychidae) de acordo com a idade. Revista de Etologia, v. 5, n. 1, p. 41-46.

Kim D., Stewart T., Bauer R., Mitchell M. (2002). Parastrongylus (Angiostrongylus) cantonensis now endemic in Louisiana wildlife. The Journal of Parasitology 88 (5): 1024- 1026.

Lamas F.M. (2017). Plantas de cobertura: O que é isto? EMBRAPA.

Maranho E., Ávila C., Oeste E. (2003). Diagnóstico da ocorrência de pragas de solo em Mato Grosso do Sul introdução.

Mateucci M.R. (2019). Lesmas invadem lavouras em MT e causam prejuízo superior a 700 sacas. Canal Rural.

Moller H. (1996). Lessons for invasion theory from social insects. Biological Conservation, v.78, p.125-142.

Montresor A.C. (2005). *Angiostrongylus costaricensis* (Nematoda: Protostrongylidae): Estudo da via migratória em *Omalonyx matheroni* (Gastropoda: Succineidae) e análise comparativa da resposta hemocitária e desenvolvimento larvar em moluscos pulmonados/ Lângia Colli Montresor. – Belo Horizonte: Fundação Oswaldo Cruz/Centro de Pesquisa René Rachou.

Moore J., Clarkson J., Williams J. (2013). The Biology of Terrestrial Molluscs. CABI Publishing.

Morassutti A., Thiengo S., Fernandez M., Sawanyawisuth K., Graeff-Teixeira C. (2014). *Eosinophilic meningitis* caused by *Angiostrongylus cantonensis*: an emergent disease in Brazil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 109 (4): 399-407.

Moreira P., Céspedes R. (1971). *Angiostrongylus costaricensis* n. sp (Nematoda: Metastrongyloidea), a nem lungworm occuring in main in Costa Rica. Rev. Biol.trop., (S. José), 18:173-185.

Moura A.P. (2015). Manejo Integrado de Pragas: Estratégias e Táticas de Manejo para o Controle de Insetos e Ácaros-praga em Hortaliças. Brasília. Circular Técnica, DF. Embrapa, 1-28p.

Moura A.P., Guimarães J.A., Guedes I.M.R., Silva J. (2018). Manejo de lesmas e caracóis no contexto da produção integrada de hortaliças folhosas. Brasília: Embrapa. 12p.

Oliveira A., Gentili R., Júnior A., Torres E., Thiengo S. (2015). *Angiostrongylus cantonensis* infection in molluscs in the municipality of São Gonçalo, a metropolitan area of Rio de Janeiro, Brazil: role of the invasive species Achatina fulica in parasite transmission dynamics. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 110 (6): 739-744.

Oliveira C.M., Frizzas M.R. (2014). Principais pragas do maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *Flavicarpa degener*) e seus manejos. Planaltina: Embrapa Cerrados.

Oliveira L.J. (2000). Manejo das principais pragas das raízes da soja. In: Câmara, G.M.S., ed. Soja: tecnologia da produção II. Piracicaba. ESALQ/LPV. p.153-177.

Oliveira L.J. (2002). Pragas iniciais da soja: corós, lesmas e caracóis. In: Anais do 1º Seminário de Manejo de pragas e doenças iniciais das culturas de soja e milho em Mato Grosso do Sul. Dourados: Embrapa. p.55-67.

Oliveira L.J. (2021). Soja, Lesmas e caracóis, EMBRAPA.

Paraense W.L. (1955). Autofecundação e fecundação cruzada em Australorbis glabratus. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 53 (2,3,4): 277-291.

Pennak R.W. (1989). Freshwater Invertebrate of The United States. 3 rd Edition. John Willey and Sons. New York.

Penteado S.R. (2001). Agricultura orgânica. Piracicaba: ESALQ - Divisão de Biblioteca e Documentação. 41 p. (Série Produtor Rural, Edição Especial).

Picanço M.C. (2010). Manejo Integrado de Pragas. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 146 p.

Picanço M.C., A.H., R. (2010). Gonring and IR de Oliveira. "Manejo integrado de pragas." Viçosa, MG: UFV. Pragas da soja: conheça e previna-se/ Crebio José Ávila. - Dourados - MS: Embrapa Agropecuária Oeste.

Picanço M.C., Galdino T.V.S., Silva R.S., Benevenute J.S., Bacci L., Pereira R.R., Dionizio M.D. (2014a). Manejo integrado de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV, p.389-436.

Prando H.F., Bacha R.E. (1995). Ocorrência e controle de moluscos gastrópodes em arroz irrigado, no sistema pré-germinado, em Santa Catarina. In: Reunião da cultura do arroz irrigado, 21., 1995, Porto Alegre. Anais. Porto Alegre: IRGA. p.229-231.

Raut S.K., Barker G.M. (2002). *Achatina fulica* Bowdich and others Achatinidae pest in tropical agriculture. In: Barker, G. (Org.). Mollusks as croup pest. New Zealand: CAB Publishing. p. 55-114.

Rodrigues, P. (2021). Manejo Integrado de Pragas. Como identificar pragas em brócolis e couve-flor. EMBRAPA.

Sallam A., El-Wakeil N. (2012). Biological and ecological studies on land snails and their control. In: Larramendy M.L., Soloneski S. (Eds.). Integrated pest management and pest control - Current and future tactics. Rijeka: InTech. 413-444p.

Santos F.A.D. (2019). Ocorrência e distribuição de *Achatina fulica* em zona urbana de Penedo-Alagoas.

Sediyama M.A.N., Ribeiro J.M.O., Pedrosa M.W. (2007b). Alface (Lactuca sativa L.). In: Paula Júnio, T.J.; Venzon, M. (Ed.). 101 culturas: manual de

Sobrepeña J.M.M., Demayo C.G. (2014). Variações de padrão de bandas e morfologia de forma em conchas do caracol terrestre gigante africano invasor *Achatina fulica* (Bowdich 1822) das Filipinas. Anais de Pesquisa Biológica. v.5, n.1.

Stefano J.G., Yokohama M. (1998). Lesmas no plantio direto no cerrado. Direto no Cerrado, v. 7, p. 8-9.

Symondson W.O.C., Sunderland K.D., Greenstone M.H. (2002). Can Insects Be Used as Indicators of Biodiversity? Springer.

tecnologias agrícolas. Belo Horizonte: EPAMIG. p. 53-6.

Thiengo S.C., Faraco F.A., Salgado N.C., Cowie R.H., Fernandez M.A. (2007). Rapid spread of an invasive snail in South America: the giant African snail, *Achatina fulica*, in Brasil. Biological Invasions, 9, 693-702.

Thomé J.W. (1993). Estado atual da sistemática dos Veronicellidae (Mollusca Gastropoda) americanos, com comentários sobre sua importância econômica, ambiental e a saúde. Biociências, Porto Alegre, v.1, n.1, p.61-75.

Tomiyama K., Miyashita K. (1992). Variation of egg clutches in the giant African snail, *Achatina fulica* (Ferussac) (Stylommatophora: Achatinidae) in Ogasawara Islands. Venus (Japanese Journal of Malacology), v. 51, n. 4, p. 293-301.

Tonet G.E.L., Gassen D.N., Salvadori J.R. (2000). Estresses ocasionados por pragas. In: Bonato, E.R. (Ed.). Estresses em soja. Passo Fundo: Embrapa Trigo. p. 201-251.

Tuan R. (2009). Distribuição e diversidade de espécies do gênero Biomphalaria em microrregiões localizadas no Médio Paranapanema. Biota Netrop, v. 9, n. 1, p. 279- 276.

Watabe M.A., Melo L.A.S. (2006). Controle Biológico de pragas de hortaliças. Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente.

Wilson M.J., Glenn H., Brown I. (2012). Nematodes for Biological Control of Insect Pests. Springer Science & Business Media,

Yamamoto P.T. (2018). Controle químico de pragas. Departamento de Entomologia e Acarologia. ESALQ/USP.

Capítulo 6

Manejo integrado do ácaro da lichia

Natália S. Ribas, Ynayanna N.M. Silva, Gabriel N. Araújo, Victor Luiz P. Souza, Leonardo S. Francesco, Ricardo S. Silva, Marcelo C. Picanço

1. Introdução

A lichieira (*Litchi chinensis* Sonn), integrante da família Sapindaceae, é uma árvore frutífera nativa da China Meridional, adaptada aos climas tropicais e subtropicais, com a família abrangendo cerca de 2.000 espécies. Esta fruta é rica em vitamina C, potássio (K), fósforo (P) e é conhecida pelas suas propriedades antioxidantes (Motta 2009). Embora a lichieira seja cultivada em diversos países, incluindo Índia, Vietnã, Taiwan, Tailândia, Madagascar, Israel e África do Sul, a China se sobressai como o principal produtor mundial, detendo 80% da produção (Menzel & Waite 2005). Entretanto, a lichieira enfrenta desafios significativos devido a infestações de insetos em seu habitat de origem, os quais atacam a planta em várias de suas estruturas, desde flores a ramos. Dentre as pragas mais nocivas para essa cultura estão as

lagartas, besouros, cochonilhas, percevejos e ácaros eriofídeos (Waite & Hwang 2002).

Em particular o ácaro: *Aceria litchii* (Keifer) (Prostigmata: Eriophyidae), conhecido como ácaro da erinose da lichia, representa um desafio considerável na produção de lichia. Seu ataque induz a formação anormal de tricomas, chamados eríneos, na face inferior das folhas, que podem evoluir para galhas, resultando em encrespamento e deformação do limbo foliar, afetando substancialmente a produção de lichia. Essa praga, além de ter um impacto expressivo em vários países, como os citados anteriormente, é considerada uma praga quarentenária A1 no Brasil, de acordo com a Instrução Normativa 52 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA 2017).

O manejo de *A. litchii* é complexo e incide em custos elevados, exigindo a implementação de práticas como a poda e a aplicação de acaricidas. Adicionalmente, enfatiza-se a necessidade de uma fiscalização minuciosa nas mudas produzidas em viveiros, para prevenir a disseminação dessa praga a novas áreas cultivadas (Raga et al. 2010). Portanto, a

viabilidade da cultura da lichieira depende diretamente do desenvolvimento e implementação eficiente de estratégias de manejo integrado para este ácaro. Por isso, é fundamental entender sua distribuição geográfica, bioecologia, fatores favoráveis, pontos críticos de controle, sistemas de tomada de decisão e métodos de controle. Portanto, vamos descrever cada um desses pontos a seguir.

2. Distribuição geográfica do ácaro da lichia

A distribuição geográfica de *A. litchii* é influenciada por uma diversidade de fatores, que incluem o clima, técnicas de cultivo e o equilíbrio ecológico, incluindo predadores naturais. Originário da Ásia, esse ácaro tem sido objeto de diversos estudos que destacam sua adaptabilidade e capacidade de se estabelecer em diferentes ambientes agrícolas. Na literatura científica, observações meticulosas documentam sua presença em várias localidades asiáticas, como na Índia, Paquistão, Bangladesh, e Tailândia, além de registros em China e Taiwan (Alam & Wadud 1963, Haque et al. 1998, Keifer e Knorr 1978).

A presença deste ácaro estende-se também para além do continente asiático, tendo sido relatada na Austrália (Pinese 1981), no Havaí (Keifer 1943) e, mais recentemente, nos Estados Unidos (Carrillo et al. 2020). Esta vasta distribuição (Figura 6.1) sublinha não apenas a resiliência do *A. litchii*, mas também a necessidade imperativa de vigilância constante e de estratégias de manejo integrado. O conhecimento preciso sobre a sua dispersão é fundamental para a implementação de medidas de controle eficazes, visando mitigar o impacto desta praga e proteger os cultivos de lichia e outros hospedeiros vulneráveis em escala global.

Essa praga foi constatada pela primeira vez no Brasil em 2008 (Raga et al. 2010), atacando severamente lichieiras adultas no Município de Limeira (SP). Esse ácaro tem se espalhado rapidamente no Estado de São Paulo e comprometido a produção em pomares de lichia com uma redução de aproximadamente 80% na produção dos frutos e um aumento de 20% nos custos relacionados à sua produção (Fornazier et al. 2014, Navia et al. 2013).

Figura 6.1. Distribuição geográfica mundial do ácaro da lichia. Os países com círculos vermelhos representam os países onde já se tem relatos do ácaro *A. litchii*.

Recentemente, em minas Gerais, estado, também, do sudeste brasileiro, já existem relatos de populações de *A. litchii* (Ferraz et al. 2022). Com o aumento da produção pelo país, a praga alcançou outros estados, como Espírito Santo (Queiroz et al. 2016), Paraná e Goiás (Silva et al. 2016).

3. Bioecologia do ácaro da lichia

Na Figura 6.2 está representado o ciclo de vida de *A. litchii.* Em estudos clássicos, como os conduzidos por Alam & Wadud (1963), foi documentado que os ovos do ácaro são de natureza translúcida e esférica, com diâmetros aproximados de 0,032 mm, dispostos de forma isolada na base do eríneo. Especificamente, as fêmeas depositam os ovos na superfície inferior das folhas da lichia, dentro dos eríneos formados em resposta à alimentação do ácaro. Os ovos, devido à sua pequenez e coloração translúcida, requerem atenção minuciosa para evitar serem ignorados.

