

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**LEVANTAMENTO DE PARASITOIDES ASSOCIADOS A
CANA-DE-AÇÚCAR EM SISTEMA DE CULTIVO
CONVENCIONAL E ORGÂNICO**

**Érica Ayumi Taguti
Bióloga**

2025

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**LEVANTAMENTO DE PARASITOIDES ASSOCIADOS A
CANA-DE-AÇÚCAR EM SISTEMA DE CULTIVO
CONVENCIONAL E ORGÂNICO**

Discente: Érica Ayumi Taguti

Orientadora: Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli

Coorientadora: Dra. Ivana Lemos Souza

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – UNESP, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Agronomia (Entomologia Agrícola)

T128l	Taguti, Erica Ayumi Levantamento de parasitoides associados a cana-de-açúcar em sistema de cultivo convencional e orgânico / Erica Ayumi Taguti. -- Jaboticabal, 2025 85 p. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal Orientadora: Nilza Maria Martinelli Coorientadora: Ivana Lemos Souza 1. Entomologia. 2. Controle Biológico. 3. Cana-de-açúcar. 4. <i>Diatraea saccharalis</i>. I. Título.
-------	--

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Dados fornecidos pelo autor(a).

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: LEVANTAMENTO DE PARASITÓIDES ASSOCIADOS A CANA-DE-AÇÚCAR EM SISTEMA DE CULTIVO CONVENCIONAL E ORGÂNICO

AUTORA: ERICA AYUMI TAGUTI

ORIENTADORA: NILZA MARIA MARTINELLI

COORDINADORA: IVANA LEMOS SOUZA

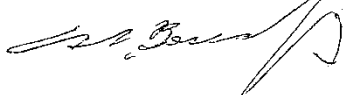
Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em Agronomia (Entomologia Agrícola), pela Comissão Examinadora:

Documento assinado digitalmente
gov.br
IVANA LEMOS SOUZA
Data: 26/02/2025 17:51:04-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Profa. Dra. IVANA LEMOS SOUZA (Participação Virtual)
Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia Baiano (IFBAIANO) / Teixeira de Freitas/BA

Documento assinado digitalmente
gov.br
VIVIANE SANDRA ALVES
Data: 27/02/2025 10:00:35-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Profa. Dra. VIVIANE SANDRA ALVES (Participação Virtual)
Universidade Estadual do Norte do Paraná (UENP) / Cornélio-Procópio/PR



Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOIÇA JUNIOR (Participação Virtual)
Departamento de Fitossanidade / FCAV UNESP Jaboticabal

Documento assinado digitalmente
gov.br
LAILA HERTA MIHSFELDT
Data: 11/03/2025 10:34:06-0300
Verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Profa. Dra. LAILA HERTA MIHSFELDT (Participação Virtual)
Universidade Estadual do Norte do Paraná (UENP) / Bandeirantes/PR



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



Documento assinado digitalmente

DAGMARA GOMES RAMALHO

Data: 11/03/2025 15:45:36-0300

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

Pós-doutoranda DAGMARA GOMES RAMALHO (Participação Virtual)
Departamento de Fitossanidade / FCAV UNESP Jaboticabal

Jaboticabal, 28 de janeiro de 2025

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Érica Ayumi Taguti– Nascida em Bandeirantes, PR, no dia 18 de abril de 1991, filha de Paulo Itiro Taguti e Marina Keiko Hirai Taguti. Formou-se em Licenciatura e Bacharelado em Ciências Biológicas (2014) na Universidade Estadual do Norte do Paraná, Câmpus Luiz Meneghel, Bandeirantes, PR. Durante a graduação foi monitora do Laboratório de Entomologia e Nematologia sob a supervisão da Profa. Me. Nina Maria Risso e orientação da Profa. Dra. Laila Herta Mihsfeldt. Participou do Programa de Iniciação Científica da Fundação Araucária através do Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica (PIBIC), realizando trabalho com mosca branca em estufas comerciais de tomates no município de Bandeirantes, PR. Mestre em Ciências Biológicas (Entomologia) (2018) pela Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, foi bolsista CNPq e desenvolveu pesquisas com o parasitoide de ovos de percevejos *Telenomus podisi*, além de fazer as criações dos percevejos *Diceraeus melacanthus* e *Podisus nigrispinus* para uso nos experimentos, sob a orientação do Dr. Adeney de Freitas Bueno, na Embrapa Soja, Londrina, PR. Em Março de 2019 ingressou no curso de doutorado do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) na Universidade Estadual Paulista, Câmpus Jaboticabal, SP; sob orientação da Profa. Dra. Nilza Maria Martinelli e coorientação da Dra. Ivana Lemos Souza, sendo bolsista CAPES.

Dedico aos meus pais, aos meus irmãos,
à minha batian e ao meu marido, pelo
amor incondicional, pelo apoio
psicológico e emocional, por não me
deixarem desistir.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Deus por me permitir viver mais essa etapa da minha vida.

À minha família e a família do meu marido pelo carinho, incentivo, suporte emocional e financeiro para que eu terminasse o doutorado.

À professora Dra. Nilza Maria Martinelli, por toda a orientação, paciência, ensinamentos e a confiança ao longo da realização deste trabalho.

À Dra. Ivana Lemos Souza, pela orientação, paciência, por ter ido comigo ao campo, por ter me ajudado a colocar o trabalho em prática, pelas correções e ensinamentos, por tirar as minhas dúvidas, pelo incentivo e os momentos de descontração.

À minha irmã Paula Sayuri Taguti, por dividir sua casa comigo nos primeiros anos do doutorado, pelas idas ao campo e pela nossa amizade.

Ao meu companheiro de vida, Eduardo Mendes Paulino, por ser meu apoio, pela paciência, por dividir sua vida comigo, por ter me ajudado a executar o trabalho em campo durante a segunda safra.

Às minhas amigas, Alessandra Benatto e Geisa Miranda, mesmo que distantes se fizeram presentes, incentivando muito.

À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) – Campus Jaboticabal, da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP) pela oportunidade de realizar o doutorado.

Ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola e aos professores, por todos os ensinamentos transmitidos.

Aos pesquisadores, Dr. Valmir Antonio Costa, Dr. Matheus Alves de Siqueira, Dr. Ronaldo Toma e Dr. André Luis Martins, pela identificação dos parasitoides.

Ao Prof. Dr. Arlindo Leal Boiça Junior e a Prof^ª. Dra. Gabriela Vieira Silva, pelas contribuições na qualificação.

Aos professores da banca examinadora, Dr. Arlindo Leal Boiça Junior, Dra. Laila Herta Mihsfeldt, Dra. Viviane Sandra Alves e à pós doutoranda Dra. Dagmara Gomes Ramalho, pela atenção e contribuições durante a defesa.

Aos amigos de laboratório, em especial ao Dr. Gabriel Gonçalves Monteiro e Dr. Hágabo Honorato de Paulo, pela amizade e incentivo.

Aos colegas da Pós-Graduação que direta ou indiretamente ajudaram durante essa trajetória.

Ao Dr. Ciro Pedro Guidotti Pinto, por me ajudar na estatística e escrita do artigo.

À secretária Cibele da Silva Anton e a funcionária Natalina Donizete Cursi do Departamento de Fitossanidade da FCAV, pelo auxílio e o convívio diário.

Aos servidores Dionísio Celso Figueiredo e Vanderley Dibeles por me ajudarem nas atividades de campo.

Aos funcionários da Usina Santo Antônio (Grupo Balbo, Sertãozinho, SP) pelas áreas e recursos disponibilizados para a realização do trabalho.

À Seção Técnica da Pós Graduação, em especial a Branca Rochideli José, por sempre tirar minhas dúvidas.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo financiamento da bolsa durante o trabalho.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

Muito Obrigada!!!

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1. Cana-de-açúcar.....	4
2.1.1. Estádios fenológicos da cana-de-açúcar.....	5
2.1.2. Cultivo da cana-de-açúcar	6
2.1.2.1. Convencional	7
2.1.2.2. Orgânico	10
2.1.3. Influência de fragmento florestal próximo ao cultivo.....	12
2.1.4. Pragas da cana-de-açúcar.....	13
2.2. Broca-da-cana, <i>Diatraea saccharalis</i>	14
2.2.1. Injúrias causadas pela broca-da-cana.....	15
2.2.2. Controle cultural da broca-da-cana.....	16
2.2.3. Controle químico da broca-da-cana.....	16
2.2.4. Resistência de plantas a broca-da-cana	17
2.2.5. Controle Biológico da broca-da-cana.....	18
2.2.5.1. Parasitoides.....	19
2.2.5.2. Himenópteros parasitoides	19
2.2.5.3. Dípteros parasitoides	21
2.2.6. Inimigos Naturais da broca-da-cana	22
2.3. Armadilha do tipo Moericke para levantamento de insetos	28
3. MATERIAL E MÉTODOS	29
4. RESULTADOS	34
5. DISCUSSÃO	46
6. CONCLUSÕES.....	53
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	54
8. REFERÊNCIAS	54