Em seguida, dentro de um intervalo de três a quatro dias pós-oviposição, ocorre a eclosão das larvas, que são descritas como organismos móveis medindo aproximadamente 0,049 mm. Estas larvas iniciam prontamente a alimentação nas folhas, o que pode ser observado por meio de descolorações e danos perceptíveis ao vegetal. O desenvolvimento prossegue para o estágio ninfal após um período de dois a três dias, durante o qual o ácaro sofre duas mudas, alcançando um comprimento médio de 0,080 mm. Essa fase é importe porque, nela, o dano ao hospedeiro tende a se intensificar.

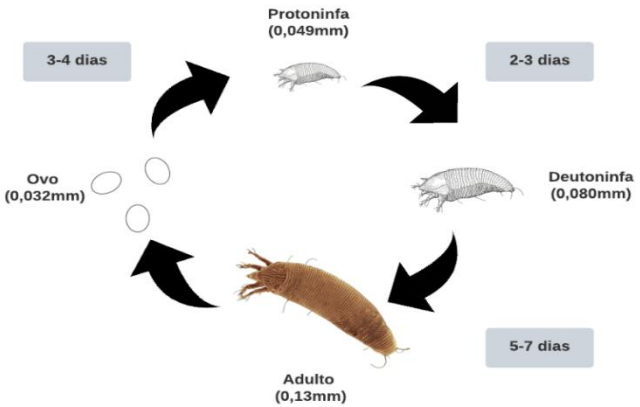

Figura 6.2. Ciclo de vida *A. litchii* (Adaptado de Raga et al. 2010)

O período de desenvolvimento do ovo até a fase adulta leva em torno de 14 dias (Jeppson et al. 1975). A transição para a maturidade é alcançada em um período de cinco a sete dias após a última muda ninfal (Alam & Wadud 1963), com os ácaros adultos prosseguindo o consumo do tecido foliar. As fêmeas adultas, que possuem um comprimento de 0,13 mm, retomam o ciclo biológico ao depositarem ovos dentro do eríneo (Raga et al. 2010). É importante destacar que tanto as ninfas quanto os adultos exibem um formato vermiforme, com variações de coloração entre branco-palha e amarelo, conforme documentado por Waite & Gerson em 1994.

Na população desses ácaros, existem machos e fêmeas. Os machos não copulam com as fêmeas, apenas depositam sacos de esperma, chamados espermatóforos, na superfície das folhas. As fêmeas coletam esses espermatóforos e os incorporam ao seu corpo para possibilitar a fecundação. Elas põem ovos fecundados que originam outras fêmeas e ovos não fecundados, que dão origem aos machos.

No ciclo de vida de *A. litchii*, tanto ninfas quanto adultos residem na face inferior de folhas, inflorescências e frutos, onde causam deformações e estimulam o aparecimento de erinose. Esta infestação pode provocar impactos tanto quantitativos quanto qualitativos na produção, especialmente quando ocorre durante o período de florescimento, podendo resultar em uma diminuição considerável do rendimento.

Os prejuízos iniciam-se quando esses ácaros se alimentam do conteúdo celular das folhas, ocasionando primeiramente uma descoloração notável que resulta em folhas adquirindo um tom bronzeado. À medida que a infestação progride, as folhas podem começar a se enrolar, e em situações mais extremas,

há a queda precoce das mesmas. Consequentemente, o crescimento da planta é afetado, resultando em frutos deformados e uma redução marcante na produtividade geral.

Os ácaros se estabelecem na superfície inferior dos folíolos, onde induzem a formação de erinose, caracterizada inicialmente por eríneos de coloração esbranquiçada que, com o tempo, evoluem para uma cor marrom escuro, conforme relatado por Jeppson et al. (1975) e Martins et al. (2001). Estas estruturas não são apenas sinais de infestação, mas também afetam diretamente a fisiologia da planta. Por exemplo, a erinose pode obstruir a abertura dos estômatos, interferindo diretamente nos processos fotossintéticos essenciais para a saúde da planta (Menzel & Waite 2005).

Vários autores, incluindo Schulte et al. (2007), relataram que o ácaro *A. litchii* pode atuar como vetor da alga *Cephaleuros virescens* Kunze, suspeita de causar erinose em partes diversas da lichieira. Ramos (2019) destacou que os mecanismos dessa interação ainda não estão claros, sugerindo uma necessidade de pesquisa adicional. Somchoudhury et al. (1989),

mencionaram uma possível relação simbiótica entre o ácaro e a alga. *Cephaleuros virescens*, única espécie de alga parasita conhecida de plantas superiores, pertence à ordem Chetoporales e é encontrada em áreas tropicais e subtropicais ao redor do mundo.

Além disso, com altas infestações, *A. litchii* pode causar a queda das folhas e dos frutos e a má formação das inflorescências, sendo que infestações intensas em pomares jovens podem levar à morte das plantas, conforme documentado por Martins et al. (2001). Esse ácaro, mostra um comportamento alimentar seletivo, nutrindo-se preferencialmente das brotações novas que emergem nas árvores. Eles se movem metodicamente de folha em folha entre esses brotos jovens, estabelecendo-se nas partes mais novas e tenras das plantas (Alam & Wadud 1963, Azevedo et al. 2013a).

4. Fatores favoráveis ao ácaro da lichia

O desenvolvimento do ácaro da lichia pode ser favorecido por diversos fatores, que afetam diretamente o crescimento, a mortalidade e a

dispersão de suas populações. A seguir, descrevemos os principais fatores de relevância no desenvolvimento de *A. litchii*.

Devido ao seu tamanho diminuto, *A. litchii* pode facilmente ser deslocado pelo vento (Raga 2011) ou por foresia, utilizando outros animais (Azevedo 2020, Ramos 2019). Amaral (2020) observou ácaros da lichia em mais de 20 % das abelhas que visitaram as flores de seu experimento. Esta interação é crucial para a disseminação dos ácaros, pois eles são transportados pelas abelhas, tanto dentro de um mesmo pomar quanto para áreas adjacentes, potencializando assim a dispersão da espécie (Waite 1999, Waite & McAlpine 1992). Além disso, os ácaros da lichia também são capazes de se disseminar através de correntes de ar, o que evidencia sua habilidade de aproveitar fatores abióticos para sua dispersão (Revynthi et al. 2021).

Assim, a presença de ventilação e o contato com animais ou ferramentas não devidamente higienizadas pode favorecer a dispersão do *A. litchii* por contaminação entre propriedades ou talhões (Raga

2011). A não destruição de ramos colonizados é também favorável, pois mantém a colônia viva e em possibilidade de dispersão (Ferraz 2022). Esta habilidade dos ácaros de se associarem tanto a vetores biológicos quanto a métodos de propagação agrícola ilustra a necessidade de estratégias de manejo integrado para mitigar a dispersão dessa praga e proteger a produção de lichias.

Uma vez que os ácaros estejam fora da erínea, estão sujeitos aos métodos de controle, caso sejam amostrados. Portanto, a falha no monitoramento também favorece o ácaro da lichia, ao ignorar os momentos ideais de controle (Ferraz 2022). A mortalidade desses artrópodes, também, pode ocorrer por fatores abióticos como precipitação (Amaral 2020) ou bióticos, como a presença de inimigos naturais (Ramos 2019, Revynthi 2023). Amaral (2020) observou que o pico populacional ocorre em novembro, enquanto o mês de julho apresentou menor densidade populacional (Amaral 2020). O eriofídio se desenvolve melhor sob temperaturas quentes, aliadas à baixa umidade (Ranjan 2018). Portanto, o ácaro da

lichia demonstra variação na densidade populacional quando em condições edafoclimáticas ideais ao seu desenvolvimento. E esses ácaros têm a capacidade de se proteger das chuvas, já que habitam as formações de erinose, o que os torna resistentes à eliminação natural durante o período chuvoso (Almeida et al. 1985).

A disponibilidade de alimento é outro fator que pode afetar esse ácaro, pois o desenvolvimento de *A. litchii* acompanha a fenologia de sua hospedeira, se intensificando nas épocas de brotamento e demonstrando profunda relação ecológica com a planta (Amaral 2020). Quando as plantas estão em período de brotação, *A. litchii* migram de suas colônias anteriores para os novos ramos. O mesmo ocorre com as inflorescências (Amaral 2020, Ramos 2019). Conhecido como o momento de vulnerabilidade de *A. litchii*, o período de migração requer estratégias eficazes.

Como mecanismo para se proteger dos fatores mortais, esse ácaro causa a formação de galhas ou erínea nas plantas de lichia. A mesma funciona como abrigo contra inimigos naturais, chuvas e inseticidas (Revynthi 2023). Sendo assim, a principal defesa de *A. litchii* é a indução de eríneas, estruturas formadas por tricomas de crescimento anormal, construindo um microhabitat propício ao seu desenvolvimento (Amaral 2020). A formação de eríneas é favorecida pela associação simbiótica entre o ácaro da lichia e a alga *Cephaleuros virescens* Kunze, que estimula a indução do crescimento anormal dos tricomas. Finalmente, uma maior velocidade na formação das eríneas é favorável ao desenvolvimento de *A. litchii*, pois representa redução no tempo que o ácaro de lichia fica vulnerável.

5. Pontos críticos de controle do ácaro da lichia

O ácaro da lichia (*Aceria licthii*) é minúsculo, a ponto de ser pouco visível a olho nu. No entanto, sua capacidade de causar danos é tão grave que, se não for controlado, pode inviabilizar completamente a produção das plantas afetadas. Este ácaro, apesar de sua

minúscula estatura, vive abrigado nas formações da erinose. O ácaro injeta uma toxina durante a alimentação, desencadeando a formação dessas estruturas. Uma alternativa para minimizar os efeitos dessa praga desafiadora é a aplicação de defensivos por meio de pulverização nos caules ou ramos. No entanto, essa técnica apresenta desafios tanto para produtores como para pesquisadores devido ao habito do ácaro de ficar dentro das eríneas (Picoli et al. 2010a).

A erinose em lichieira é muito mais evidente do que em outras culturas sem a presença do ácaro eriofídeo. Vale destacar que várias espécies de ácaros da família Eriophyidae (*Aceria spp.*, *Colomerus vitis*, *Eriophyes calaceris*, *Eriophyes negundi*, *Eriophyes parapopuli*, *Phytoptus pyri*) induzem a formação de galhas e erinose em plantas, resultando na deformação de folhas e inflorescências, mesmo na ausência de algas ou outros microrganismos associados (Utah State University Extension 2011). Isso pode dificultar sua identificação.

Esse ácaro ataca exclusivamente as brotações, principalmente durante as estações quentes, como a

primavera e o verão. As lichieiras produzem novas brotações de quatro a cinco vezes ao ano, e esse ácaro ataca sempre que surgem essas brotações. O ataque durante o florescimento é o mais prejudicial, pois, a partir desse ponto, os ácaros também podem afetar os frutos em desenvolvimento, resultando em frutos pequenos, defeituosos e até manchados de coloração escura. O ataque na floração causa a queda das flores, reduzindo a frutificação. Contudo, o ataque às brotações, mesmo ao longo do ano, enfraquece a frutificação e o desenvolvimento das plantas, prejudicando colheitas futuras (Ramos 2019).

Muitos produtores não dispõem de equipamentos adequados para a aplicação de defensivos em plantas de grande porte, o que leva ao uso de pulverizadores de alta potência para a aplicação de acaricidas em plantas maiores. No entanto, essa técnica de pulverização não é acessível para todos. É crucial observar que o produto utilizado para o controle deve ter características sistêmicas, ou seja, deve ser solúvel para circular junto à seiva e atingir as novas brotações, onde os ácaros se concentram (Machado et

al. 2013). É importante considerar que o produto sistêmico possui um efeito residual de aproximadamente 15 a 20 dias. Levando em consideração que as plantas produzem várias brotações anualmente, é fundamental respeitar aquelas próximas à frutificação para evitar que os frutos em desenvolvimento sejam contaminados sistemicamente (Ranjan et al. 2018).

6. Sistemas de tomada de decisão

No manejo integrado de pragas, para realizar o controle de *A. litchii* antes que a densidade da praga cause danos econômicos, faz-se uso do sistema de tomada de decisão. Esse sistema é dividido em dois componentes: os planos de amostragem e os índices de tomada de decisão. Através dos planos de amostragem é possível determinar a densidade do ácaro da lichia e de seus inimigos naturais como, por exemplo, o ácaro predador: *Phytoseius intermedius* Evans & MacFarlane (Acari: Phytoseiidae) (Azevedo et al. 2014).

Para avaliar a densidade do ácaro da lichia e tomar a melhor decisão sobre controlar ou não essa praga, faz-se o uso da amostragem convencional. Esse plano de amostragem deve representar a densidade do ácaro da lichia, ser de baixo custo, rápido e simples (Carvalho & Picanço 2023). No caso de *A. litchii* o monitoramento é feito através de inspeções regulares das folhas dos brotos (Azevedo et al. 2014). Utiliza-se as folhas, pois elas compreendem o órgão da planta atacado pela praga no primeiro momento de infestação.

Essa inspeção é feita para detectar os sintomas da infestação e como esse ácaro não é visto com lente de mão, é preciso levar o material para laboratório e obter o auxílio de uma lupa com alta resolução para identificação desses artrópodes. Portanto, a técnica usada para avaliar a intensidade de ataque do ácaro da lichia é a contagem direta em laboratório com auxílio de um microscópio estereoscópio e a característica avaliada no plano de amostragem desse artrópode é a injúria causada por ele (Picoli et al. 2010b). Para detecção de infestações inicias do ácaro

da lichia é necessário que seja realizados monitoramentos de forma frequente e regular. Essa inspeção deve ser realizada de forma regular e cuidadosa, principalmente nas novas brotações com caules e folhas recém formadas, pois, são suscetíveis ao ataque da praga (Revynthi et al. 2021).

Porém, em todos os trabalhos já publicados sobre o número de amostras por talhão avaliados e sobre a frequência de amostragem para essa praga, esses números foram estabelecidos pelos pesquisadores. Sendo assim, essas informações carecem de dados científicos adequados para possibilitar o controle desse artrópode antes dele causar danos econômicos. O que esses pesquisadores, em sua maioria, fizeram, foi marcar as arvores avaliadas aleatoriamente, retirar brotos das arvores e desses brotos retirar aleatoriamente folhas de mesmo tamanho e estagio fisiológico, e as folhas dentro do mesmo broto constituíam uma amostra (Azevedo et al. 2014, Picoli et al. 2010b, Ramos et al. 2023).

Após a amostragem, avalia-se o índice de tomada de decisão, que nos permitem determinar se a

população de *A. litchii* e de seus inimigos naturais estão baixas ou altas nas lavouras de lichia. Esses índices usam o nível de dano econômico, que é a menor densidade da praga capaz de causar danos econômicos nas lavouras e o nível de controle, que corresponde a uma densidade da praga menor que o nível de dano econômico (Picanço et al. 2014, Prasad & Singh 1981).

Para a lichia, o nível de controle usado no sistema de tomada de decisão para o *A. litchii* é estabelecido baseado na experiência de técnicos e pesquisadores, por isso é muito importante realizar pesquisas com base científica adequada. Esse índice possibilitaria o controle dessa praga antes dela alcançar o nível de dano econômico, reduzindo custo de produção e aumentando a produtividade. O que se tem adotado é a poda dos galhas ou plantas que apresentam a presença desse ácaro, mas não se tem um nível estabelecido a partir do qual, deve-se fazer essa poda ou o controle desse ácaro.

6. Métodos de controle

6.1. Controle cultural

A remoção e queima de galhos infestados consiste na principal estratégia de controle cultural para *A. litchii* em pomares de lichia (Castro et al. 2018, Waite 2005). Essa é a principal estratégia de controle, porque existe uma proteção oferecida pela erinose a esses ácaros-praga que dificulta o controle químico (Waite 2011).

O ácaro se espalha muito fácil em plantas de viveiro, principalmente em ramos retirados de árvores infestadas. Por isso a utilização de material de plantio deve ser oriundo de pomares limpos e livres de ácaros (Waite, 2011). As plantas de lichia devem ser monitoradas em viveiros para prevenir ou reduzir a propagação deste ácaro, uma vez que o manejo de *A. litchii* com podas e pulverização com acaricidas onera os custos de produção desta cultura.

A poda de ramos e folhas de erineos é uma estratégia eficaz de controle para os ácaros nas plantações de lichia, sendo que as populações dessa

praga são maiores no terço inferior das plantas e a poda dos ramos sintomáticos nesta região deve ser completa (Raga et al. 2010, Raga et al. 2011). Após a poda deve ser realizada aplicações sucessivas de enxofre para proteção da nova brotação. Sem a aplicação de enxofre a poda pode agravar a propagação do ácaro. Sendo essa prática recomendada para evitar a infestação dos novos brotos e folhas. As aplicações subsequentes de enxofre devem ser realizadas quando surgirem as novas brotações e devem ser repetidas a cada 15 dias até que a árvore pare de produzir novas brotações. Porém, durante os períodos de altas temperaturas, o enxofre pode provocar fitoxicidade. Então, é importante evitar aplicações de enxofre em temperaturas altas, por três dias seguidos (Revynthi et al. 2021).

Medidas de prevenção devem ser adotadas para evitar a introdução ou conter a disseminação do ácaro-da-erinose, como a não utilização de máquinas e implementos oriundos de outras propriedades; Impedir a entrada de veículos no interior ou nos

arredores do pomar de lichia; Roupas e utensílios destinados a trabalhadores devem ter uso exclusivo por propriedade; Caixarias, máquinas e implementos devem ser higienizados antes e após a sua entrada no pomar; Implantar quebra-ventos nos pomares de lichia para dificultar a disseminação dos ácaros pelo vento ou por insetos; Combinar a realização de medidas de controle e prevenção em pomares de lichia da mesma região produtora (Raga et al. 2011).

6.2. Resistência de plantas

A resistência de plantas a pragas e patógenos é um dos métodos de controle mais importantes, visto que é de baixo custo, não polui o meio ambiente e não prejudica os seres vivos. Porém, a utilização de variedades resistentes e e/ou tolerantes é uma estratégia pouco explorada para o manejo do ácaro da lichia (Amaral et al. 2020).

Amaral et al. (2020) com objetivo de selecionar plantas resistentes, verificaram que a variedade Bengal (amplamente comercializada) é uma das variedades mais suscetíveis ao ataque de ácaros e a

variedade Americana apresentou resistência ao ácaro. Os autores destacam que embora a americana seja pouco cultivada no Brasil, esta variedade é produtiva e tem frutas com grande quantidade de polpa e proporção adequada de açúcar e acidez, características bem aceitas pelos consumidores.

6.3 Controle biológico

Os principais predadores de ácaros fitófagos são as espécies da família Phytoseiidae (McMurtry et al. 2013).

O controle biológico natural dos ácaros Eriophyidae baseia-se principalmente em predadores. Eles atacam *A. litchii* quando o ácaro sai do erineo (Azevedo et al. 2014; Castro et al. 2018).

O controle químico de *A. litchii* é dificultado devido a proteção dada pela erinose (Azevedo et al. 2016). Porém, em algum momento do seu ciclo biológico, os eriofídeos precisam sair desse abrigo para colonizar outros locais e, durante essa migração, ficam expostos a condições climáticas adversas e aos predadores (Picoli et al. 2010a).

Portanto, o controle biológico é uma alternativa para o manejo deste ácaro. Utilizar predadores para controlar *A. litchii* tem como vantagens à ocorrência natural de tais predadores com a presa, e que eles conseguem procurar de forma ativa e localizar o ácaro dentro da erínea. Portanto, o controle biológico pode ser uma estratégia de manejo importante para o ácaro-praga na lichia (Ferraz et al. 2022).

A liberação do ácaro predador *Neoseiulus californicus* (McGregor) em plantas de lichia mostrou-se promissora para o controle biológico de *A. litchii* em cultivo de lichia (Ramos et al. 2019). *N. californicus* é um predador utilizado comercialmente em todo o mundo para controlar várias espécies de ácaros de importância econômica (Silva et al. 2020).

Ferraz et al. (2022) com o objetivo de identificar a comunidade de artrópodes associada a *A. litchii* com foco nos potenciais inimigos naturais associados a esta praga de ácaro em pomares comerciais e não comerciais de lichia no estado de Minas Gerais, Brasil, constataram que Phytoseiidae foi a família de ácaros mais diversa e abundante, com um total de 11

espécies e de todas as espécies de predadores amostradas, *Phytoseius intermedius* teve a maior abundância.

Os ácaros da família Phytoseiidae são predadores que se alimentam de forma voraz de ácaros fitófagos e ovos de insetos, podendo também ter outros hábitos alimentares, consumindo alimentos como fungos, exsudatos de plantas e pólen (McMurtry et al. 2013).

Picoli et al. (2010a) objetivando identificar ácaros predadores em plantas de lichia e correlacionar seu desenvolvimento populacional ao de *Aceria litchii.* Encontram em seus estudos as espécies *Amblyseius compositus*, *A. herbicolus, Euseius concordis* (Chant), *Iphiseiodes zuluagai* e *Phytoseiulus macropilis* (Banks). Sendo as espécies mais abundantes *A. Compositus* e *P. intermedius*. Os autores concluíram que as populações dos predadores *A. compositus, E. concordis* e o *I. zuluagai* apresentaram correlações altas e positivas com o ácaro da lichia. Os mesmos autores ainda destacam a importância desses ácaros predadores, devendo estimular mais estudos que

confirmem a eficiência dessa predação. Estratégias que podem favorecer a manutenção dessas espécies nas áreas cultivadas devem ser desenvolvidas. Por serem ácaros generalistas, que podem ser alimentos de pólen, uma possibilidade de ser testado é o uso de espécies produtoras de pólen como quebra-ventos.

A efetividade desses predadores no controle biológico do ácaro-praga, em cultivos comerciais de lichia no Brasil, é pouco conhecida. Além de que, não existe muita informação sobre os efeitos dos agrotóxicos utilizados na cultura, sobre ácaro-praga e dos inimigos naturais associados. A obtenção dessas informações é importante para o estabelecimento das estratégias de manejo da praga, em cultivos comerciais de lichia no Brasil (Ramos et al. 2019).

O patógeno *Hirsutella thompsonii* (Fischer) foi identificado infectando naturalmente o ácaro da lichia no Brasil. A erinea pode facilitar o desenvolvimento do fungo e sua persistência nas plantas. Portanto, esse fungo pode ser uma alternativa para o controle biológico de *A. litchii*, uma vez que é um importante inimigo natural do ácaro (Picoli & Vieira 2013).

6.4. Controle químico

6.4.1. Controle químico convencional

O controle químico tem sido o mais empregado, no entanto existe poucos produtos químicos registrados para essa praga no Brasil (Tabela 6.1). O que torna importante a adoção de outros métodos de controle. A dosagem recomendada se baseia no diâmetro dos ramos e pode ser determinada diretamente com o uso de uma trena ou fita métrica. A quantidade de produto a ser aplicada é calculada multiplicando o valor do perímetro do ramo por dois, para cada metro de extensão do ramo ou tronco Azevedo et al. (2013b).

O controle do ácaro da lichia com inseticidas sintéticos deve ser realizado durante grande parte do ano, principalmente no desenvolvimento das inflorescências e na expansão de novas folhas, quando ocorre a migração dos ácaros para órgãos jovens para se abrigarem, alimentar e reproduzir, surgindo novos eríneos (Arthur & Machi 2016, Azevedo et al. 2014).

Tabela 6.1. Produtos registrados no Brasil para o controle do ácaro da lichia.

Ingrediente ativo	Grupo do produto	Classe toxicológica	Classe de periculosidade ambiental
Azadiractina	Tetranortriterpenóide	5: Improvável de causar dano agudo	IV: Pouco perigoso ao ambiente
Enxofre	Inorgânico	5: Improvável de causar dano agudo	III: Perigoso ao ambiente
Propargito	Sulfito de alquila	4: Pouco tóxico	II: Muito perigoso ao ambiente

Fonte: MAPA (2023).

Pesquisas iniciais realizadas no estado de São Paulo indicaram que é recomendável a realização de pulverizações nos meses de maio e junho, período em que as plantas estão em início de brotação reprodutiva e os ácaros *A. litchii* possivelmente estão em dispersão para novos locais (Picoli 2010a).

Os agrotóxicos devem ser aplicados antes e/ou durante a emergência da inflorescência e expansão das folhas de *L. chinensis*. A aplicação de inseticidas fora desta faixa não apresenta resultados satisfatórios. O grande problema com o controle do ácaro da lichia é o seu ciclo de vida oculto. A pulverização de produtos deve ocorrer nas fases em que os ácaros deixam temporariamente os eríneos. O controle é melhor realizado com acaricidas com efeito residual longo, uma vez que a transferência (saída erina) dos ácaros para novas folhas se estende por vários dias ou semanas (Picoli 2010a, Van Leeuwen et al. 2010, Waite 2005).

Até o momento, apenas três produtos, azadiractina, enxofre e propargito, foram registrados para uso nas plantas de lichia no Brasil. Os dois primeiros são classificados na Categoria 5, Produto Improvável de Causar Dano Agudo e o último na Categoria 4 Produto Pouco Tóxico, sendo este o mais toxico entre os três. Em relação a classe de periculosidade ambiental, o propargito é também o mais toxico entre os três, classificado na classe II - Produto Muito Perigoso ao Meio Ambiente (MAPA 2023).

Outros produtos mostraram efeitos sobre o ácaro na lichia, porém sem registro para uso na cultura. Fenazaquina, keltano e fenpropatrina proporcionaram redução drástica da incidência do ácaro no estágio inicial de infestação nas folhas frescas (Ranjan et al. 2018).

A aplicação de fenpiroxima, enxofre, abamectina e hexitiazox causou elevada mortalidade de *A. litchii*. Porém, esses inseticidas foram considerados nocivos ao predador *Phytoseius intermedius* (Acari: Phytoseiidae). Fenpiroximato, espiromesifeno, dimetoato, hexitiazoxi, enxofre, abamectina indicaram que são promissores para o controle do ácaro da lichia, com eficiências acima

de 80%, de acordo com estudos realizados em condições de laboratório (Azevedo et al. 2013).

6.4.2. Controle químico alternativo

Em estudo com o objetivo de avaliar algumas estratégias para o manejo do ácaro-praga (*A. litchii*) e da erinose associada, em lichieira. Foi observado que o uso da calda sulfocálcica causou redução populacional de *A. litchii*, porém afetou a população dos ácaros predadores da espécie *Phytoseius woodburyi*. Foi concluído, também, que a aplicação da calda bordalesa (sulfato de cobre) contribuiu para a redução na incidência da erinose (Ramos et al. 2019).

A menor incidência de *A. litchii* nas plantas tratadas com calda bordalesa pode ter ocorrido devido à redução na formação de erinose provocada pela alga simbionte (*Cephaleuros virescens*), pela aplicação do produto à base de sulfato de cobre, que é considerado um algicida convencional (Barros et al. 2011). A quantidade menor de erinose nas folhas pode ter afetado a sobrevivência de *A. litchii* nas plantas de lichia, pela maior exposição dos ácaros-praga aos

predadores presentes e aos tratamentos químicos (calda sulfocálcica) realizados (Ramos et al. 2019).