LEVANTAMENTO DE PARASITOIDES ASSOCIADOS A CANA-DE-AÇÚCAR EM SISTEMA DE CULTIVO CONVENCIONAL E ORGÂNICO

RESUMO - Parasitoides himenópteros, são associados intimamente à broca-da-cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) e podem ser encontrados tanto no cultivo orgânico quanto no convencional. Os distintos sistemas de cultivo podem hospedar diversas populações de insetos benéficos que auxiliam no manejo de pragas. Além disso, fragmentos florestais próximos a essas culturas podem aumentar a sobrevivência desses insetos na área. Este estudo teve como objetivo amostrar parasitoides associados à broca-da-cana-de-açúcar em diferentes sistemas de cultivo: orgânico, orgânico próximo a fragmento florestal e convencional. Armadilhas do tipo Moericke de duas cores distintas foram utilizadas para amostrar os insetos. Foi avaliada também a influência da distância da borda ao interior do canavial (10 a 40m). Análises faunísticas foram realizadas para determinar a composição de parasitoides em cada tipo de manejo, em duas safras de cana-de-açúcar. No total foram coletados 8550 insetos, sendo 8326 da ordem Hymenoptera e 254 Diptera (Tachinidae) e as armadilhas amarelas foram mais atrativas para os parasitoides. Entre as duas safras, a segunda apresentou o maior número de parasitoides capturados em manejo convencional, porém a área orgânica e orgânica próxima a fragmento florestal apresentaram a maior riqueza e diversidade. Foram encontrados os gêneros de Hymenoptera associados a broca-da-cana como *Apanteles*, *Cotesia* (Braconidae), *Conura* (Chalcididae), *Trichopria* (Diapriidae), *Horismenus*, *Pediobius*, *Tetrastichus* (Eulophidae), *Gonatocerus* (Mymaridae), *Perilampus* (Perilampidae) e *Trichogramma* (Trichogrammatidae). Os dípteros capturados não possuem associação com a broca-da-cana, mas são parasitoides de outros lepidópteros. As distâncias da borda do canavial ao interior (10 a 40 metros) não apresentaram diferença no número de parasitoides coletados. Os parasitoides são, em geral, mais abundantes nos sistemas orgânicos, independentemente da presença de fragmentos florestais. Este estudo destaca a importância dos sistemas orgânicos para preservar a fauna entomológica nos agroecossistemas.

Palavras chaves: Armadilha Moericke, Controle Biológico, *Diatraea saccharalis*, Hymenoptera, Tachinidae

SURVEY OF PARASITIDS ASSOCIATED WITH THE SUGARCANE IN CONVENTIONAL AND ORGANIC CROP SYSTEMS

ABSTRACT– Hymenopteran parasitoids are closely associated with the sugarcane borer, *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae), and can be found in both organic and conventional cultivation. Distinct cultivation systems can host diverse populations of beneficial insects that aid in pest management. Furthermore, forest fragments near these crops can increase the survival of these insects in the area. This study aimed to sample parasitoids associated with the sugarcane borer in different sugarcane cultivation systems, organic and conventional. The research was conducted in three sugarcane management areas: organic, organic near a forest fragment, and conventional. Moericke traps of two distinct colors were used to sample the insects. The influence of the distance from the edge to the interior of the sugarcane field (10 to 40m) was also evaluated. Faunistic analyses were performed to determine the composition of parasitoids in each type of management, in two sugarcane harvests. In total, 8550 insects were collected, with 8326 from the order Hymenoptera and 254 Diptera (Tachinidae), and yellow traps were more attractive to the parasitoids. Between the two harvests, the second showed the highest number of parasitoids captured in conventional management, but organic and organic near a forest fragment showed the highest richness and diversity. Genera of Hymenoptera associated with the sugarcane borer such as *Apanteles*, *Cotesia* (Braconidae), *Conura* (Chalcididae), *Trichopria* (Diapriidae), *Horismenus*, *Pediobius*, *Tetrastichus* (Eulophidae), *Gonatocerus* (Mymaridae), *Perilampus* (Perilampidae), and *Trichogramma* (Trichogrammatidae) were found. The captured dipterans are not associated with the sugarcane borer but are parasitoids of other lepidopterans. The distances from the edge of the sugarcane field to the interior (10 to 40 meters) did not show a difference in the number of parasitoids collected. Parasitoids are, in general, more abundant in organic systems, regardless of the presence of forest fragments. This study highlights the importance of organic systems for preserving entomological fauna in agroecosystems

Keywords: Moericke traps, Biological Control, *Diatraea saccharalis*, Hymenoptera, Tachinidae

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor mundial na produção da cana-de-açúcar *Saccharum* spp. (Magnoliopsida: Poaceae) (FAO, 2023a), com previsão de aproximadamente de 686 milhões de toneladas na produção, sendo 3,8% menor que a última safra. São Paulo é considerado a região de maior produtividade de açúcar e etanol do Brasil, representando mais que 70% e 94%, respectivamente, de toda a produção (CONAB, 2024a).

Alguns fatores são responsáveis pelas perdas na produtividade, como por exemplo, baixos índices pluviométricos e as altas temperaturas (CONAB, 2024a) e o ataque de insetos pragas (Ambrosano et al., 2015). A cana-de-açúcar sofre ataques de diversas pragas, em todas as partes da planta e em todos os estádios fenológicos, que consequentemente levam a perdas econômicas. Entre as espécies fitófagas, destacam-se principalmente a broca-da-cana, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae); as cigarrinhas, como *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) (Hemiptera: Cercopidae), o bicudo da cana, *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae), o besouro-da-raiz *Migdolus fryanus* (Westwood, 1893) (Coleoptera: Vesperidae), a cochonilha-rosada-da-cana-de-açúcar, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae), além de outros insetos como os cupins e formigas (Pinto et al., 2009; Santos et al., 2015; Monteiro et al., 2022).

Diatraea saccharalis, comumente conhecida como broca-da-cana é uma das principais pragas da cultura (Parra, 2014). Os danos são causados durante a fase larval, quando o inseto penetra nos colmos e forma galerias em seu interior enquanto se alimenta. Os sintomas de ataque na planta incluem a morte da gema apical e a dessecação da planta, levando a perdas significativas de produção. Além disso, pode surgir associação com microrganismos, como fungos *Fusarium moniliforme* J. Sheld (1904) e *Colletotrichum falcatum* Went (1893), resultando na contaminação da seiva das plantas (Botelho e Macedo, 2002; Rossato Junior et al., 2013; Dinardo-Miranda et al., 2013).

Para o manejo da *D. saccharalis* o uso do controle químico é feito quando as lagartas estão fora do colmo, ou seja, antes do início da construção da galeria. Após

este período, torna-se ineficaz, pois ela estará protegida, dentro do colmo, dificultando o contato e ação dos inseticidas (Marconato, 1988). Além disso, o uso incorreto de defensivos agrícolas pode contaminar o meio ambiente e o homem, afetar a população de inimigos naturais, a ressurgência de pragas e a seleção de insetos resistentes, além de aumentar o custo de produção (Morini et al., 2017; Nocelli et al., 2017; Possebon e Polli, 2020; Siddiqui et al., 2023). Quando o químico é recomendado, deve-se fazer uso de inseticidas seletivos que não tenham efeitos significativos nos parasitoides. O uso de clorantraniliprole, *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin e *Bacillus thuringiensis* Berliner (Bt) causam efeitos residuais no parasitoide *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 como no aumento da porcentagem de mortalidade em fêmeas expostas (Taguti et al., 2023).

O uso do controle biológico é o mais adequado para esta praga, devido ao hábito da lagarta permanecer no interior do colmo durante o seu desenvolvimento (Botelho e Macedo, 2002; Nava, 2007). O controle biológico consiste na utilização de agentes entomopatogênicos (microrganismos como vírus, fungos e bactérias), parasitoides e predadores conhecidos também por inimigos naturais das pragas, para diminuir a população da praga em campo (van Lenteren et al., 2018; Parra et al., 2021).

A broca-da-cana, é atacada por diversos inimigos naturais, que atuam em diferentes fases de desenvolvimento da broca (Nava et al., 2009; Endo et al., 2018). O controle biológico pode chegar a 80% durante a fase de ovo e 20% na fase larval (Botelho e Macedo, 2002). Silva et al. (1968), Guagliumi (1973), Botelho (1992), Vargas et al. (2011), Querino e Zucchi (2012) e Endo et al. (2018) citam alguns parasitoides da broca-da-cana, como os parasitoides larvais: *Cotesia flavipes* (Cameron, 1891), *Lixophaga diatraea* (Townsend, 1916), *Lydella minense* (Townsend, 1927), *Billaea claripalpis* (Wulp, 1896); parasitoide de ovos, *Telenomus alecto* (Crawford, 1914) e *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 e parasitoide de pupas, *Tetrastichus howardi* (Olliff, 1893), dentre outros.

O uso de armadilhas Moericke pode ser adaptado para o levantamento de diversas espécies, podendo ser utilizadas de diferentes cores, de acordo com o grupo de insetos desejado (Banaszak et al., 1994). Consiste basicamente de um recipiente de cor definida cheio de água, podendo ou não conter algum atrativo

alimentar e um detergente para quebrar a tensão superficial da água, evitando a possibilidade de fuga caso o inseto pouse dentro da armadilha (Miguélez e Valladares, 2008). As armadilhas Moericke são comumente utilizadas para monitoramento de pulgões (Hussain et al., 2022), mas também é possível utilizá-las para monitoramento de parasitoides (da Silva et al., 2016). A principal vantagem deste método é o baixo custo em relação a outros disponíveis, como os feromônios sexuais, por exemplo (Bąkowski et al., 2013).

A cor da armadilha é uma variável importante, pois pode influenciar significativamente a captura de insetos, sendo a cor amarela mais comum (Bąkowski et al., 2013; Schoeninger et al., 2019). Mesmo assim, armadilhas de outras cores, como a azul ou a branca, têm se mostrado promissoras para a captura de himenópteros (McCravy, 2018).