Poucos estudos investigaram a eficiência de novos compostos químicos no controle de *A. litchii*. Portanto, pesquisas em métodos de controle são fundamentais para alcançar o controle integrado e reduzir as possibilidades de propagação e estabelecimento de *A. litchi* (Castro et al. 2018).

7. Referências

Alam M.Z., Wadud M.A. (1963). On the biology of litchi mite, *Aceria litchi* Keifer (Eriophyidae, Acarina) in East Pakistan. Pakistan Journal of Science, v.15, p.232-240.

Almeida R.T., Vasconcelos I., Freire V.F. (1985). Plantas hospedeiras da alga *Chephaleuros virescens* Kunze no estado do Ceará, Brasil. Ciência Agronômica, v.16, n.2, p.53-55.

Amaral I., Matta L.G., Andrade D.J. (2020). Population dynamics of *Aceria litchii* (Keifer) (Acari: Eriophyidae) reveals differential responses of lychee varieties. Systematic and Applied Acarology, 25(2), 214-224.

Arthur V., Machi A.R. (2016). Development of phytosanitary irradiation against *Aceria litchii* (Trombidiformes: Eriophyidae) on lychee. Florida Entomologist 99 (2): 143-149.

Azevedo L.H. (2013a). Dinâmica populacional e controle do ácaro *Aceria litchii* Keifer (Prostigmata: Eriophyidae) em plantas de lichia. Dissertação (mestrado). Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. 73 f. Jaboticabal.

Azevedo L.H., Castilho R.D., Moraes G.J. (2016). Suitability of the litchi erineum mite, *Aceria litchii* (Keifer), as prey for the mite *Phytoseius intermedius* Evans & MacFarlane (Acari: Eriophyidae, Phytoseiidae). Systematic and Applied Acarology 21 (3): 270-278.

Azevedo l.H., Maeda E.Y., Inomoto M.M., Moraes G.J. (2014). A method to estimate the population level of *Aceria litchi* (Prostigmata: Eriophyidae) and a study of the population dynamics of this species and its predators on litchi trees in Southern Brazil. Journal of Economic Entomology 107 (1): 361-367.

Azevedo l.H., Moraes G.J., Yamamoto P.T., Zanardi O.Z. (2013b). Development of a methodology and evaluation of pesticides against *Aceria litchii* and its predator *Phytoseius intermedius* (Acari: Eriophyidae, Phytoseiidae). Journal of Economic Entomology 106 (5): 2183-2189.

Barros S., Geraldes A.M., Fernandes C. (2011). Avaliação do potencial algicida e algistático de extractos vegetais em *Chlorella vulgaris* e *Anabaena cylindrica*. Captar: Ciência e Ambiente para Todos, v.3, n.1, p.30-39.

Carrillo D., Cruz L.F., Revynthi A.M., Duncan R.E., Bauchan G.R., Ochoa R., Bolton S.J. (2020). Detection of the lychee erinose mite, *Aceria litchii* (Keifer) (Acari: Eriophyidae) in Florida, USA: a comparison with other alien populations. Insects, 11(4), 235.

Carvalho F.R., Picanço M.C. (2023). Manejo sustentável de cultivos de algodão I. UFV, Departamento de Entomologia.

Castro B.M.C., Plata-Rueda A., Silva W.M., Menezes C.W.G., Wilcken C.F. (2018). Management of *Aceria litchii* (Acari: Eriophyidae) on *Litchi chinensis*. Revista Colombiana de Entomología, 44(1), 2-7.

Ferraz C.S., Ataide L.M.S., Gondim Jr M.G.C., Pallini A. (2022). Arthropods associated with the lychee erinose mite, *Aceria litchii* (Acari: Eriophyidae) on lychee trees in Minas Gerais, Brazil. Experimental and Applied Acarology, 88(3-4), 289-300.

Fornazier M.J., Martins D.D.S., Fornazier D.L., Azevedo L.H., Zanuncio Jr J.S., Zanuncio J.C. (2014). Range expansion of the litchi erinose mite *Aceria litchii* (Acari: Eriophyidae) in Brazil. Florida Entomologist, 97(2), 846-848.

Haque M.M., Das B.C., Khalequzzaman M., Chakrabarti S. (1998). *Eriophyoid mites* (Acari: Eriophyoidea) from Bangladesh. Oriental Insects, 32(1), 35-40.

Jeppson L.R., Keifer H.H., Baker E.W. (1975). Mites injurious to economic plants. University of California Press.

Keifer H.H. (1943). Eriophyid studies XIII. State Calif Dep Agric Bull 32: 212–222.

Keifer H.H., Knorr L. C. (1978). Eriophyid mites of Thailand. Plant Protection Service Technical Bulletin, 38.

Machado P.A., Rocha A.B.F., Alcantra E. (2013). Efeito da aplicação de hexythiazox em diferentes dosagens no controle do *Aceria litchii* na lichia. In: Simpósio de Pós-Graduação do IFSULDEMINAS, 2., Inconfidentes, MG.

MAPA – Ministério da Agricultura (2023). AGROFIT: Sistema de agrotóxicos fitossanitários. Brasília: MAPA. Disponível em https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/!ap_praga_consulta_cons. Acesso em 23/11/2013.

MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento) (2017). Instrução Normativa 52 Dez 2007.

Martins A.B.G. (2001). Lichieira (*Litchi chinensis* Sonn.). Sociedade Brasileira de Fruticultura.

McMurtry J.A, Moraes G.J.D., Sourassou N.F. (2013). Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. Syst Appl Acarol 18:297.

Menzel C.M., Waite G.K. (2005). Litchi and longan: botany, production and uses. Cabi Publishing.

Motta E.D. (2009). Avaliação da composição nutricional e atividade antioxidante de *Litchi chinensis* Sonn. ("Lichia") cultivada no Brasil. Rio de Janeiro. 2009. 100 f.

Navia D., Júnior A.L.M., Gondim Jr M.G.C., Mendonça R.S., Pereira P.R. S.V. (2013). 15 Recent Mite Invasions in South America. Potential invasive pests of agricultural crops, 3, 251.

Picanço M.C., Morais E.G.F., Silva G.A., Barros R., Sousa Jr R.C., Chediak M., Moreira M.D. (2014). Controle químico de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. 2ed. Viçosa: UFV. p.355-370.

Picoli P.R.F. (2010a). *Aceria litchii* (Keifer) em lichia: ocorrência sazonal, danos provocados e identificação de possíveis agentes de controle biológico.

Picoli P.R.F., Vieira M.R. (2013). First report of pathogenic activity of *Hirsutella thompsonii* (Fischer) on the litchi erineum mite *Aceria litchii* (Keifer). Semina: Ciências Agrárias 34 (1): 187-190.

Picoli P.R.F., Vieira M.R., Silva E.A., Mota, M.S.O. (2010b). Ácaros predadores associados ao ácaro-da-erinose da lichia. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 45(11), 1246-1252.

Pinese B. (1981). Erinose mite a serious litchi pest. Queensland agricultural journal.

Prasad V.G., Singh R.K. (1981). Prevalence and control of litchi mite, *Aceria litchii* Keifer in Bihar. Indian Journal of Entomology, v.43, p.67-75.

Queiroz R., Fornazier M., Zanúncio Junior J.S., Martins D.D.S. (2016). Ácaro-da-erinose: ameaça à cultura da lichi no Espírito Santo.

Raga A., Mineiro J.L.C., Romildo C., Siloto R.C. (2011). Ácaro *Aceria litchii* (Keifer) (Prostigmata: Eriophyidae) nova praga da lichieira no Brasil. São Paulo: Instituto Biológico. 9p.

Raga A., Mineiro J.L.C., Sato M.E., Moraes G.J., Flechtmann C.H.W. (2010). Primeiro relato de *Aceria litchii* (Keifer) (Prostigmata: Eriophyidae) em plantas de lichia no Brasil. Revista Brasileira de Fruticultura 32 (2): 628-629.

Ramos J.T. (2019). Manejo de *Aceria litchii* (Keifer) (Acari: Eriophyidae) em cultivo de lichieira no estado de São Paulo. São Paulo: Instituto Biológico. 46p. (Dissertação em Segurança Alimentar e Sanidade no Agroecossistema).

Ramos J.T., Mineiro J.L.C., Sato M.E. (2023). Monitoring and management of *Aceria litchii* (Acari: Eriophyidae) in lychee orchard in São Paulo.

Ranjan R., Mukherjee U., Kumar V. (2018). Management strategy against litchi mite (*Aceria litchii*

Keifer). Journal of Entomology and Zoology Studies, 6(5): 792-795.

Revynthi A.M., Ataide L.M., Crane J.H., Wasielewski J., Kendra P.E., Carrillo, D. (2023). O Ácaro da Erinose da Lichia (*Aceria litchii* Keifer) (Acari: Eriophyidae): ENY2077P/IN1409, 8/2023. EDIS, 2023(4).

Revynthi A.M., Crane J.H., Wasielewski J., Kendra P.E., Carrillo D. (2021). The lychee erinose mite *Aceria litchii* (Keifer) (Acari: Eriophyidae). Gainesville: University of Florida. 6p.

Schulte M.J., Martin K., Sauerborn J. (2007). Biology and control of the fruit borer, *Conopomorpha sinensis* Bradley on litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) in northern Thailand. Insect Science, 14(6), 525-529.

Silva E.M., Toscano L.C., Alves Eigenheer M., Maruyama W.I., Silva A. G. (2020). *Neoseiulus californicus* preying on *Tenuipalpus heveae*. Pesq. Agropec. Trop., Goiânia, v. 50, e64329.

Silva R.A., Souza J.C., Azevedo L.H., Carvalho L.M. (2016). Pests of litchi. Informe Agropecuario, 37(293), 56-62.

Somchoudhury A.K., Singh P., Mukherjee A.B. (1989). Interrelationship between *Aceria litchii* (acari: eriophyidae) and *Cephaleuros virescens*, a parasitic alga in the formation of erineum-like structure on litchi leaf. Progress in Acarology, 2, 147.

Utah State University Extension. (2011). Eriophyid Mites bud, blister, gall, and rust mites.

Van Leeuwen T., Witters J., Nauen R., Duso C., Tirry L. (2010). The control of eriophyoid mites: state of the art and future challenges. Experimental and Applied Acarology 51 (1-3): 205-224.

Waite G. (2011). *Lychee erinose* mite in lychees. Queensland: Department of Plant Industries and Fisheries.

Waite G.K. (1999). New evidence further incriminates honey-bees as vectors of lychee erinose mite *Aceria litchii* (Acari: Eriophyiidae). Experimental & applied acarology, 23, 145-147.

Waite G.K. (2005). Pests. pp. 237-259. Litchi and Longan, Botany, Production and Uses, CAB International, Wallingford, Reino Unido.

Waite G.K., Gerson U. (1994). The predator guild associated with *Aceria litchii* (Acari: Eriophyidae) in Australia and China. Entomophaga, 39, 275-280.

Waite G.K., Hwang J.S. (2002). Pests of litchi and longan. In Tropical fruit pests and pollinators: biology, economic importance, natural enemies and control (pp. 331-359). Wallingford UK: CABI Publishing.

Waite G.K., McAlpine J. D. (1992). Honey bees as carriers of lychee erinose mite *Eriophyes litchii* (Acari: Eriophyiidae). Experimental & applied acarology, 15(4), 299-302.

Capítulo 7

Manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo

Marcelo C. Picanço, Nicácia A.B. Moraes, José Carlos B. Santos, Erika T.C. Vargas, Darlison C. Ferreira, Eliseu J.G. Pereira

1. Introdução

Entre os principais fatores de perdcas nos cultivos de sorgo (*Sorghum bicolor*) está o ataque de pragas. Os programas de manejo integrado de pragas são a forma mais eficiente e sustentável de controle destes organismos. Esses programas são compostos pela diagnose, tomada de decisão e métodos de controle. No componente diagnose são identificadas as pragas, descritos os fatores favoráveis ao seu ataque e os pontos críticos de seu controle. Nos sistemas de tomada de decisão são estabelecidos planos de amostragem e níveis de controle. Já os métodos de controle são selecionados usando critérios técnicos, econômicos, ecotoxicológicos e sociais (Mendes et al. 2020, Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014a). Assim, neste capítulo de livro é descrito programa de manejo

integrado de pragas em cultivos de sorgo. Para tanto, é abordado sobre a bioecologia, fatores favoráveis, pontos críticos de controle, tomada de decisão e métodos de controle das pragas nos cultivos de sorgo.

2. Bioecologia dos principais grupos de pragas

Os principais grupos de pragas nos cultivos de sorgo no Brasil são as pragas subterrâneas, lagartas broqueadoras do colmo, pulgões, lagartas desfolhadoras e pragas da panícula (Mendes et al. 2020, Mendes et al. 2014). A seguir são descritos os ciclos de vida e injúrias dessas pragas.

2.1. Pragas subterrâneas

As principais pragas deste grupo são a larva arame *Conoderus scalaris* (Coleoptera: Elateridae) e o coró *Liogenys fuscus* (Coleoptera: Scarabaeidae). As larvas desses besouros atacam as raízes das plantas e causam sua mortalidade, sobretudo no início da condução dos cultivos (Mendes et al. 2020, Mendes et al. 2014).