Visando melhorar estratégias de controle de uma das principais pragas da cultura da cana-de-açúcar, *D. saccharalis*, estudar seus parasitoides é essencial para desenvolver estratégias de manejo eficazes e sustentáveis. Alguns parasitoides utilizados no passado, como mencionado em estudos de Silva et al. (1968), Guagliumi (1973) e Botelho (1992), podem ainda estar presentes e adaptados para as condições locais assim como *L. minense* e *B. claripalpis*.

Também há a possibilidade de identificar outros inimigos naturais é sendo fundamental para promover novas pesquisas e desenvolver novas técnicas de controle biológico, além de aprimorar as estratégias existentes. Além disso, correlacionar outros fatores além da simples ocorrência, como a presença de fragmentos florestais que podem sustentar as populações de inimigos naturais, assegurando a conservação dos predadores e posterior recolonização em ambientes agrícolas (Santos et al., 2018; Oliveira, 2021). Portanto, esse estudo teve como objetivo identificar e associar os parasitoides encontrados no cultivo de cana-de-açúcar sob dois sistemas de manejos: cana orgânica, cana orgânica próxima a um fragmento florestal e cana convencional, com a broca-da-cana *D. saccharalis*, utilizando armadilhas do tipo Moericke de cores diferentes.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Cana-de-açúcar

A cana-de-açúcar, *Saccharum* spp., (Poaceae) é uma planta semi-perene que desempenha um papel de importância no Brasil, impactando em diversos aspectos da economia, sociedade e meio ambiente. A indústria da cana-de-açúcar é um dos principais motores da economia brasileira, gerando em torno de 46 milhões de toneladas de açúcar e 28 bilhões de litros de etanol (CONAB, 2024b). Com esses números, o Brasil se posiciona como o maior produtor mundial de açúcar, etanol e derivados da cana, o que contribui significativamente para as exportações e para a balança comercial do país, totalizando R\$ 93,48 bilhões de valor de produção (IBGE, 2022). A produção de cana-de-açúcar gera empregos em diversas áreas, desde o cultivo até o processamento industrial, além de impulsionar o desenvolvimento de infraestrutura e serviços nas regiões onde está presente.

Segundo a FAO (2023b) e a CONAB (2024a), a cana-de-açúcar é o alimento mais produzido no Brasil, seguido pela soja e o milho, e é uma importante fonte de energia renovável sendo que o etanol produzido a partir da cultura é amplamente utilizado como biocombustível para veículos, reduzindo a dependência do país de combustíveis fósseis e contribuindo para a mitigação das emissões de gases de efeito estufa. Além disso, a biomassa residual da cana-de-açúcar é utilizada na cogeração de energia elétrica, contribuindo para a segurança alimentar e para matriz energética brasileira e de outros países (Soares et al., 2009).

O cultivo da cana-de-açúcar possui o rendimento em torno de 60 a 100 toneladas por hectare ao ano e esse rendimento pode ser influenciado por diversos fatores, dentre eles temos o tipo de clima, de solo, de insumos utilizados, a variedade, o manejo utilizado, a presença de pragas e doenças, entre outros (Cardoso et al., 2018). A necessidade pelas condições climáticas para o seu desenvolvimento, torna uma planta bem adaptada ao Brasil, pois ela precisa de um período úmido e quente para o seu crescimento, e posteriormente um período frio e seco para que ocorra a maturação dos colmos e a produção da sacarose (Brunini, 2008).

2.1.1. Estádios fenológicos da cana-de-açúcar

O ciclo fenológico da cana-de-açúcar pode ser dividido em diferentes estádios, os quais variam de acordo com a variedade da planta, a região de cultivo e as condições climáticas. No entanto, há uma série de estádios comuns que podem ser observados no desenvolvimento da cultura, os quais são fundamentais para a tomada de decisão quanto ao manejo. De forma simplificada, os principais estádios de crescimento da cana-de-açúcar são brotação e emergência, perfilhamento, crescimento dos colmos e a maturação (Figura 1) (Marin, 2022a).

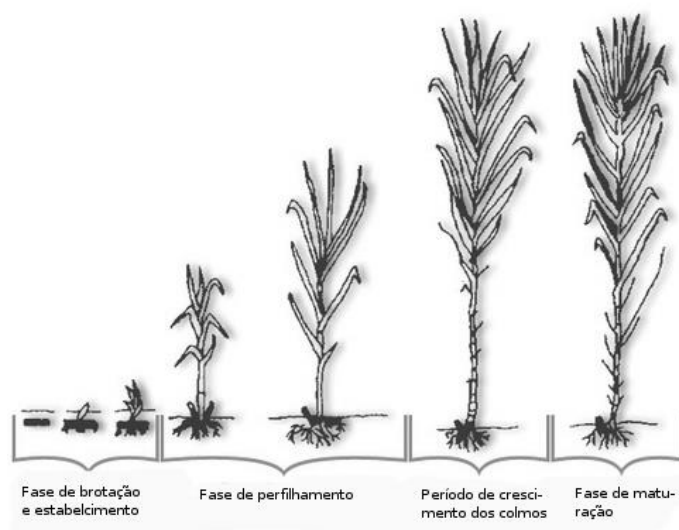


Figura 1. Fases do desenvolvimento da planta de cana-de-açúcar. Fonte: Marin, 2022a

Um mês depois do plantio ou da colheita, inicia-se a brotação com o surgimento simultâneo das raízes. Acima da superfície do solo surge o broto, que é um pequeno caule. Em seguida, do broto rompem as folhas da gema durante a brotação e emergência, desenvolvendo-se em direção à superfície do solo. Esta fase é influenciada por vários fatores, incluindo manejo do plantio, época, qualidade da muda e ambiente. Nesta fase, ainda ocorrem o enraizamento inicial (duas a três semanas após a emergência) e o surgimento das primeiras folhas (Marin, 2022a).

Após isso, começa o processo de perfilhamento, que determinará a formação da touceira da cana-de-açúcar e a população final de colmos colhidos. Ao início do perfilhamento, a gema apical vegetativa do colmo primário ainda não exerce a dominância absoluta sobre as gemas laterais localizadas em sua base. Isso permite que as gemas meristemáticas iniciem o crescimento de brotos que chegam à

superfície do solo. Deste modo, os perfilhos aparecem entre 20 e 30 dias após o surgimento do colmo primário (Manhães et al., 2015).

A partir do pico do perfilhamento, que é quando as folhas encobrem o solo, os colmos sobreviventes continuam a crescer e se desenvolver, aumentando de altura e começando a acumular açúcar na base. Fatores como luz, umidade e calor são os principais promotores de crescimento. Ao longo desse período, as folhas mais velhas começam a ficar amareladas e secam (Marin, 2022a). A variável com a maior correlação positiva com a produtividade é a dinâmica de crescimento dos colmos. A morfologia e a anatomia dos colmos determinam o acúmulo de sacarose. Assim, as características morfológicas, como a altura da planta e o diâmetro do colmo nos entrenós, estão diretamente associadas ao acúmulo de sacarose, e essas características determinam a capacidade da planta de armazenar sacarose nas células do parênquima do colmo (Marafon, 2012).

Por fim, a maturação da cana-de-açúcar pode ser definida como o processo fisiológico que envolve a produção de açúcares nas folhas por meio da fotossíntese e seu translocamento e armazenamento no colmo (Watt et al., 2014). O acúmulo de sacarose é realizado nos internódios, os quais apresentam diferentes estágios de maturação, especialmente aqueles da região apical da planta, os quais normalmente apresentam maturação mais tardia em comparação aos internódios mais basais. Especialmente em épocas de baixa pluviometria, ocorre uma maior maturação das plantas, uma vez que ocorre um menor crescimento apical e maior acúmulo de sacarose no colmo (Marin, 2022a).

2.1.2. Cultivo da cana-de-açúcar

Conhecer a cultura é importante para a obtenção do sucesso na produção com o mínimo impacto ambiental. A cultura da cana-de-açúcar envolve algumas etapas que vão desde a preparação do solo até a sua colheita. O que determina o sucesso na produtividade é a combinação de solo, variedades e clima ideal, porém é necessário um bom planejamento antes de iniciar o plantio. É necessário conhecer as etapas e saber dos custos da implantação da cultura, considerando fatores como: manejo, tipos de técnicas que serão utilizadas, insumos, máquinas e implementos,

escolha da variedade, tipo de solo, época do plantio, elaboração de um cronograma e serviços em geral (Santiago e Rossetto, 2022a).

2.1.2.1. Convencional

O ciclo da cana-de-açúcar pode durar de cinco a seis cortes, após isso é feito a reforma do canavial ou replantio da cana que acaba acarretando em custos, então quanto mais cortes o produtor conseguir fazer, menor será o custo de produção. Caso precise fazer a reforma, a cana será retirada, feita a destruição da soqueira, calagem, plantio com plantas que ajudam a melhorar a qualidade física, química e biológica do solo. Geralmente, usa-se soja, amendoim ou crotalária (Santiago e Rossetto, 2022c).

A cana pode ser produzida em diversos tipos de solo, mas o seu rendimento diminui conforme as características se afastam das condições ideais para o desenvolvimento e alguns fatores interferem no desenvolvimento da cultura, como o relevo e suas características físicas e químicas. A terra onde será feito o plantio deve ter declives suaves, pois quando o solo é plano, interfere na drenagem e quando o declive é acentuado pode interferir na distribuição da água das chuvas e trazer prejuízos por conta dos custos para o preparo do solo (Marin, 2022b).

Fisicamente, os solos precisam ter profundidade, superior a um metro para que as raízes possam desenvolver-se e fazer a retenção de água. A deficiência hídrica interfere na produtividade, pois a cana precisa de um solo com boa capacidade de infiltração e drenagem para a obtenção da água, principalmente quando está no quinto ou sexto mês de desenvolvimento que é quando a planta necessita mais. É importante também o solo ter capacidade de armazenamento de água para que a tenha disponível nos períodos entre chuvas. Um dos solos que não possuem boas características para o cultivo da cana, são os solos arenosos, já que não conseguem fazer o armazenamento de água e com isso perdem nutrientes e favorecem a ocorrência de fitonematoides (Marin, 2022b).

Quimicamente, a cana-de-açúcar consegue se desenvolver em solos ácidos a alcalinos, com o pH entre 4 e 8,5, sendo 6,5 o ideal. A cana permanece no campo durante um período de cinco a sete anos, apresentando raízes profundas que alcançam as outras camadas do solo e por isso, apresenta uma boa relação com o

pH, porcentagens de alumínio, teores de cálcio e saturação por bases. Em solos pobres, deve-se fazer a correção com o uso de calcário e gesso para assim aumentar a produtividade (Marin, 2022b).

A escolha da variedade da cana também interfere na produtividade da cultura. O melhoramento genético veio para desenvolver aquelas que se adaptam as condições do solo, do clima, às pragas e doenças, tolerância ao estresse hídrico, e também levando em consideração o sistema de colheita. Para o produtor é importante possuir diversas variedades e cultivares para diminuir a proliferação de pragas e doenças dentro do canavial, e evitar prejuízos (Marin, 2022c).

A cana precisa de condições climáticas específicas, como térmicas e hídricas adequadas. O estado de São Paulo apresenta áreas com o clima ideal para o seu desenvolvimento, porém há áreas que precisam de técnicas agrônômicas para o plantio e outras onde as condições são desfavoráveis para a cultura. Temperaturas entre 32° a 38°C são considerados ideais para o brotamento e perfilhamento, 22° a 30°C para o crescimento vegetativo, sendo desfavorável com a mínima de 20°C. Para a maturação, período em que ocorre o acúmulo de sacarose e cessa o crescimento, temperaturas mais baixas (na faixa de 10°C a 20°C) e estação seca são consideradas condições ideais. Em algumas áreas, onde há a ocorrência de geada, é necessário a escolha de variedades mais resistentes ao frio (Marin, 2022d).

No Brasil atualmente, são utilizados os sistemas semimecanizado ou mecanizado, e o sistema totalmente manual não é mais empregado. O sistema semimecanizado é a combinação de trabalho manual com as máquinas. Processos como subsolagem, gradagem e sulcação são mecanizados, já a parte de mexer com as mudas e fazer seu seccionamento são feitos manualmente, assim como a cobertura e adubação dependendo do relevo, mas em grande maioria é feito pelas máquinas. Na colheita do sistema semimecanizado, o corte e enleiramento da cana são processos manuais, enquanto o carregamento e transporte, mecanizados. No sistema mecanizado tudo é realizado pelas máquinas e equipamentos, como no plantio, no qual as máquinas fazem a abertura do sulco e a distribuição das mudas, adubação e fechamento do sulco em uma só operação, assim como a colheita, corte e carregamento também são realizados por máquinas. A determinação do tipo de

sistema irá depender da região, declive do terreno, mão de obra e investimento (Santiago e Rossetto, 2022a; Magalhães, 2022).

Entre os fatores que causam redução da produtividade da cana, a ocorrência de pragas e doenças merecem destaque, e podem afetar a qualidade e a longevidade do canavial, requerendo medidas preventivas e/ou curativas (Rossetto e Santiago, 2022a).

Os insetos e nematoides também são problemas para a cultura, e afetam diretamente o desenvolvimento e as estruturas da planta acarretando em prejuízos. A cana pode ser atacada por mais de 80 espécies de pragas, sendo besouros, mariposas, cochonilhas, cupins e formigas; podendo ser observados com os danos. Alguns métodos podem ser utilizados para a prevenção como: rotação de culturas, aração do solo, época de plantio e colheita, destruição dos restos culturais, adubação e irrigação, poda e plantio direto (Rossetto e Santiago, 2022b).

O uso de variedades que apresentem resistência a insetos, permite a manutenção da praga sem afetar o ambiente e ocasionar custos ao produtor. Métodos de controle por comportamento podem ser utilizados, mas é preciso conhecer a fisiologia do inseto para uso adequado; também o controle físico como os processos como a queima, drenagem e temperatura; controle químico que é feito com o uso de inseticidas para matar os insetos, desde que estes inseticidas estejam regulamentados por leis e portarias federais e estaduais para uso na cultura, e por fim, o uso de biológico que consiste no uso de inimigos naturais, podendo ser predadores, parasitoides ou patógenos (Rossetto e Santiago, 2022b).

O ideal para o controle de pragas, mesmo no método de cultivo convencional, é que este seja feito levando-se em conta os princípios do Manejo Integrado de Pragas (MIP), utilizando ferramentas como o monitoramento das pragas para saber o momento certo de agir e o método adequado para aquele momento. Neste contexto, o uso do controle biológico é uma ferramenta que favorece os inimigos naturais na cultura (Santiago e Rossetto, 2022a).

O surgimento de plantas daninhas também é prejudicial à cultura, pois elas irão competir por recursos naturais como água, luz e nutrientes do solo, além de serem hospedeiras de pragas e doenças, afetando o canavial. O estresse hídrico, o excesso de acidez ou alcalinidade, alta temperatura, umidade e fertilidade

desfavorável propiciam o desenvolvimento das plantas daninhas. A eliminação destas pode ser por meio mecânico, químico e cultural. O controle mecânico é realizado manualmente com o uso de enxadas, tração animal ou uso de tratores. O controle químico é com o uso de herbicidas para matar ou retardar o crescimento delas, sendo de rápida ação e econômico em mão de obra. O controle cultural possibilita o desenvolvimento da cana que compete igualmente com as plantas daninhas, evitando o uso de agrotóxicos e mantendo a preservação do ambiente (Rossetto e Santiago, 2022c).

Ambientalmente, o cultivo convencional da cana-de-açúcar apresenta impactos por causa da utilização de insumos sintéticos que é a maior parte do custo da produção e podem resultar na contaminação dos solos, das águas superficiais e subterrâneas, dos alimentos, do homem e a morte de inimigos naturais (Morini et al., 2017; Nocelli et al., 2017; Possebon e Polli, 2020).

2.1.2.2. Orgânico

Para um alimento ser considerado orgânico, ele precisa ser produzido sem a utilização de agrotóxicos ou substâncias sintéticas, além de conservar os recursos naturais como o solo e a água; garante a segurança desde os produtores até chegar aos consumidores (MAPA, 2009).

Assim como o cultivo convencional, o orgânico também precisa ser feito inicialmente com o planejamento, levando em consideração a implementação de corredores florestais ou fragmentos florestais. O terreno utilizado para o plantio precisa ser limpo, fazer as correções das erosões, da gradagem e da subsolagem. Se necessário, o calcário e o gesso podem ser utilizados. O tempo de preparo do solo leva em torno de quatro anos antes de iniciar o cultivo (Rapassi, 2008; Possebon e Polli, 2020).

Visando o plantio da cana-de-açúcar, faz-se o plantio de leguminosas para a fixação de nitrogênio no solo que devem ser roçadas assim que elas estiverem floridas (Rapassi, 2008). Práticas como a conservação do solo e dos recursos hídricos devem ser levados em consideração, pois o manejo deve prever a recuperação e manutenção da fertilidade do solo, e a atividade agrícola, a conservação dos ecossistemas e da biodiversidade (Possebon e Polli, 2020).

Para o plantio, a cana a ser utilizada não pode ser a transgênica. O processo de plantio inicia-se com a sulcação e a adubação orgânica. Posteriormente, as canas são distribuídas próximas aos sulcos, picadas, colocadas nos sulcos de plantio e tampadas com terra. Em áreas onde ocorrer o crescimento de plantas daninhas, a remoção se faz por meio de capinas manuais, que exigem muita mão de obra e o custo encarece o processo (Rodrigues, 2004; Possebon e Polli, 2020).

De acordo com Possebon e Polli (2020) o uso de fertilizantes são permitidos, porém devem ser de origem orgânica ou apresentarem minerais de baixa solubilidade, assim como os fosfatos naturais, como o calcário e rochas moídas. O potássio, fósforo e nitrogênio necessários são provenientes da vinhaça e torta de filtro. É importante a realização da rotação de cultura e a adubação verde nas áreas em que precisar fazer a reforma do canavial, que é feito com as leguminosas para a fixação de nitrogênio e o uso das gramíneas para a estruturação do solo.

A queima da cana antes da colheita é proibida, podendo o cultivo ser mecanizado ou não. As indústrias devem gerar o mínimo de impacto ambiental e fazer o descarte de resíduos de forma adequado, e a emissão de poluentes deve seguir a legislação. Durante o processamento do açúcar e álcool, não é permitido o uso de substâncias químicas, e somente no processo de clarificação que se usa floculantes, e agentes clarificantes, como cal ou calcário e polímeros naturais, são permitidos (Possebon e Polli, 2020).

Para a comercialização de alimentos orgânicos, existe o amparo da lei nº 10.831, de 2003 (Brasil, 2003), sendo necessária auditoria sobre a produção para aquisição do selo. Desta forma, com base na lei, considera-se sistema orgânico de produção agropecuária aquele em que otimiza o uso dos recursos naturais e socioeconômicos disponíveis, preserva a diversidade biológica dos sistemas naturais e visa a reciclagem de resíduos, promovendo o uso saudável da água e do solo a longo prazo.