2.1.1. *Conoderus scalaris*

Os ovos de *C. scalaris* são brancos e esféricos, colocados no solo. Suas larvas têm corpo esclerotizado e cilíndrico e variam de 20 a 40 mm de comprimento. A coloração da larva varia de amarelo-leitoso a marrom. O adulto é um besouro com cerca de 10 a 15 mm de comprimento de coloração marrom avermelhada (Mendes et al. 2014, Seffrin et al. 2006).

2.1.2. *Liogenys fuscus*

Os ovos são depositados pelas fêmeas no solo. A larva apresenta três pares de pernas e são de coloração branco-leitosa e formato de "U", medindo de 20 a 30 mm de comprimento. Os adultos são de coloração marrom brilhante. Os machos apresentam os tarsômeros mais espessos nos dois primeiros pares de pernas (Rodrigues et al. 2016).

2.2. Lagartas broqueadoras do colmo

Essas pragas pertencem a ordem Lepidoptera. As principais pragas deste grupo são a lagarta elasmo *Elasmopalpus lignosellus* (Pyralidae) e a broca da

cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Crambidae). Durante o ciclo de vida *E. lignosellus* e *D. saccharalis* passam pelos estágios de ovo, larva, pupa e adultos (Bortoli et al. 2005, Mendes et al. 2014).

Os adultos de *E. lignosellus* são mariposas de coloração acinzentada com aproximadamente 20 mm de envergadura. A lagarta elasmo tem aproximadamente 15 mm de comprimento, de coloração verde azulada com listras transversais marrons localizadas no dorso e na cabeça. As lagartas penetram na região do coleto da planta, formando uma galeria no interior do colmo com presença de detritos, teias e terra no orifício de entrada da lagarta na planta. O sintoma de dano da lagarta elasmo é o coração-morto. Inicialmente observa-se a murcha das folhas novas centrais e a permanência das folhas mais velhas externas normais, terminando com a seca das folhas centrais e morte ou perfilhamento da plântula (Mendes et al. 2014, Waquil & Viana 1994, Youm et al. 1988).

Os adultos de *D. saccharalis* são mariposas de coloração amarelo-palha, com 20 mm de

envergadura. A lagarta é branca com pontos escuros em seu corpo. A fêmea coloca a massa de ovos na folha da cana-de-açúcar. Após a eclosão, as lagartas raspam o limbo foliar e posteriormente penetram no colmo, formando galerias. As aberturas provocadas pela alimentação de *D. saccharalis* são porta de entrada para fungos que ocasionam a podridão vermelha e a redução da qualidade da matéria prima (Bortoli et al. 2005, Mendes et al. 2014).

2.3. Pulgões

Essas pragas pertencem a família Aphididae e a ordem Hemiptera. As principais espécies de pulgões pragas nos cultivos de sorgo são o pulgão da cana-de-açúcar *Melanaphis sacchari*, o pulgão do milho *Rhopalosiphum maidis* e o pulgão verde *Schizaphis graminum.* Durante o ciclo de vida estas espécies passam pelos estágios de ninfa e adultos (Cruz & Vendramin 1989, Mendes et al. 2014).

Os adultos e ninfas do pulgão da cana-de-açúcar *M. sacchari* são pequenos (1mm) com coloração amarela. Esse inseto causa prejuízos à cultura do

sorgo devido a sucção de seiva das plantas e excretar uma substância açucarada que favorece o desenvolvimento de fumagina. Além disso, o inseto é vetor de viroses (Rodríguez-del-Bosque & Terán 2015, Singh et al. 2004).

Os adultos e ninfas de *R. maidis* apresenta coloração verde azulada, com pernas, antenas e sifúnculos negros. Os pulgões ápteros medem cerca de 1,5 mm de comprimento. Esse pulgão infesta o cartucho e a panícula, sugando a seiva da planta. As folhas atacadas ficam cloróticas, encarquilhadas e enroladas, com manchas marrom-amareladas. Sobre a excreção açucarada desenvolve-se fumagina, que prejudica a atividade fotossintética (Anjali et al. 2017, Fonseca et al. 2005).

Os pulgões *S. graminum* são pequenos insetos de coloração verde que vivem aglomerados em colônias. O pulgão verde prefere a face inferior das folhas mais velhas. Seu dano se deve a sucção de seiva e injeção de toxina na planta que provocam bronzeamento e morte da área foliar afetada. Além disso, podem

transmitir o vírus do mosaico da cana-de-açúcar para o sorgo (Carvalho et al. 1999, Mendes et al. 2014).

2.4. Lagartas desfolhadoras

Essas pragas pertencem a ordem Lepidoptera e a família Noctuidae. As principais espécies de lagartas desfolhadoras que atacam os cultivos de sorgo no Brasil são a lagarta do cartucho *Spodoptera frugiperda* e o curuquerê dos capinzais *Mocis latipes*. Durante o estágio larval essas pragas desfolham as plantas reduzindo a sua capacidade fotossintética (Gregory et al. 1988, Mendes et al. 2014, Navasero et al. 2019).

A mariposa de *S. frugiperda* mede por volta de 35 mm de envergadura com asas anteriores pardo-escuras e posteriores branco-acinzentadas. A lagarta tem coloração cinza-escuro a marrom, três pares de pernas torácicas e 4 pares de pernas abdominais. Na cabeça tem um Y invertido (Barcelos et al. 2019, Janwa et al. 2021, Mendes et al. 2014, Navasero et al. 2019).

A mariposa de *M. latipes* é de coloração pardo-acinzentada medindo 40 mm de envergadura,

apresentando uma linha escura transversal na asa anterior. A lagarta tem coloração brilhante, sendo o fundo verde-escuro com listras castanho-escuros, com faixas amarelas longitudinais. Apresentam caminhamento do tipo mede palmo (Cruz & Santos 1983, Mendes et al. 2014, Gregory et al. 1988).

2.5. Pragas da panícula

As principais espécies desse grupo de pragas são a mosca do sorgo *Stenodiplosis sorghicola* (Diptera: Cecidomyiidae), as lagartas *Spodoptera frugiperda*, *Helicoverpa armigera* e *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) e os percevejos (Hemiptera) *Leptoglossus zonatus* (Coreidae), *Nezara viridula*, *Oebalus* spp., *Thyanta perditor* (Pentatomidae) e *Sthenaridea carmelitana* (Miridae) (Mendes et al. 2014, Sharma & Franzmann 2021).

Os adultos da mosca-do-sorgo são pequenas moscas, com tamanho que varia de 1,3 a 1,6 mm de comprimento, com coloração alaranjada, cabeça amarela e apêndices marrons. As larvas são inicialmente leitosas, passam a ter coloração

alaranjado-escura no final de seu ciclo, que dura entre 9 e 11 dias. Esta praga deposita seus ovos nas flores da panícula de sorgo, onde as larvas se alimentam impedindo a formação dos grãos (Mendes et al. 2014, Sharma & Franzmann 2021).

Durante o ciclo de vida *H. armígera, H. zea* e *S. frugiperda* passam pelos estágios de ovo, larva, pupa e adulto. Os adultos de *S. frugiperda* mede por volta de 35 mm de envergadura com asas anteriores pardo-escuras e posteriores branco-acinzentadas e suas larvas são de coloração varia de cinza-escuro a marrom e medem cerca de 50 mm de comprimento. As larvas de *S. frugiperda* causam desfolha e consomem as estruturas reprodutivas das plantas de sorgo. Já os adultos de *Helicoverpa* spp. têm cerca de 40 mm de envergadura, apresentando asas anteriores de coloração amarelo-parda, com uma faixa transversal mais escura, possuem manchas escuras dispersas sobre as asas e asas posteriores são mais claras, com uma faixa nas bordas externas. Suas larvas medem cerca de 35 mm, de coloração que varia entre verde-claro, rosa, marrom ou quase preta, com

faixas longitudinais escuras e claras alternando-se ao longo do corpo, cabeça amarela ou marrom, espiráculos escuros e bem evidentes. As larvas de *Helicoverpa* spp. consomem as estruturas reprodutivas das plantas de sorgo (Dowd & Sattler 2015, Knutson & Cronholm 2007, Mendes et al. 2014, Navasero et al. 2019).

Durante o ciclo de vida os percevejos que atacam as panículas do sorgo passam pelos estágios de ovo, ninfa e adulto. Os adultos de *L. zonatus* possuem coloração amarronzada com duas manchas amareladas no pronoto (Allen 1969). As ninfas passam por cinco estágios de desenvolvimento (Tepole-García et al. 2016). Os adultos de *N. viridula* são totalmente verdes, medindo de 12 a 15 mm de comprimento. As ninfas são de coloração preta com manchas claras no dorso, e passam por cinco instares (Esquivel et al. 2018). Os adultos de *Oebalus* spp. possuem coloração marrom-clara com machas amarelas no escutelo, e medem de 8 a 10 mm de comprimento (McPherson & Bundy 2018). As ninfas variam de clara a escura, passado por cinco estágios ninfais (Vecchio & Grazia

1993). Os adultos de *T. perditor* podem apresentar coloração verde ou parda, e medir de 6,8 a 9,7 mm de comprimento. Suas ninfas apresentam variação de cor, passando por cinco instares (Kishino 1981). Os adultos de *S. carmelitana* possuem coloração leitosa a negra. As ninfas podem passar até por seis instares ninfais (Matrangolo & Waquil 1991). Os adultos e ninfa dos percevejos se alimentam principalmente de grãos de sorgos, e eventualmente de partes da panícula.

3. Fatores favoráveis ao ataque de pragas

A ocorrência de altas temperaturas do ar é favorável a todas as pragas nos cultivos do sorgo já que este elemento climático afeta positivamente o desempenho biológico destes insetos. Já a ocorrência de chuvas tem impacto negativo sobre as pragas que atacam a parte aérea das plantas devido as suas gotas causarem mortalidade a estes insetos. Por outro lado, as situações de maior umidade são favoráveis às pragas subterrâneas (Tabela 7.1).

Tabela 7.1. Fatores favoráveis ao ataque de pragas nos cultivos de sorgo.

Grupo de pragas	Fatores favoráveis
Pragas subterrâneas	Plantio direto, épocas e locais quentes e chuvosos, início dos cultivos e desuniformidade de plantio.
Lagartas broqueadoras do colmo	Cultivos de gramíneas, épocas e locais quentes e secos, solos arenosos, início dos cultivos e desuniformidade de plantio.
Pulgões	Cultivos de gramíneas, épocas e locais quentes e secos, adubação mal feita sobretudo com excesso de nitrogênio e uso não seletivo de inseticidas.
Lagartas desfolhadoras	Cultivos de gramíneas, épocas e locais quentes e Ocorrência de veranicos.
Pragas da panícula:	
Mosca do sorgo	Plantas em estágio reprodutivo, florescimento desuniforme das plantas, plantios tardios.
Lagartas	Cultivos de gramíneas, épocas e locais quentes, ocorrência de veranicos.
Percevejos	Plantas em estágio reprodutivo, florescimento desuniforme das plantas e plantios tardios.

Fonte: Mendes et al. 2020, Picanço et al. 2014a, Wilson et al. 2020.

Devido as plantas no início de desenvolvimento terem poucas raízes, o ataque de pragas subterrâneas neste momento faz com que haja grande mortalidade de plantas. No início dos cultivos de sorgo o caule das plantas é tenro o que favorece ao ataque de pragas broqueadoras de colmo. Além disso, é neste estágio que inicia o ataque de pulgões às plantas. Em plantios desuniformes as plantas ficam mais tempo nos estágios iniciais de desenvolvimento o que as torna mais suscetíveis às pragas que atacam neste período (Tabela 7.1).

Em solos arenosos é menor a retenção de umidade o que favorece às pragas broqueadoras de colmo (Viana & Costa 1995). Além disso, o uso de adubações desequilibradas, sobretudo o excesso de nitrogênio, tem efeito positivo sobre pragas sugadoras de seiva das plantas como os pulgões (Wilson et al. 2020). O uso de inseticidas não seletivos tem impacto negativo sobre as joaninhas, sirfídeos e vespas parasitoides que são os inimigos naturais mais importantes dos pulgões (Faris et al. 2022).

Outro fator que influencia a intensidade de ataque de pragas às lavouras de sorgo é a dinâmica espaço-temporal destes insetos. Em locais com paisagem ocupada por cultivos de outras gramíneas ou com o plantio de sorgo em sucessão com estas culturas é maior o ataque de pragas. Isso acontece devido aos cultivos de gramíneas servirem de criatórios de pragas para as lavouras de sorgo (Picanço et al. 2014a). Os cultivos em plantio direto apresentam um grande avanço devido à redução da erosão, conservação da água e menor emissão de CO2 (Chaplot et al. 2012). Entretanto neles é maior a ocorrência de pragas subterrâneas, devido ao não revolvimento dos solos (Pereira et al. 2007).

A existência de cultivos de sorgo em estágio reprodutivo é favorável aos mosca do sorgo, percevejos e lepidópteros que atacam estas plantas neste estágio. Além disso, o florescimento desuniforme das plantas de sorgo favorece o aumento das populações da mosca do sorgo, já que nestas situações as plantas permanecem por maior período suscetíveis a esta praga. Nos cultivares de ciclo mais

longo ocorrem maiores populações de pragas. Isso acontece devido a neles as pragas terem um maior número de ciclos de vida por elas ficaram maior período no campo. Os plantios tardios tendem a ter maiores densidades de pragas do que os plantios do que os plantios realizados mais cedo. Isso acontece devido aos primeiros cultivos servirem para multiplicação das populações de pragas (Mendes et al. 2020, Picanço et al. 2014a).

4. Pontos críticos de controle das pragas

Esses pontos críticos são características da bioecologia das pragas que devem ser observados para a realização de controle eficiente e sustentável destes organismos (Picanço et al. 2014a). Entre estes pontos críticos estão o estágio fenológico das plantas, época e local de cultivo e horário do dia para aplicação dos métodos de controle. Em horários de menor temperatura geralmente as pragas que atacam a parte aérea das plantas estão na superfície das plantas. Já em horários de maior temperatura do ar esses insetos ficam em locais mais no interior do dossel das plantas

(Picanço et al. 2014a, Zulin et al. 2018). Os adultos da mosca do sorgo geralmente têm maior atividade no período da manhã. Portanto, é importante a realização de aplicação de métodos para o seu controle nesse período do dia (Mendes et al. 2014, Mendes et al. 2020).

No início dos cultivos de sorgo é a época de maior ataque de pragas subterrâneas e de broqueadores do colmo. Também nesse momento é quando as plantas de sorgo sofrem grandes perdas devido ao ataque de pulgões. Já a mosca do sorgo, percevejos e as lagartas *H. zea* e *S. frugiperda* danos as plantas de sorgo quando estas plantas estão no estágio reprodutivo (Mendes et al. 2014, Mendes et al. 2020). Portanto, é necessário se ficar atento ao ataque dessas pragas nesses períodos.

5. Tomada de decisão de controle das pragas

A tomada de decisão de controle das pragas nos cultivos é feita usando planos de amostragem e níveis de controle. Esses planos são o planejamento de como devem ser realizadas as amostragens. Eles podem ser

convencionais ou sequenciais. Nos planos de amostragem convencionais o número de amostras é fixo por talhão. Já nos planos sequenciais o número de amostras por talhão é variável em função da densidade da praga. Os níveis de controle são os limiares de tomada de decisão (Bacci et al. 2007, Pedigo et al. 2021, Picanço et al. 2014a).

5.1. Plano de amostragem das pragas

Na amostragem são determinadas as densidades das pragas nos cultivos. Para que isso seja feito, inicialmente as áreas de cultivo devem ser divididas em talhões. Cada talhão deve possuir características uniformes como mesma topografia do terreno, cultivar plantado, espaçamento e idade das plantas. O talhão empregado na amostragem das pragas deve ser o mesmo usado nas demais práticas de cultivo. O talhão deve ser subdividido em subáreas de mesmo tamanho de acordo com o número de amostras usadas na avaliação das densidades de cada grupo de pragas. Em cada uma dessas subáreas deve-se avaliar em um

ponto a densidade das pragas (Bacci et al. 2007, Picanço et al. 2014a).

A amostragem de pragas subterrâneas, deve ser realizada de forma preventiva, antes do preparo do solo ou semeadura. Dias antes do plantio, deve-se selecionar 5 pontos/talhão, de forma aleatória e plantar 200 sementes/ponto. Cinco dias após o plantio dessas sementes, abrir o sulco e contabilizar o número de insetos (Mendes et al. 2014, Picanço et al. 2010).

Para a amostragem de pulgões na cultura do sorgo, deve-se realizar o monitoramento semanalmente, verificando a face abaxial das folhas do "baixeiro" em plantas de sorgo. A avaliação deve ser realizada de modo a selecionar aleatoriamente, 3 pontos/talhão de 5 ha. A cada ponto, é recomendado avaliar 20 plantas (Mendes 2021).

A amostragem de lagartas desfolhadoras e lagartas broqueadoras de colmo, deve ser realizada após o plantio. Incialmente deve-se selecionar ao acaso cinco pontos/talhão a cada 10 ha e amostrar 100 plantas/pontos. Em seguida deve-se quantificar o número de plantas atacadas (Picanço et al. 2010).

A amostragem da mosca do sorgo, deve ser iniciada quando 25 a 35% das panículas apresentarem flores abertas. Após esse período, selecionar amostras de panículas de sorgo e observar diretamente ou por meio de um saco plástico, se há a presença de larvas da mosca (Waquil & Cruz 2001, Mendes et al. 2014). Ao optar pelo saco plástico, deve-se ensacar a panícula com movimentos rápidos, de forma que os insetos que estão na planta, fiquem aprisionados. Logo após, deve-se fechar o saco plástico juntamente com o pedúnculo e amarrar com uma fita ou pedaço de arame. Em seguida, cortar a panícula e encaminhar para um local adequado, onde será realizado a contabilização do número de adultos (Waquil & Cruz 2001).

A amostragem de percevejos da panícula deve ser realizada frequentemente logo após o florescimento, pois este é o período em que os percevejos causam mais danos (Waquil & Cruz 2001).

5.2. Níveis de controle

Os níveis de controle usados na tomada de decisão de controle para as pragas em cultivos de sorgo foram estabelecidos baseados na experiência de pesquisadores e de técnicos que trabalham com esse assunto. Portanto, é necessário que sejam conduzidas pesquisas adequadas para o estabelecimento de níveis de controle usando critérios técnico-científicos adequados. Na Tabela 7.2 são listados níveis de controle para essa tomada de decisão nos cultivos de sorgo. Deve-se tomar decisão de controle quando a densidade da praga for igual ou maior que o nível de controle. Já quando essa densidade for menor que o nível de controle a praga não deverá ser controlada (Bacci et al. 2007, Mendes et al. 2014, Mendes et al. 2020, Picanço et al. 2014a, Pedigo et al. 2021).

Tabela 7.2. Níveis de controle para as pragas em cultivos de sorgo.

Grupos de pragas	Níveis de controle
Pragas subterrâneas	Média de 2 larvas/ponto
Lagartas broqueadoras do colmo	3% de plantas atacadas
Pulgões	20% das plantas com 50 pulgões
Lagartas desfolhadoras	20% de plantas atacadas
Mosca do sorgo	1 fêmea por panícula
Percevejos	12 percevejos Oebalus spp./planta Demais percevejos 4/panícula

Fonte: Picanço et al., 2014a; Mendes, 2021; Waquil & Cruz, 2001.

6. Métodos de controle das pragas

A seguir estão descritos os principais métodos usados no controle de pragas nos cultivos de sorgo.

6.1. Controle cultural

A seguir são descritas as principais práticas culturais a serem usadas nos programas de manejo integrado das pragas em cultivos de sorgo. Entre essas práticas está a preparo do solo, adubação, realização do plantio, restos culturais, época, local e duração dos cultivos.

A adubação deve ser realizada mediante a análise do teor de nutrientes do solo. O uso de adubação desequilibrada aumenta o ataque das pragas e a suscetibilidade das plantas a estes organismos. Neste contexto, o excesso de adubação nitrogenada aumenta os problemas com pulgões nos cultivos de sorgo (Wilson et al. 2020). O preparo e a umidade do solo, a profundidade de plantio e a qualidade das sementes afetam a germinação das sementes e a taxa desenvolvimento inicial das plantas no início dos cultivos. Assim, em cultivos onde isso não for feito de

forma correta as plantas no início dos cultivos vão se desenvolver de forma desuniforme (Wilson & Eastin 1982). Isso faz com que elas fiquem mais tempo suscetíveis às pragas que atacam as plantas no início dos cultivos (Picanço et al. 2014a).

6.2. Controle biológico

As principais formas de uso de controle biológico das pragas nos cultivos de sorgo são o controle biológico natural (conservativo) e aplicado (inundativo). A seguir é descrito como o controle biológico das pragas pode ser usado nos cultivos de sorgo.

6.2.1. Controle biológico natural

Esta modalidade consiste na preservação e incremento das populações de inimigos naturais já existentes nos cultivos. Para tanto deve-se aumentar a diversidade vegetal no ambiente de cultivo e usar sistemas de tomada de decisão para o controle das pragas e a seletividade de inseticidas. O aumento na diversidade vegetal nas paisagens onde se realiza os

cultivos de sorgo pode ser obtida principalmente pela preservação da vegetação natural e manejo das plantas daninhas. Essas plantas fornecem abrigo, local de nidificação para predadores e parasitoides e suas flores e nectários extraflorais fornecem alimento alternativo para estes inimigos naturais (Hajek & Eilenberg 2018, Pereira et al. 2018, Picanço et al. 2014a). Esse assunto é tratado com detalhes no segundo capítulo deste livro.

O uso de seletividade fisiológica e ecológica possibilita se diminua o impacto dos inseticidas aplicados no controle de pragas sobre as populações de inimigos naturais. Esse assunto é objeto do sexto capítulo deste livro. Já os sistemas de tomada de decisão de controle das pragas evitam a realização de aplicações desnecessárias de métodos de controle e assim é diminuído o seu impacto sobre as populações de inimigos naturais (Hajek & Eilenberg 2018, Pereira et al. 2018, Picanço et al. 2014a).

6.2.2. Controle biológico aplicado

Essa modalidade consiste na aplicação de inimigos naturais no controle biológico de pragas. Na Tabela 7.3 estão listados os inimigos naturais registrados no Brasil e que podem serem utilizados em espécies de pragas que atacam os cultivos de sorgo no Brasil. Esses inimigos são predadores, parasitoides e entomopatógenos. O predador registrado é o bicho lixeiro *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) que pode ser utilizado no controle de pulgões (Palomares-Pérez et al. 2020).

Já os parasitoides registrados no Brasil podem ser usados no controle de lepidópteros praga. Esses inimigos naturais são parasitoides de ovos e de larvas. Os parasitoides de ovos são *Trichogramma galloi* Zucchi, *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Bueno et al. 2010, Isas et al. 2016). *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu e *Tetrastichus howardi* (Olliff) (Hymenoptera: Eulophidae) são parasitoides de pupa (Oliveira et al. 2016). Já Cotesia flavipes (Cam.) (Hymenoptera: Braconidae) (Silva et al. 2012).

Tabela 7.3. Inimigos naturais registrados no Brasil e que podem ser usados no controle de pragas em cultivos de sorgo.

Inimigo natural	Pragas alvo
Predadores	
Chrysoperla externa	Pulgões
Parasitoides	
Cotesia flavipes	*D. saccharalis*
Trichogramma galloi	*D. saccharalis*
Trichospilus diatraeae	*D. saccharalis*
Tetrastichus howardi	*D. saccharalis*
Trichogramma pretiosum	*H. zea, S. frugiperda*
Fungos entomopatogênicos	
Isaria fumosorosea	*H. zea*
Metarhizium anisopliae	*S. frugiperda*
Metarhizium rileyi	*S. frugiperda*
Isaria javanica	*S. frugiperda* o
Bactéria entomopatogênica	
Bacillus thuringiensis	*S. frugiperda* e *H. zea*
Vírus entomopatogênicos	
Vírus HearNPV	*H. armigera*
Vírus AcMNPV	*H. armigera*
Baculovírus *S. frugiperda*	*S. frugiperda*
H. zea single nucleopolyhedrovirus	*H. zea*
S. frugiperda multiple nucleopolyhedrovirus	*S. frugiperda*

Fonte: MAPA (2024).

Os entomopatógenos são microrganismos que causam doenças aos insetos praga. Deste grupo de inimigos naturais são registrados no Brasil os fungos entomopatogênicos *Cordyceps fumosorosea, Cordyceps javanica, Metarhizium anisopliae* e *Metarhizium rileyi* que podem ser usados no controle de pragas em cultivos de sorgo (Jaronski et al. 2023). Entre as bactérias *Bacillus thuringiensis* pode ser utilizada no controle de lagartas desfolhadoras (Priyanka et al. 2021). Os vírus entomopatogênicos registrados e que tem atuação sobre pragas em cultivos de sorgo são vírus HearNPV, vírus AcMNPV, baculovírus *Spodoptera frugiperda*, *Helicpverpa zea* single nucleopolyhedrovirus e *Spodoptera frugiperda* multiple nucleopolyhedrovirus. Os vírus entomopatogênicos são específicos (Beas-Catena et al. 2014, MAPA 2024).

6.3. Controle comportamental

O controle por comportamento consiste no uso de semioquímicos em programas de manejo integrado de pragas. Os semioquímicos são substâncias ou

conjuntos de substâncias envolvidas na comunicação entre os organismos e eles podem ser aleloquímicos e feromônios. Os feromônios estão envolvidos na comunicação entre indivíduos da mesma espécie enquanto os aleloquímicos estão envolvidos na comunicação de indivíduos de espécies diferentes. Os principais feromônios são de agregação, trilha e sexuais (Blassioli-Moraes et al. 2019).

Na Tabela 7.4 estão relacionados os feromônios registrados no Brasil e que podem ser usados em programas de manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo. Eles feromônios são feromônios sexuais de espécies lepidópteros que são pragas em cultivos de sorgo. Eles podem ser utilizados em armadilhas para amostragem de machos adultos desses lepidópteros. O feromônio sexual de *S. frugiperda* também pode ser usado no controle desta praga usando a técnica de confundimento (Blassioli-Moraes et al. 2019, MAPA 2024).

Tabela 7.4. Feromônios registrados no Brasil e que podem ser utilizados em programas de manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo.

Feromônios	Pragas alvo
Bio Spodoptera	Lagarta do cartucho
Pherogen® Dispenser FAW	Lagarta do cartucho
Bio Helicoverpa	Helicoverpa
Pherodis HÁ	Helicoverpa

Fonte: MAPA (2024).