Dentre as características do cultivo orgânico, a redução do lançamento de produtos químicos, como inseticidas, é uma das mais importantes, uma vez que além da poluição dos sistemas, o controle químico inadequado pode levar à ressurgência de insetos resistentes (Siddiqui et al., 2023). Sendo assim, ao invés de produtos químicos sintéticos, são utilizados métodos naturais para controle de

pragas, tal como rotação de culturas, resistência de plantas, plantio consorciado, preservação de mata nativa e uso e preservação do controle biológico (Maas et al., 2020).

2.1.3. Influência de fragmento florestal próximo ao cultivo

A transformação da terra é uma consequência da ação do homem ao praticar a agricultura e eliminar a vegetação natural e substituir pelo plantio de culturas que visam a produção de alimentos ou outras commodities, resultando em áreas isoladas de matas. Segundo Primack e Rodrigues (2001) a fragmentação é um processo em que as áreas contínuas de vegetação são divididas em pequenas ilhas, ficando isoladas uma das outras por um habitat diferente, como as culturas de cana-de-açúcar. Essa fragmentação ocorre em áreas onde a agricultura é mais rentável ou pode ser ocasionada por fenômenos naturais, como chuvas intensas, contribuindo assim para a diminuição da biodiversidade ecológica e a restrição do fluxo gênico (Baldi et al., 2006; Lima et al., 2017). Jonsen e Fahrig (1997) estudaram os efeitos na mudança da paisagem em insetos benéficos e encontraram que qualquer mudança, seja aumentando ou diminuindo o fragmento, podem alterar a riqueza e a diversidade dos insetos.

A diversidade de espécies é heterogênea em ecossistemas naturais ou com maior diversidade de plantas (Rosenzweig, 1995). Um dos efeitos dos agrossistemas baseados na monocultura de alta escala em que ocorre a diminuição da diversidade de plantas é a redução da diversidade e de populações de artrópodes menos adaptados a mudanças. Assim, os elementos que permitem essa heterogeneidade de espécies variam de acordo com os organismos estudados e a escala da análise (Fahr e Kalko, 2011). A riqueza de espécies é maior em habitats estruturalmente complexos, pois tais habitats oferecem mais nichos ecológicos, incluindo maior variedade de recursos disponíveis (Tews et al., 2004). Como resultado, a presença de artrópodes benéficos em paisagens agrícolas tem um impacto nos serviços de controle biológico de diferentes culturas agrícolas.

O movimento de insetos benéficos entre fragmentos de mata nativa é uma estratégia natural de sobrevivência de espécies que pode ser utilizada para propagação e sobrevivência de espécies benéficas nativas (Santos et al., 2018). A

cana-de-açúcar domina grande parte das paisagens agrícolas no estado de São Paulo, que é resultado de uma agricultura intensiva em grande escala com poucos habitats seminaturais.

2.1.4. Pragas da cana-de-açúcar

Segundo Berti Filho e Macedo (2011) praga são aqueles organismos que podem ocasionar danos diretamente ao produto a ser comercializado ou indiretos atacando estruturas não comercializadas, como as folhas e raízes, mas que afetam a fisiologia da planta, impactando na produção. Quando o inseto atinge o índice de dano econômico de determinada cultura, ele é considerado um inseto-praga. De acordo com Rossetto e Santiago (2022b), mais de 80 espécies de pragas podem ocorrer na cultura da cana-de-açúcar, sendo que se estima que ocorra uma perda de 20% na produção somente devido à ocorrência de pragas.

Mesmo com o registro de um alto número de insetos fitófagos na cana-de-açúcar, alguns se destacam por facilmente alcançarem níveis populacionais de dano econômico. Estas espécies estão distribuídas entre os diferentes estágios fenológicos e órgãos da planta. Os sintomas são muitas vezes percebidos após um certo período, devido à natureza do ataque, o que leva a um maior prejuízo. Desta forma, as pragas da cana-de-açúcar são classificadas conforme o órgão que ocorrem, podendo ser pragas de raiz, colmo e folhas, sendo que as principais pragas podem ocorrer em diferentes órgãos, dependendo do estágio em que se encontram (Moraes e Ávila, 2014).

As cigarrinhas *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) (Hemiptera: Cercopidae), são insetos sazonais, ocorrendo nos períodos chuvosos e se alimentando pela sucção da seiva da planta com destaque para as ninfas, as quais ocorrem na base do colmo. A cochonilha-rosada-da-cana-de-açúcar *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell, 1895) (Hemiptera: Pseudococcidae), ocasiona orifícios nas bainhas das plantas de cana-de-açúcar para realizar sua alimentação. Outro importante grupo de pragas da cana são as brocas que se alimentam internamente do colmo e nas raízes das plantas, destacando-se o bicudo-da-cana *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae), cujas larvas atacam os rizomas e parte basal do colmo, e o besouro-da-raiz *Migdolus fryanus* (Westwood, 1893) (Coleoptera: Vesperidae)

cujas larvas se alimentam das raízes, destruindo o sistema radicular. Já as formas jovens de *Diatraea* sp., atacam as folhas e principalmente o interior do colmo da planta. A broca-do-colmo *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) se destaca devido ao seu modo de ataque e capacidade de sobrevivência, uma vez que grande parte do seu ciclo ocorre dentro do colmo, o que protege o inseto de fatores abiótico e bióticos (Pinto et al., 2009; Santos et al., 2015; Monteiro et al., 2022).

2.2. Broca-da-cana, *Diatraea saccharalis*

Conhecida como broca-da-cana ou broca-do-colmo, *D. saccharalis* foi descrita em 1794 por Fabricius, podendo ser encontrada em gramíneas como milho e arroz, além da cana-de-açúcar (Parra, 2014). A broca-da-cana possui o desenvolvimento holometabólico, ou seja, passa pelas fases de ovo, lagarta, pupa e adulto (Botelho e Macedo, 2002).

Os adultos possuem aproximadamente 2,5 cm de envergadura com as asas de coloração amarelo-palha (anterior) e branca (posterior), sendo a fêmea maior que o macho; os adultos vivem de oito a 15 dias. Após a emergência da fêmea, ela atrai o macho com a liberação de feromônio para que ocorra o acasalamento, e em até dois dias iniciam a oviposição, que ocorre durante a noite permanecendo escondidos durante o dia (Botelho e Macedo, 2002; Cruz, 2007; Pinto et al., 2009).

A fêmea coloca a massa de ovos, com aproximadamente 50 ovos, na face inferior e superior da folha de cana-de-açúcar, geralmente próximas a bainha, pois ao eclodirem dirigem-se ao colmo. As posturas são colocadas de forma imbricada, semelhantes as escamas de peixes. Os ovos são achatados e o período embrionário leva cerca de quatro a 12 dias, dependendo da temperatura, e são de coloração amarelada que vão escurecendo e adquirindo cor alaranjada com uma pontuação preta, que são as cápsulas cefálicas das lagartas (Botelho e Macedo, 2002; Cruz, 2007; Pinto et al., 2009; Santos et al., 2015). Após a eclosão, as lagartas passam a se alimentar da bainha e das folhas, raspando-as, por um período de uma ou duas semanas. No segundo ou terceiro ínstar, elas conseguem perfurar o colmo, geralmente na base do entrenó por ser a região mais mole e abrem as galerias com formato circular ou longitudinal (Botelho e Macedo, 2002).

Dentro da galeria, a lagarta se desenvolve até o seu quinto ínstar, apresentando seis em períodos mais frios, com duração de 20 a 79 dias e possuem o tamanho de 2,2 a 2,5cm; sua coloração é amarela-parda com pontuações marrons, com capsula cefálica marrom escuro e possuem três pernas torácicas, quatro pares de falsas pernas abdominais e um par de falsas pernas anais. Antes de empupar, para facilitar a saída do adulto, elas fazem um orifício de saída e as pupas são de coloração marrom clara que vão escurecendo conforme o desenvolvimento, com 1,7 cm por 0,4 de largura, permanecendo por nove a 14 dias. O ciclo biológico tem duração de 50 a 70 dias e é fortemente afetado pela temperatura e fonte de alimento (Botelho e Macedo, 2002; Pinto et al., 2009; Santana et al., 2010). A fecundidade média é de 300 a 600 ovos, dependendo da época do ano (Pinto et al., 2009).

Em trabalho realizado por Botelho (1985) o desenvolvimento larval pode variar de 50 a 90 dias, o pupal de 10 a 11 dias e longevidade do adulto de três a sete dias. Mélo e Parra em 1988, relataram que no estado de São Paulo pode ocorrer 4 a 5 gerações anuais e a duração do ciclo depende das condições climáticas.

Os adultos podem voar em média 250 m devido a sua capacidade de dispersão, porém quando a intensidade do vento aumenta, podem dispersar por maiores distâncias, ao voarem a favor do vento (Caixeta, 2010).

2.2.1. Injúrias causadas pela broca-da-cana

A broca-da-cana, *D. saccharalis*, é um inseto de ocorrência crônica na cultura da cana, podendo atacar a planta em todas as fases de seu desenvolvimento (Botelho e Macedo, 2002). As larvas prejudicam a planta diretamente abrindo galerias, e com isso enfraquece o entrenó e facilita a quebra dos colmos pelo vento. Quando a gema apical é atingida, ocorre o ressecamento das folhas do ponteiro, cujo efeito é conhecido como “coração morto” (Botelho e Macedo, 2002; Pinto et al., 2009). As aberturas de galeria acabam reduzindo o peso da cana e potencialmente causando a morte da planta, levando a grandes prejuízos aos produtores. Em resposta aos ataques, a planta pode emitir perfilhos e pode ocorrer enraizamento aéreo (Pinto et al., 2009).