6.4. Resistência de plantas

Este método de controle consiste no uso de variedades que devido a seus genes apresentem menores perdas causadas por pragas do que as variedades consideradas suscetíveis (Douglas 2018). Não existe no Brasil cultivares comerciais de sorgo melhorados para serem resistentes às pragas. Entretanto, já foram realizadas várias pesquisas no Brasil e em outras partes do mundo sobre fontes, causas e mecanismos da resistência de genótipos de sorgo a insetos praga (Souza et al. 2021).

6.5. Controle químico

O controle químico consiste no uso de inseticidas no controle das pragas. Isso pode ser feito com o uso de inseticidas naturais ou organossintéticos. Os principais critérios utilizados na seleção desses inseticidas são o cumprimento da legislação, eficiência e rapidez de ação, seletividade e a tecnologia de aplicação usada. Para que um inseticida seja usado nos cultivos de sorgo é necessário que ele esteja registrado no órgão Federal (Ministério da Agricultura) e estadual que trata desse assunto para uso nesta cultura e para a praga (MAPA 2024, Mendes et al. 2020, Nauen et al. 2019, Picanço et al. 2022, Picanço 2014b).

6.5.1. Controle químico convencional

Nessa modalidade de controle são utilizados inseticidas organossintéticos. Na Tabela 7.3 estão listados feromônios registrados no Brasil e que podem ser utilizados em programas de manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo.

Tabela 7.5. Nome técnico, grupo químico (Gq), tecnologia de aplicação (TApl) dos inseticidas registrados no Brasil para o controle de pragas em cultivos de sorgo.

Nome técnico	Gq*	TApl*	Praga alvo
Lambda-cialotrina + tiametoxan	3A 4A	TS	Coró, lagarta do cartucho (Lc)
Imidacloprido + tiodicarbe	4A 3A	TS	Lagarta elasmo (Le) e Lc
Tiodicarbe	3A	TS	Le e Lc
Ciantraniliprole	28	TS/Pv	Le e Lc
Alfa-cipermetrina + teflubenzuron	3A 15	Pv	Broca da cana (Bc) e Lc
Espinetoram	5	Pv	Lc, Bc, curuquerê e helicoverpas
Flubendiamida + triflumurom	28 15	Pv	Bc e Lc
lambda-cialotrina + clorantraniliprole	3A 28	Pv	Lc
Teflubenzurom	15	Pv	Bc e Lc
Clotianidina	4A	TS	Pulgão
Tiametoxan	4A	TS	Pulgão
Flonicamida	29	Pv	Pulgão
Clorantraniliprole + bifentrina	28 3A	Pv	Pulgão, Lc
Cipermetrina	3A	Pv	Lc
Clorpirifós	1B	Pv	Lc e mosca do sorgo
Flubendiamida	28	Pv	Lc e *H. armigera*
Indoxacarbe	22	Pv	Lc
Clorantraniliprole + abamectina	28 6	Pv	Lc

Continua...

Tabela 7.5. Continuação.

Nome técnico	Gq*	TApl*	Praga alvo
Profenofós	1B	Pv	Lc
Clorfenapir	13	Pv	Lc
Profenofós + lufenurom	1B 15	Pv	Lc e *H. armigera*
Clorantraniliprole	28	TS	Lc
Deltametrina	3A	Pv	Mosca do sorgo e Lc
Lefenurom	15	Pv	Lc
Metomil + bifentrina	1A 3A	Pv	Lc
Lambda-cialotrina	3A	Pv	Lc
Benzoato de emamectina + lufenurom	6 15	Pv	Lc e *H. armigera*
Metomil	1A	Pv	Lc
Benzoato de emamectina	6	Pv	Lc e *H. armigera*
Profenofós + cipermetrina	1B 3A	Pv	Lc
Indoxacarbe + novalurom	22A 15	Pv	Lc
Metomil + novalurom	1A 15	Pv	Lc
Espinosade	5	Pv	Lc
Novalurom	15	Pv	Lc
Etiprole	2B	Pv	Percevejo verde

Fonte: MAPA (2024). * Os grupos estão nomeados de acordo com o IRAC. TS = Tratamento de sementes e Pv = pulverização.

O tratamento de sementes utilizando inseticidas é uma estratégia preventiva eficiente para a manutenção do estante de plantas e garantia de um excelente potencial produtivo nos cultivos de sorgo (Mendes et al. 2020). Essa estratégia é utilizada principalmente para mitigar os danos iniciais causados por pragas como: córos, lagarta-do-cartucho, lagarta-elasmo, e pulgões, que causam danos severos na cultura do sorgo (Mendes et al. 2014). Atualmente estão disponíveis e registrados, cinco produtos para serem utilizados em tratamento de sementes em cultivos de sorgo (MAPA 2024). Esses produtos protegem a planta em aproximadamente 15 dias após o plantio (Mendes et al. 2014).

Existem duas formas de se realizar o tratamento de sementes: o tratamento convencional (“on farm”) e o tratamento industrial de sementes (TIS). O método mais utilizado pelos produtores é o tratamento de sementes convencional, utilizado nas propriedades antes da semeadura, por esse motivo o nome “on farm” (Paes et al. 2021).

O principal método de aplicação de inseticidas é via pulverização, visando o atingimento de insetos na parte aérea das plantas (Paes et al. 2021). Atualmente, temos registrados 29 produtos para essa modalidade de aplicação na cultura do sorgo (MAPA 2024). Esses produtos tem baixo ou nenhum efeito de absorção e translocação na planta (Paes et al. 2021).

A pulverização deve ser realizada em horário de maior atividade do inseto praga, que ocorre geralmente em período mais fresco do dia, como no final da tarde (Picanço 2010). Porém, a mosca do sorgo possui maior atividade pela manhã, momento que se deve realizar a pulverização visando o seu atingimento (Waquil & Cruz 2001).

Os produtos registrados para as pragas do sorgo agem principalmente no sistema nervoso dos insetos, matando os insetos em até dois dias (Gonçaves et al. 2016). Por outro lado, temos produtos que agem no crescimento e desenvolvimento dos insetos, atuando mais lentamente no alvo (Rezende-Teixeira et al. 2022). Diante disso, a escolha do produto deve ser feita levando em consideração este fator e a densidade

populacional da praga no cultivo. Logo, em altas densidades preferir aplicar inseticidas de ação mais rápida.

As misturas de pesticidas são muito utilizadas pelos produtores, podendo ser comerciais ou de tanque (Gazziero 2015). Para a cultura do sorgo, há comercialmente 13 produtos na forma de mistura, onde apenas dois deles é indicado para o tratamento de sementes (MAPA 2024).

Para mitigar os efeitos da resistência de pragas a inseticidas, recomenda-se a rotação de dois ou mais produtos com diferentes modos de ação. Essa rotação de produtos, tem por objetivo, retardar a seleção de populações resistentes aos inseticidas (Cloyd 2010, Nogueira & Cruz 2020, Picanço 2010). Nessa estratégia, a escolha dos grupos de inseticidas adequados, são de suma importância para um manejo eficiente da resistência da praga. Para a escolha do modo de ação dos inseticidas, deve-se consultar o site IRAC (Comitê de Ação à Resistência a Inseticidas) (Nogueira & Cruz 2020).

6.5.1. Controle químico alternativo

Esta modalidade de controle consiste no uso de inseticidas naturais no controle de pragas. Esses produtos podem ser inseticidas botânicos ou aqueles obtidos por uso de métodos naturais. Os inseticidas botânicos podem ser extratos vegetais ou óleos essenciais. Entre as vias naturais de obtenção de inseticidas está a fermentação (Isman 2015, Moreira et al. 2007, Omarini et al. 2020).

Existem muitas pesquisas realizadas no Brasil e em outros países sobre a seleção, identificação de substâncias e elaboração de formulações de inseticidas naturais para o controle das principais espécies de pragas que atacam os cultivos de sorgo (Negrini et al. 2019, Santos et al. 2017). Porém, no momento só existem dois inseticidas naturais comerciais que podem ser usados no controle de pragas que atacam o sorgo. Esses inseticidas são o óleo da Meliaceae de origem indiana *Azadirachta indica* e da Fabaceae de origem asiática *Sophora flavescens* (Isman 2015). Entretanto, nenhum desses inseticidas naturais está registrado no Brasil para controle de pragas em cultivos de sorgo (MAPA 2024). Apesar da flora brasileira ser uma nas mais ricas em

espécies de plantas e muitas delas terem efeito inseticida (Moreira et al. 2007, Valli M., Bolzani V.S. 2019), não existe até o momento nenhum inseticida botânico proveniente de planta de origem brasileira para uso no controle de pragas em cultivos (MAPA 2024).

7. Considerações finais

Baseado no conhecimento disponível neste capítulo de livro foi descrito programa de manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo. Esses programas são compostos por diagnose, tomada de decisão e métodos de controle. Em todos os três componentes é necessário a realização de pesquisas para que haja avanços técnicos, econômicos, ambientais e adaptados aos diversos sistemas de cultivo de sorgo. No componente diagnose é necessário a realização de pesquisas sobre os fatores favoráveis ao ataque das pragas e pontos críticos de controle.

Também é necessário a realização de pesquisas sobre os sistemas de tomada de decisão de controle das pragas. Isso é necessário devido os planos de amostragem é níveis de controle usados nos cultivos

de controle usados nos cultivos de sorgo foram estabelecidos baseados na experiência de pesquisadores e técnicos do setor. Portanto, é necessário a condução de pesquisa sobre esses assuntos para que se estabeleçam sistemas de tomada de decisão de controle das pragas em cultivos de sorgo usando critérios técnico-científicos adequados. Para tanto, é necessário o estabelecimento de planos de amostragem convencionais e sequenciais, determinação de níveis de dano econômico e níveis de controle. Esses índices de tomada de decisão devem levar em consideração os custos de controle, valores da produção e eficiência dos métodos de controle.

Por fim, é necessário a realização de pesquisas sobre métodos de controle eficientes e sustentáveis. Para isso, devem ser conduzidas pesquisas sobre controle cultural, biológico, comportamental, químico e resistência de plantas.

8. Referências

Allen, R.C. (1969). A revision of the genus *Leptoglossus Guérin* (Hemiptera: Coreidae). Entomologia Americana, 45, 35–140.

Anjali, M.S., Sridevi, G., Prabhakar, M., Kalpana, M., Pushpavathi, B. (2017). Life table-parameters and morphometrics of the corn leaf aphid, Rhopalosiphum maidis (Fitch) (Hemiptera: Aphididae), reared on sorghum host plant. Journal of Entomology and Zoology Studies, 5(5), 558-563.

Bacci L., Picanço M.C., Queiroz R.B., Silva E.M. (2007). Sistemas de tomada de decisão de controle dos principais grupos de ácaros e insetos-praga em hortaliças no Brasil. In: Zambolim L., Lopes C.A., Picanço M.C., Costa H. Manejo integrado de doenças e pragas: Hortaliças. Viçosa: UFV. p.423-462.

Barcelos, L.M., Fernandes, F.O., Lopes, C., Emygdio, B. M., Valgas, R., de Carvalho, I. F., Rosa, A.P.S.A. (2019). Biology and nutritional indexes of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in *Saccharine sorghum*. Journal of Agricultural Science, 11(4), 126-135.

Beas-Catena A., Sánchez-Mirón A., García-Camacho F., Contreras-Gómez A., Molina-Grima E. (2014). Baculovirus biopesticides: an overview. Journal of Animal & Plant Sciences, 24(2), 362-373.

Blassioli-Moraes M.C., Laumann R.A., Michereff M.F., Borges M. (2019). Semiochemicals for integrated pest

management. In: Vaz Jr. S. (Ed.). Agrochemistry: A compendium of technologies. Cham: Springer. p.85-112.

Bortoli, S.A., Dória, H.O.S., Albergaria, N.M. M.S., Botti, M. V. (2005). Aspectos biológicos e danos de Diatraea saccharalis (Fabr., 1794) (Lepidoptera: Pyralidae) em sorgo cultivado sob diferentes doses de nitrogênio e potássio. Ciência e Agrotecnologia, 29(2), 267-273.

Bueno R.C.O.F., Bueno A. F., Parra J.R.P., Vieira S.S., Oliveira L.J. (2010). Biological characteristics and parasitism capacity of *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) on eggs of *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). Revista Brasileira de Entomologia, 54, 322-327.

Carvalho, S.P., Moraes, J.C., Carvalho, J.G. (1999). Efeito do silício na resistência do sorgo (Sorghum bicolor) ao pulgão-verde Schizaphis graminum (Rond.) (Homoptera: Aphididae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 28, 505-510.

Chaplot V., Mchunu C.N., Manson A., Lorentz S., Jewitt G. (2012). Water erosion-induced CO2 emissions from tilled and no-tilled soils and sediments. Agriculture, Ecosystems & Environment, 159, 62-69.

Cloyd, R.A. (2010). Pesticide mixtures and rotations: Are these viable resistance mitigating strategies. Pest Technol, 4(1), 14-18.

Cruz, I., Santos, J.P. (1983). Estudo comparativo da biologia de *Mocis latipes* em dieta artificial e folhas de

milho e sorgo. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 18(2), 85-90.

Cruz, I., Vendramim, J.D. (1989). Biologia do pulgão-verde em sorgo. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 24(3), 283-289.

Douglas A.E. (2018). Strategies for enhanced crop resistance to insect pests. Annual Review of Plant Biology, 69, 637-660.

Dowd, P.F., Sattler, S.E. (2015). *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) Responses to Sorghum bicolor (Poales: Poaceae) Tissues From Lowered Lignin Lines. Journal of Insect Science, 15(1), 2.