Além dos danos diretos, pode ocasionar os danos indiretos por permitir a entrada de fungos, como *Fusarium moniliforme* J. Sheld (1904) e/ou *Colletotrichum falcatum* Went (1893) resultando na contaminação do caldo, por esses microorganismos, e que conseqüentemente concorrem com as leveduras na fermentação alcoólica, levando a inversão da sacarose presente no colmo e com isso, a não cristalização do açúcar no processo industrial (Botelho e Macedo, 2002; Pinto et al., 2009; Dinardo-Miranda et al., 2013).

2.2.2. Controle cultural da broca-da-cana

Para o controle de pragas, os métodos de controle cultural usam as características intrínsecas ao cultivo como forma de desfavorecer o inseto praga ou favorecer inimigos naturais. A rotação de culturas, que alterna o cultivo de diferentes espécies, age principalmente na quebra do ciclo da praga, além de ter efeitos benéficos ao solo e à biodiversidade do agroecossistema (Abbas et al., 2022). A escolha da época da colheita é outra maneira de controlar o controle cultural, pois as pragas podem ser mais nocivas à cultura em determinadas épocas do ano, assim, o agricultor evita que a praga entre na plantação durante o período em que causa mais danos (Reagan e Mulcahy, 2019).

A eliminação física de insetos também pode ser considerada como um controle efetivo. Anteriormente, quando as queimadas eram permitidas nos canaviais, grande parte da população de pragas era eliminada, mas essa prática se mostrou muito nociva para o meio ambiente e para o próprio ser humano e foi banida (dos Santos et al., 2020). No Brasil, a queima da cana seguida por colheita manual foi substituída pela colheita mecanizada, com isso a palhada que encobre o solo traz benefícios para o meio ambiente, porém contribui também para o aumento de incidência de pragas, principalmente a *D. saccharalis* (Nocelli et al., 2017).

2.2.3. Controle químico da broca-da-cana

Atualmente o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, através do Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários (AGROFIT, 2024a) revela que existem 67 inseticidas registrados para o controle da broca-da-cana. A aplicação de inseticidas é a maneira mais comum e com efeito visivelmente mais rápido para controlar

pragas, porém a eficácia pode ser influenciada pelo hábito da lagarta permanecer a maior parte de seu desenvolvimento dentro do colmo, sendo eficiente sobre os primeiros ínstaes (Marconato, 1988).

Mesmo com o fácil acesso, o método químico causa muitos danos ao meio ambiente, e alguns produtos tem amplo espectro de ação, e seu uso resulta na eliminação de inimigos naturais da praga, a ressurgência de pragas, seleção de insetos resistentes, a contaminação do solo e das fontes de água e, às vezes, intoxicação dos próprios responsáveis pela aplicação (Morini et al., 2017; Nocelli et al., 2017; Possebon e Polli, 2020; Siddiqui et al., 2023). Os inseticidas de baixo espectro, mais seguros ao meio ambiente, normalmente são mais caros e levam mais tempo para serem desenvolvidos, e muitas vezes são pouco eficientes para insetos de ínstaes mais avançados (Pener, 2020).

2.2.4. Resistência de plantas a broca-da-cana

Quanto ao melhoramento genético e transgenia da planta, os desafios incluem a vulnerabilidade a vírus, patógenos e ataques de insetos, juntamente com perdas de rendimento devido ao ataque de insetos brocadores e infestações de ervas daninhas. Assim, dada a importância da cana-de-açúcar como cultura comercial, existe a necessidade de modificação genética para melhorar as características da cultura (Arruda, 2012). Para tanto, há várias técnicas de transformação genética, incluindo desde avanços associados à identificação de células transformadas, seleção de cultivares para melhoramento seguindo até a aprovação regulatória para liberação comercial.

Por exemplo, o melhoramento da resistência da broca-da-cana-de-açúcar utilizando a transformação mediada por *Agrobacterium* do gene *cry1Ac* demonstrou que a introdução deste gene na cana-de-açúcar melhorou efetivamente a resistência contra os insetos, oferecendo benefícios potenciais para o manejo sustentável de pragas no cultivo de cana-de-açúcar (Dessoky et al., 2021). Além disso, variedades resistentes junto à adubação com silício podem ser métodos mistos com potencial de reduzir a atividade da broca (Sousa et al., 2024).

Em um trabalho realizado por Ferreira et al. (2018) com 16 cultivares comerciais de cana-de-açúcar, foi demonstrado que dependendo da cultivar

escolhida, a intensidade de infestação da broca influencia na qualidade final da cana-de-açúcar. Segundo os mesmos autores, algumas cultivares apresentam qualidade tecnológica e produtividades baixas, decorrentes da redução do brix, teor de sacarose aparente (POL) e pureza. Outras cultivares possuem uma maior resistência a *D. saccharalis* e por isso, possuem uma qualidade e produtividade melhor.

2.2.5. Controle Biológico da broca-da-cana

O Controle Biológico (CB) é uma estratégia de manejo sustentável de pragas que utiliza inimigos naturais, como predadores, parasitoides e patógenos, para controlar as populações de pragas na agricultura, reduzindo a dependência de pesticidas químicos, minimizando o impacto ambiental e promovendo a supressão de pragas a longo prazo. Esta abordagem é frequentemente integrada em programas holísticos de gestão de pragas, enfatizando a conservação e o aumento das populações de inimigos naturais para manter o equilíbrio ecológico nos agroecossistemas. Através da implantação estratégica de agentes de controle biológico, os agricultores podem controlar eficazmente as pragas, preservando simultaneamente a saúde dos ecossistemas e promovendo práticas agrícolas sustentáveis (Parra, 2014).

Segundo Parra et al. (2021) existem três tipos de CB: CB clássico que consiste na importação e introdução de inimigos naturais para colonização e controle de pragas exóticas; CB por conservação que visa manter e aumentar o número de inimigos naturais no campo através de manipulação do ambiente e; CB aplicado que abrange a multiplicação de inimigos naturais através de criação massal e posteriormente é liberado em campo para uma rápida redução dos insetos pragas. Essas liberações são feitas várias vezes e visam o controle rápido da praga, não sendo necessário manter o inimigo natural em campo, porém a quantidade, o intervalo e a época da liberação dependem do inseto praga. Segundo van Lenteren (2018) a liberação massal é a mais utilizada e é aplicada em mais de 30 milhões de hectares em todo o mundo.

Para que um inimigo natural seja eficiente, ele deve possuir características como: especificidade hospedeira, sincronização com o ciclo da praga, alto potencial

biótico, capacidade de sobreviver em períodos de baixa população da praga ou na sua ausência, boa capacidade de busca do hospedeiro. No contexto do CB, os inimigos naturais mais utilizados para o controle de insetos em diferentes culturas são os parasitoides (Parra et al., 2021).

2.2.5.1. Parasitoides

Parasitoides são organismos que se assemelham aos parasitas na medida em que vivem dentro (endoparasitoide) ou sobre (ectoparasitoide) um organismo hospedeiro, espoliando nutrientes dele até que atinjam a maturidade. No entanto, ao contrário dos parasitas, os parasitoides acabam matando ou esterilizando seus hospedeiros. Essa distinção é crucial no contexto do controle biológico, uma vez que os parasitoides são frequentemente utilizados como inimigos naturais para o controle de populações de pragas, desempenhando um papel vital na regulação das populações de insetos em ecossistemas naturais (Giunti et al., 2015; Parra et al., 2021).

Os insetos parasitoides são representados em cinco ordens: Neuroptera, Lepidoptera, Coleoptera, Diptera e Hymenoptera, porém Diptera e Hymenoptera se destacam, e Hymenoptera apresenta 78% de espécies descritas e Diptera 22%. Como adaptações a este hábito de vida, Hymenoptera possui um ovipositor perfurante e uma glândula de veneno que permite dominar e depositar os ovos no interior dos hospedeiros e são haplodiplóides, ou seja, as fêmeas podem controlar a proporção sexual da prole. Por outro lado, Diptera possui adaptações como um falso ovipositor para o parasitismo ou um funil respiratório nas larvas para evitar asfixia (Silveira et al., 2019).

2.2.5.2. Himenópteros parasitoides

As vespas parasitoides são um grupo único de organismos que desempenham um papel crítico em processos ecológicos e evolutivos, sendo um tipo de organismo parasita que acaba matando seu hospedeiro, tipicamente um artrópode, geralmente um inseto ou aracnídeo. Esse traço os distingue dos parasitas típicos, que muitas vezes não matam seu hospedeiro (Parra et al., 2021). As vespas

parasitoides primariamente são descendentes de um único ancestral parasitoide endofítico que viveu há cerca de 247 milhões de anos (Peters et al., 2017).

O comportamento de parasitoide é comum entre muitas espécies de vespas que são conhecidas por controlar populações de insetos-praga em vários ecossistemas. Além de sua qualidade de inimigo natural, os himenópteros parasitoides também servem como bioindicadores da diversidade de artrópodes em campos agrícolas (Anderson et al., 2011). Assim, a abundância e a riqueza de táxons de himenópteros parasitoides estão mais relacionadas com a diversidade geral de artrópodes, podendo sofrer influência de vários fatores, inclusive presença de fragmentos de mata nativa.