Esquivel, J.F., Musolin, D.L., Jones, W.A., Rabitsch, W., Greene, J.K., Toews, M.D., Schwertner, C.F., Grazia, J., McPherson, R.M. (2018). *Nezara viridula* (L.). In Invasive stink bugs and related species (Pentatomoidea) (pp. 351-424). CRC Press.

Faris A.M., Brewer M.J., Elliott N.C. (2022). Parasitoids and predators of the invasive aphid *Melanaphis sorghi* found in sorghum and non-crop vegetation of the sorghum agroecosystem. Insects, 13(7), 606.

Fonseca, A.R., Carvalho, C.F., Souza, B., Cruz, I. (2005). Desenvolvimento de *Rhopalosiphum maidis* (Fitch, 1856) (Hemiptera: Aphididae) em sorgo, cultivar BR 304.

Gazziero, D.L.P. (2015). Misturas de agrotóxicos em tanque nas propriedades agrícolas do Brasil. Planta Daninha, 33, 83-92.

Gonçalves, G., Cardoso, R., Oliveira, W.S., Cessa, R., Melo, E. (2016). Eficiência de inseticidas no controle de *Spodoptera frugiperda* (JE SMITH) (Lepidoptera: Noctuidae) alimentadas com folhas de milho, feijão, soja e sorgo. Enciclopédia biosfera, 13(23).

Gregory Jr, B.M., Barfield, C.S., Chapin, J.B. (1988). Morphological differences between adult *Anticarsia gemmatalis* and *Mocis latipes* (Lepidoptera: Noctuidae). Florida Entomologist, 352-359.

Hajek A.E., Eilenberg J. (2018). Natural enemies: an introduction to biological control. Cambridge: Cambridge University. 452p.

Isas M., Albarracin E.L., Pérez M.L.P., Salvatore A. (2016). *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) species, egg parasitoids of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on sugarcane (Poales: Poaceae) in Argentina. Florida Entomologist, 99(1), 133-134.

Isman M.B. (2015). A renaissance for botanical insecticides?. Pest Management Science, 71(12), 1587-1590.

Janwa, B.L., Swami, H., Ahir, K.C., Mordia, A. (2021). Biology of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) on sorghum. Journal of Entomological Research, 45(2), 307-310.

Jaronski S.T. (2023). Mass production of entomopathogenic fungi—state of the art. In: Morales-Ramos J.A., Rojas G., Shapiro-Ilan D.L. (eds.). Mass production of beneficial organisms. 2ed. London: Academic Press. p.317-357.

Hajek A.E., Eilenberg J. (2018). Natural enemies: an introduction to biological control. Cambridge: Cambridge University. 452p.

Kishino, K. (1981). Estudo sobre percevejos prejudiciais na cultura da soja em cerrados.

Knutson, A.E., Cronholm, G. (2007). Economic Injury Levels for *Sorghum Midge*, *Stenodiplosis sorghicola*, and *Corn Earworm*, *Helicoverpa zea*, Feeding on Panicles of Sorghum, *Sorghum bicolor*. Southwestern Entomologist, 32(2), 75-85.

MAPA - Ministério da Agricultura e Pecuária. (2024). AGROFIT: Sistemas de agrotóxicos fitossanitários.

Matrangolo, W.J., Waquil, J.M. (1991). Biologia de *Paramixia carmelitana* (Carvalho, 1948) (Hemiptera: Miridae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 20(2), 299-306.

McPherson, J.E., Bundy, C.S. (2018). *Oebalus spp*. and *Arvelius albopunctatus* (De Geer). In Invasive Stink Bugs and Related Species (Pentatomoidea) (pp. 455-462). CRC Press.

Mendes S.M., Souza C.S.F., Viana P.A., Simeone M.L.F., Oliveira I.R., Parrella R.A.C. (2020). Manejo de pragas na cultura do sorgo sacarino: etapa crítica para o sucesso da lavoura. Sete Lagoas: Embrapa. 27p.

Mendes, S. M. (2021). Manejo do pulgão da cana-de-açúcar (*Melanaphis sacchari*/sorghi) na cultura do sorgo.

Mendes S.M., Waquil J.M., Rodrigues J.A.S., Sampaio M.V., Viana P.A. (2014). Informe Agropecuário, 35(278), 73-81.

Nauen R., Slater R., Sparks T.C., Elbert A., Mccaffery A. (2019). IRAC: insecticide resistance and mode-of-action classification of insecticides. Modern Crop Protection Compounds, 3, 995-1012.

Navasero, M.V., Navasero, M.M., Burgonio, G.A.S., Ardez, K.P., Ebuenga, M.D., Beltran, M.J.B., Aquino, M.F.G.M. (2019). Detection of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) using larval morphological characters, and observations on its current local distribution in the Philippines. Philipp. Entomol, 33(2), 171-184.

Negrini M., Fidelis E.G., Schurt D.A., Silva F.S., Pereira R.S., Bizzo H.R. (2019). Insecticidal activity of essential oils in controlling fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. Arquivos do Instituto Biológico, 86, e1112018.

Nogueira, L., Cruz Melvile, C. (2020). Insetos e ácaros: resistência a pesticidas e estratégia de manejo. Revista Agrotecnologia, 11(1).

Omarini A.B., Achimón F., Brito V.D., Zygadlo J.A. (2020). Fermentation as an alternative process for the development of bioinsecticides. Fermentation, 6(4), 120.

Paes, J.S., Soares, C.O., Vieira, C.L., Freitas, F.C.L, Silva, G.A. (2021). Tecnologia de aplicação de inseticidas e acaricidas. In Picanço, M.C., Lopes, M.C., Silva, G.A. (Coords), Tópicos de manejo integrado de pragas I (pp. 137- 199). UFV.

Oliveira H.N., Simonato J., Glaeser D.F., Pereira F.F. (2016). Parasitism of *Helicoverpa armigera* pupae (Lepidoptera: Noctuidae) by Tetrastichus howardi and *Trichospilus diatraeae* (Hymenoptera: Eulophidae). Semina: Ciências Agrárias, 37(1), 111-115.

Palomares-Pérez M., Bravo-Nuñez M., Arredondo-Bernal, H.C. (2020). Liberación de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) y manejo para el control de *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae) en cultivo de sorgo. Agrociencia, 54(3), 435-444.

Pedigo L.P., Rice M.E., Krell R.K. (2021). Entomology and pest management. 7ed. Long Grove: Waveland. 584p.

Pereira J.L., Picanço M.C., Silva A.A., Barros E.C., Xavier V.M., Gontijo P.C. (2007). Efeito de herbicidas sobre a comunidade de artrópodes do solo do feijoeiro cultivado em sistema de plantio direto e convencional. Planta Daninha, 25, 61-69, 2007.

Pereira R.R., Neves D.V.C., Campos J.N., Júnior P.S., Hunt T.E., Picanço M.C. (2018). Natural biological control of *Chrysodeixis includens*. Bulletin of entomological research, 108(6), 831-842.

Picanço M.C., Arcanjo L.P., Picanço M.M., Guedes A.G. (2022). Controle químico de percevejos. In: Picanço M.C.,

Carmo D.G., Picanço M.M., Arcanjo L.P.; Paes J.S. Programas de manejo integrado de percevejos em cultivos de soja e milho. Viçosa: UFV. p.28-55.

Picanço M.C., Galdino T.V.S., Silva R.S., Benevenute J.S., Bacci L., Pereira R.R., Dionizio M.D. (2014a). Manejo integrado de pragas. In: Zambolim Z., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV. p.389-436.

Picanço M.C., Morais E.G.F., Silva G.A., Barros R., Sousa Jr. R.C., Chediak M., Moreira M.D. (2014b). Controle químico de pragas. In: Zambolim L., Silva A.A., Picanço M.C. (Eds.). O que Engenheiros Agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários. Viçosa: UFV. p.355-370.

Picanço M.C. (2010). Manejo integrado de pragas. Viçosa, MG: UFV.

Priyanka M., Yasodha P., Justin C.G.L., Ejilane J., Rajanbabu V. (2021). Biorational management of maize fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) using *Bacillus thuringiensis* (Berliner) enriched with chemical additives. Journal of Applied and Natural Science, 13(4), 1231-1237.

Rezende-Teixeira, P., Dusi, R. G., Jimenez, P. C., Espindola, L. S., & Costa-Lotufo, L. V. (2022). What can we learn from commercial insecticides? Efficacy, toxicity, environmental impacts, and future developments. Environmental Pollution, 300, 118983.

Rodríguez-del-Bosque, L.A., Terán, A.P. (2015). *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae): A new sorghum insect pest in Mexico. Southwestern Entomologist, 40(2), 433-434.

Rodrigues, S. R., Morón, M. A., Gomes, E. S., & Bento, J. M. S. (2016). Morphology of immature stages and mating behavior in *Liogenys fusca* (Blanchard) (Coleoptera, Melolonthidae, Melolonthinae). Revista Brasileira de Entomologia, 60, 284-289.

Santos T.L B., Turchen L.M., Dall'Oglio E.L., Butnariu A.R., Pereira M.J B. (2017). Phytochemical of Piper essential oil and acute toxicity against *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). Revista Brasileira de Ciências Agrárias, 12(4), 484-489.

Seffrin, R.D.C.A.S., Costa, E.C., Dequech, S.T.B. (2006). Artropodofauna do solo em sistemas direto e convencional de cultivo de sorgo (Sorghum bicolor (L.) Moench) na região de Santa Maria, RS. Ciência e Agrotecnologia, 30, 597-602.

Silva C.C.M., Marques E.J., Oliveira J.V., Valente E.C.N. (2012). Preference of the parasitoid *Cotesia flavipes* (Cam.) (Hymenoptera: Braconidae) for *Diatraea* (Lepidoptera: Crambidae). Acta Scientiarum. Agronomy, 34, 23-27.

Singh, B.U., Padmaja, P.G., Seetharama, N. (2004). Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner)(Homoptera: Aphididae), in sorghum: a review. Crop protection, 23(9), 739-755.

Santos, P., Prando, M., Morando, R., Pereira, G. V., & Kronka, A. (2013). Utilização de extratos vegetais em proteção de plantas. Enciclopédia Biosfera, 9(17).

Sharma, Franzmann. (2001). Host-plant preference and oviposition responses of the sorghum midge, *Stenodiplosis sorghicola* (Coquillett)(Dipt., Cecidomyiidae) towards wild relatives of sorghum. Journal of Applied Entomology, 125(3), 109-114.

Souza C., Mendes S.M., Souza B.H.S., Waquil J.M., Oliveira I.R., Viana P.A. (2021). Resistência de sorgo a insetos-praga. In: Menezes C.B. (Ed.). Melhoramento genético de sorgo. Brasília: Embrapa. p.396-437.

Tepole-García, R.E., Ramírez-Rojas, S., Bartolo-Reyes, J. C., Castrejón-Gómez, V.R. (2016). Ciclo de vida y análisis de riesgo climático de *Leptoglossus zonatus* Dallas (Hemiptera: Coreidae) para las zonas productoras de sorgo en el estado de Morelos, México. Acta zoológica mexicana, 32(3), 300-309.

Valli M., Bolzani V.S. (2019). Natural products: perspectives and challenges for use of Brazilian plant species in the bioeconomy. Anais da Academia Brasileira de Ciências, 91, e20190208.

Vecchio, M.D., Grazia, J. (1993). Study of the immatures of *Oebalus ypsilongriseus* (De Geer, 1773): II description of the nymphs (Heteroptera: Pentatomidae).

Viana P.A., Costa E.F. (1995). Efeito da umidade do solo sobre o dano da lagarta elasmo, *Elasmopalpus lignosellus*

(Zeller) na cultura do milho. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 24(2), 209-214.

Waquil, J., Cruz, I. (2001). Manejo de pragas na cultura do sorgo forrageiro.

Waquil, J.M., Viana, P.A. (1994). Controle da lagarta elasmo, *Elasmopalpus lignosellus* em sorgo. In: Congresso nacional de milho e sorgo, 20., 1994, Goiânia. Centro-Oeste: cinturão do milho e do sorgo no Brasil: resumos. Sete Lagoas: ABMS, 1994. p. 152.

Wilson B.E., Reay-Jones F.P.F., Lama L., Mulcahy M., Reagan T.E., Davis J.A., Yang Y., Wilson L.T. (2020). Influence of sorghum cultivar, nitrogen fertilization, and insecticides on infestations of the sugarcane aphid (Hemiptera: Aphididae) in the Southern United States. Journal of Economic Entomology, 113(4), 1850-1857.

Wilson G.L., Eastin J.D. (1982). The plant and its environment. Proceedings of the International Symposium on Sorghum 1, 101-119.

Youm, O., Browning, H. W., & Gilstrap, F. E. (1988). Population dynamics of stalk borers attacking corn and sorghum in the Texas Rio Grande Valley. Southwestern Entomologist, 13(3), 199-204.

Zulin D., Ávila C.J., Schlick-Souza E.C. (2018). Population fluctuation and vertical distribution of the soybean looper (*Chrysodeixis includes)* in soybean culture. American Journal of Plant Sciences, 9(7), 1544-1556.

Este livro possui sete capítulos:

- Técnicas de amostragem de pragas e inimigos naturais.
- Uso da diversidade vegetal em programas de manejo integrado de pragas.
- Seletividade de inseticidas em programas de manejo integrado de pragas.
- Uso de vírus entomopatogênicos no controle de pragas.
- Manejo de lesmas e caramujos em cultivos.
- Manejo integrado do ácaro da lichia.
- Manejo integrado de pragas em cultivos de sorgo.

UFV Universidade Federal de Viçosa