Os parasitoides adultos devem não apenas encontrar hospedeiros para fins reprodutivos, mas também localizar alimento para atender às suas necessidades nutricionais de curto prazo. O conhecimento de como as fêmeas parasitoides lidam com as necessidades, muitas vezes competitivas, desses dois recursos vitais é essencial para a compreensão de suas estratégias de forrageamento. Estudos demonstram que a disponibilidade e acessibilidade de fontes alimentares, como néctar ou melaço em uma área alvo, afetam fortemente a retenção de parasitoides e a eficácia na descoberta do hospedeiro (Lewis et al., 1998). Para que os parasitoides mantenham um alto sucesso reprodutivo, é importante que a interrupção do processo de forrageamento de seus hospedeiros seja mínima para que a maior parte de seu tempo e energia possam ser alocados para encontrar hospedeiros (Bernstein e Jervis, 2008).

O uso de pistas olfativas e visuais de plantas, geralmente aprimoradas pelo aprendizado, ajuda a minimizar essa interrupção e desempenha papéis importantes e, às vezes, interagindo em sua busca por alimentos e hospedeiros (Conchou et al., 2019). Assim, o fornecimento de fontes alimentares como néctar floral e extrafloral pelas plantas, juntamente com sinais de forrageamento associados, desempenham um papel fundamental na interação tritrófica entre plantas, herbívoros e parasitoides (Nepi et al., 2018). Uma compreensão mais ampla das interações em nível tritrófico que englobe considerações sobre parasitoides alimentares pode melhorar a capacidade de projetar estratégias eficazes de controle biológico. Assim, as

características do ambiente de forrageamento, podem influenciar na capacidade de encontrar alimento e, conseqüentemente, afetar a eficiência parasitária.

2.2.5.3. Dípteros parasitoides

Os parasitoides da ordem Diptera incluem cerca de 16.000 espécies, ou aproximadamente 20% do número total de espécies com este estilo de vida (Dindo e Grenier, 2014). Os parasitoides nesta ordem são extremamente diversos em seus hábitos e origens evolutivas, o que os torna um grupo subutilizado, mas altamente adequado para estudos quantitativos de convergência de caracteres e adaptabilidade (Feener e Brown, 1997). No entanto, os dípteros parasitoides são muito menos estudados do que as vespas parasitoides de todos os pontos de vista (por exemplo, biologia, relação hospedeiro-parasitóide e biocontrole aplicado). Pesquisas realizadas demonstraram que eles desempenham um papel importante na regulação de populações de insetos fitófagos, e sua importância é cada vez mais reconhecida, especialmente no controle biológico natural (Wong e Ramadan, 2021).

Tachinidae é uma das famílias mais diversa e ecologicamente importante da ordem Diptera. Como parasitoides, são importantes inimigos naturais na maioria das comunidades ecológicas terrestres, particularmente como inimigos naturais de larvas de lepidópteros. Apesar de sua diversidade e impacto ecológico, relativamente pouco se sabe sobre a evolução e ecologia dos taquinídeos, e o que se sabe tende a ser amplamente disperso em relatórios, revistas ou textos especializados (Stireman et al., 2006, 2019).

Avanços recentes na criação de várias espécies de Tachinidae, abriram caminho para técnicas de produção otimizadas na agricultura. A integração de métodos de criação eficientes é essencial para a produção econômica de insetos de alta qualidade, particularmente em programas de manejo integrado de pragas (Dindo e Grenier, 2014). O aumento do controle biológico, uma estratégia-chave no controle biológico de pragas, enfatiza a liberação de muitos agentes de controle biológico no ambiente para manter as populações de pragas em níveis gerenciáveis. Portanto, uma compreensão abrangente da biologia e do comportamento de Tachinidae e outras famílias de parasitoides é essencial para maximizar seu potencial em práticas

sustentáveis de manejo de pragas em ambientes homogêneos, como canaviais (Gudin, 2023).

2.2.6. Inimigos Naturais da broca-da-cana

No CB, o uso de populações de parasitoides para o controle de pragas é amplamente estudado e considerado um meio eficaz. Uma grande vantagem do uso de parasitoides é que estes são especializados, apresentando especificidade não só quanto ao hospedeiro, mas também quanto a fase de vida que é atacada. Assim, são conhecidos parasitoides de ovos, ovo-larva, larvas, larva-pupa, pupas e adultos (Endo et al., 2018; Parra et al., 2021).

Entre as espécies já registradas ocorrendo sobre *D. saccharalis*, foram observados os predadores, como as formigas do gênero *Solenopsis* Westwood, 1840, *Pheidole* Westwood, 1839, *Dorymyrmex* Mayr, 1866 e *Crematogaster* Lund, 1831. Porém, além desses inimigos naturais temos também os fungos entomopatogênicos como *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin, *Cordyceps barberi* Giard e *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin e o vírus-da-granulose (DsGV) (Nava et al., 2009)

O parasitoide *Cotesia flavipes* (Cameron, 1891) (Hymenoptera: Braconidae) é o principal agente de controle biológico de *D. saccharalis* devido à sua eficiência de controle pela habilidade de busca e parasitismo (Botelho, 1992; Cruz et al., 2011). A introdução desta espécie no Brasil foi feita com insetos de Trinidad-Tobago e ocorreu em duas etapas, uma no Sudeste e outra no nordeste do Brasil, nos anos de 1971 e 1974, respectivamente. Em 1978, novas linhagens de *C. flavipes* da Índia e do Paquistão, regiões mais frias e úmidas, foram introduzidas no estado de São Paulo (Macedo, 1978).

A introdução *C. flavipes* reduziu a infestação da broca-da-cana de 11% para 2,8% entre 1980 e 2002 (Polanczyk et al., 2004). Na última década (década de 2010), *C. flavipes* foi criada em massa e liberada para controle da larva *D. saccharalis* em aproximadamente 40% de toda a área de cana-de-açúcar do Brasil (Parra, 2014). Atualmente (década de 2020), a utilização deste parasitoide atinge mais de 4 milhões de hectares, representando 66% da área total de cana-de-açúcar (Pinto, 2021). Sendo um parasitoide gregário, uma única oviposição de *C. flavipes*

em *D. saccharalis* pode gerar mais de 50 novos parasitoides em um único hospedeiro (Pinto et al., 2009).

Além de *C. flavipes*, outra espécie muito importante no controle biológico aplicado é o parasitoide de ovos *Trichogramma galoii* Zucchi, 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Este inseto é um parasitoide solitário que deposita em cada ovo de hospedeiro apenas um parasitoide, e uma fêmea pode parasitar algumas dezenas de ovos. Esta espécie apresenta a vantagem de controlar o inseto na fase o ovo, impedindo os danos causados pelas larvas. Estima-se que esta espécie seja utilizada em cerca de 2 milhões de hectares para o controle da broca-da-cana no Brasil (Parra e Coelho Junior, 2019).

Além dos dois citados anteriormente, um grupo menos explorado, mas com grande potencial, são os parasitoides de pupas. Muitas espécies de parasitoides pupais têm sido investigadas e utilizadas com sucesso em programas de controle biológico (Pennacchio e Vertente, 2006), especialmente insetos da ordem Hymenoptera (Tavares et al., 2013). O parasitoide *Tetrastichus howardi* (Olliff, 1893) (Hymenoptera: Eulophidae) apresenta uma grande plasticidade em seu parasitismo, pois além de parasitar larvas e pupas é capaz de parasitar os adultos (Vargas et al., 2011; Pereira et al., 2015). Mesmo assim, o conhecimento sobre bioecologia das espécies de parasitoides de pupas é escasso, sendo necessária a realização de pesquisa para o sucesso da aplicação destas espécies em programas de controle biológico (Endo et al., 2018).

Segundo Nava et al. (2009) existem outros inimigos naturais da broca-da-cana como os parasitoides larvais *Lixophaga diatraea* (Townsend, 1916), *Lydella minense* (Townsend, 1927), *Billaea claripalpis* (Wulp, 1896). Acrescenta-se também outros parasitoides que atuam em diferentes fases de desenvolvimento da broca, cita-se Silva et al. (1968), Guagliumi (1973), Botelho (1992), Nunez e Couri (2011), Vargas et al. (2011), Querino e Zucchi (2012) e Endo et al. (2018) (Tabela 1 e 2).

Tabela 01. Parasitoides de *D. saccharalis* em diferentes fases de desenvolvimento da broca.

Ordem e Família	Gênero e Espécie	Descritor	Categoria de parasitismo e hospedeiro	Referência
HYMENOPTERA				
Ichneumonidae	<i>Calliephialtes sp.</i>	Ashmead, 1900	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Xanthopimpla stemmator</i>	(Thunberg, 1822)	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Endo et al., 2018
Braconidae	<i>Alabagrus stigma</i>	(Brulle, 1846)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968
	<i>Alabagrus versicolor</i>	(Brethes, 1909)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968
	<i>Iphiaulax sp.</i>	Förster, 1862	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Digonogastra grenadensis</i>	(Ashmead, 1900)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Digonogastra puberuloides</i>	(Myers, 1931)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Guagliumi 1973
	<i>Digonogastra tucumanus</i>	(Brethes, 1913)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Digonogastra amabilis</i>	(Brethes, 1913)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968
	<i>Microplitis sp.</i>	Förster, 1862	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968
	<i>Apanteles impunctatus</i>	Muesebeck, 1933	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968
	<i>Apanteles vulgaris</i>	(Ashmead, 1900)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Apanteles diatraea</i>	Muesebeck, 1921	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Guagliumi 1973
	<i>Hormius sp.</i>	Nees, 1818	Parasitoide de	Silva et al.,

			lagartas de <i>D. saccharalis</i>	1968
	<i>Cotesia flavipes</i>	(Cameron, 1891)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Botelho, 1992
	<i>Parallorhogas pyralophagus</i>	(Marsh, 1984)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Botelho, 1992
Trichogrammatidae	<i>Trichogramma distinctum</i>	Zucchi, 1988	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guerino e Zucchi, 2012
	<i>Trichogramma galloi</i>	Zucchi, 1988	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Botelho, 1992; Guerino e Zucchi, 2012
	<i>Trichogramma jalmirezi</i>	Zucchi, 1988	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guerino e Zucchi, 2012
	<i>Trichogramma pretiosum</i>	Riley, 1879	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guerino e Zucchi, 2012
	<i>Trichogramma dissimilis</i>	Zucchi, 1988	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guerino e Zucchi, 2012
Eulophidae	<i>Tetrastichus howardi</i>	(Olliff, 1893)	Parasitoide de lagartas, pupas e adultos de <i>D. saccharalis</i>	Vargas et al., 2011; Pereira et al., 2015; Endo et al., 2018
	<i>Trichospilus diatraeae</i>	Cherian & Margabandhu, 1942	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Endo et al., 2018
	<i>Pediobius furvus</i>	(Gahan, 1928)	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Endo et al., 2018
	<i>Palmistichus elaeisis</i>	Delvare & LaSalle, 1993	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Endo et al., 2018
Chalcididae	<i>Enneasmicra incerta</i>	Ashmead, 1904	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Conura acuta</i>	(Fabricius, 1804)	Parasitoide de pupas de <i>D. saccharalis</i>	Endo et al., 2018
Scelionidae	<i>Telenomus alecto</i>	(Crawford, 1914)	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guagliumi 1973

Mymaridae	<i>Gonatocerus nigriflagellum</i>	(Girauld, 1914)	Parasitoide de ovos de <i>D. saccharalis</i>	Guagliumi 1973
DIPTERA				
Tachinidae	<i>Genea jaynesi</i>	(Aldrich, 1924)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973; Nunez e Couri, 2011
	<i>Genea australis</i>	(Townsend, 1929)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Nunez e Couri, 2011
	<i>Lixophaga diatraea</i>	(Townsend, 1916)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973; Botelho, 1992
	<i>Lydella minense</i>	(Townsend, 1927)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973; Botelho, 1992
	<i>Nepophasmophaga facialis</i>	Townsend ,1927	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Palpozenillia diatraea</i>	Townsead ,1941	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Billaea claripalpis</i>	(Wulp, 1896)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973; Botelho, 1992
	<i>Billaea brasiliensis</i>	(Townsend, 1917)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Parthenoleskia parkeri</i>	Townsend ,1941	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Prosopochaeta sp.</i>	Macquart, 1851	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973

	<i>Leskia diadema</i>	(Wiedermann, 1830)	Parasitoide de lagartas de <i>D. saccharalis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
--	-----------------------	--------------------	--	------------------------------------

Diatraea saccharalis, pode apresentar também parasitoides secundários ou hiperparasitoide (parasitoide que se desenvolve em parasitoide primário, comprometendo programas de controle biológico, pois o hospedeiro morrerá e não ocorrerá descendentes do parasitoide primário) (Silva et al., 1968; Guagliumi, 1973; Parra et al., 2021) (Tabela 2).

Tabela 02. Parasitoides secundários de *D. saccharalis*.

Ordem e Família	Gênero e Espécie	Descritor	Categoria de parasitismo e hospedeiro	Referência
HYMENOPTERA				
Eulophidae	<i>Horismenus brasiliensis</i>	Ashmead, 1904	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Lydella minense</i> e <i>Billaea brasiliensis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Horsimenus distinguendus</i>	Blanchard, 1936	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Parthenoleskia parkeri</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Melittobia sp.</i>	Westwood, 1848	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Lydella minense</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
Pteromalidae	<i>Pachycrepoides vindemmiae</i>	(Rondani, 1875)	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita pupas de <i>Billaea brasiliensis</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Eurytoma sp.</i>	Illiger, 1807	Parasitoide secundário de	Silva et al., 1968;

Eurytomidae			lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Lydella minense</i>	Guagliumi 1973
Diapriidae	<i>Bruchopria sp.</i>	Kieffer, 1921	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Lydella minense</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
	<i>Trichopria cubensis</i>	Fouts, 1926	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita pupas de <i>Lydella minense</i> , <i>Billaea brasiliensis</i> e <i>Parthenoleskia parkeri</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
Ceraphronidae	<i>Calliceras sp.</i>	Nees, 1834	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Apanteles xanthopus</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973
Perilampidae	<i>Perilampus sp.</i>	Latreille, 1809	Parasitoide secundário de lagartas de <i>D. saccharalis</i> Parasita <i>Parthenoleskia parkeri</i>	Silva et al., 1968; Guagliumi 1973

2.3. Armadilha do tipo Moericke para levantamento de insetos

O uso de armadilhas Moericke (1950) pode se adaptado para o levantamento de diversas espécies de insetos, sendo que se pode utilizar diferentes cores conforme o grupo de insetos desejado (Banaszak et al., 1994). A armadilha de Moericke é basicamente um recipiente com uma cor definida preenchido com água, podendo ou não conter algum atrativo alimentar e um agente detergente para quebrar a tensão superficial da água, impedindo a possibilidade de fuga caso o inseto pouse dentro da armadilha (Miguélez e Valladares, 2008). São normalmente

utilizadas para monitoramento de afídeos (Hussain et al., 2022), mas também é possível fazer o uso das mesmas para o monitoramento de parasitoides (da Silva et al., 2016). A principal vantagem desse método é o baixo custo em comparação a outros disponíveis, como feromônios sexuais, por exemplo (Bąkowski et al., 2013).

A cor da armadilha é uma variável importante, uma vez que pode influenciar significativamente na captura dos insetos, sendo que a cor amarela é mais usual (Bąkowski et al., 2013; Schoeninger et al., 2019), mesma coloração de bandeja utilizada por Perioto et al. (2002a, 2002b, 2004) e Souza et al. (2019) para levantamento de himenópteros parasitoides na cultura do algodão, soja, café e pimentão, respectivamente. Mesmo assim, armadilhas de outras cores, como azul ou branco, se mostraram promissoras para a captura de himenópteros (McCravy, 2018).

3. MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi desenvolvido na Usina Santo Antônio, na Fazenda São Luís, localizado na cidade de Sertãozinho, SP, durante o período de agosto de 2019 a abril de 2021. As áreas foram selecionadas e cedidas pela Usina, e a variedade da cana-de-açúcar utilizada foi a RB966928. Foram avaliados três tratamentos: cana em cultivo orgânico (T1) (21°11'38"S, 47°93'98"W), cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal (T2) (21°11'68"S, 47°94'97"W) e cultivo convencional (T3) (21°12'96"S, 47°96'33"W), durante dois anos [2 safras consecutivas, Safra 1 (S1) e Safra 2 (S2)]. Foi utilizado um hectare por tratamento, totalizando três áreas. O início do experimento para as duas safras foi realizado quando as canas estavam em perfilhamento até o final de colheita.

Descrição das áreas utilizadas (Tabela 3): Tratamento 1 (T1 – cultivo orgânico): cultivo de cana-de-açúcar orgânica em segundo corte, centralizado no interior da plantação de cana orgânica. Tratamento 2 (T2 – cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal): cultivo de cana-de-açúcar orgânica em terceiro corte, talhão próximo ao fragmento florestal separado por uma estrada de terra de aproximadamente 8m, com cana orgânica ao redor e em um dos lados possui uma estrada; distante 800m do T1 e 2km até o T3. Tratamento 3 (T3 – cultivo

convencional): cana convencional em segundo corte e cana convencional ao redor; localizado à 2km de distância do T2 e a 300m até a cidade. Nos talhões adjacentes que estavam em reforma, foi cultivado feijão. Na tabela 4 e 5 estão inseridos os produtos que foram utilizados nos cultivos orgânico e convencional durante o plantio e a soqueira; informações cedidas pela Usina.

Tabela 3. Siglas para os tratamentos utilizados.

Cultivo	Safrá 1		Safrá 2	
	Armadilha		Armadilha	
	Amarela	Branca	Amarela	Branca
Orgânico	T1S1A	T1S1B	T1S2A	T1S2B
Orgânico + fragmento florestal	T2S1A	T2S1B	T2S2A	T2S2B
Convencional	T3S1A	T3S1B	T3S2A	T3S2B

Tabela 4. Produtos biológicos utilizados no cultivo da cana-de-açúcar orgânica durante o plantio ou soqueira, na Usina Santo Antônio, Sertãozinho/SP.

Orgânico	
Plantio	
<i>Azospirillum</i>	Bactéria que proporciona o crescimento vegetal, alastrando o sistema radicular para aumentar a absorção de água e minerais e atua na recuperação de solos erodidos (Cassán et al., 2020)
<i>Bacillus subtilis</i>	Bactéria móvel que age como biocontrolador de diversas doenças de plantas (Monnerat et al., 2020).
<i>Trichoderma</i>	Fungo que controla as doenças e auxilia no crescimento das plantas (Abreu et al., 2019).
<i>Ascomyces</i>	Alga marrom que promove a nutrição das plantas, aumentando a sua germinação, crescimento e rendimento, além disso, protege contra estresses bióticos e abióticos (Kumari et al., 2023).
Fosfato natural	Nutriente para o crescimento das plantas e estruturação do solo, essencial para formação de raízes, flores e frutos (Possebon e Polli, 2020).
Soqueira	
<i>Cotesia flavipes</i>	Parasitoide larval de <i>Diatraea saccharalis</i> (Parra e Coelho Jr, 2022).
<i>Beauveria bassiana</i>	Fungo entomopatogênico para o controle da broca-da-cana, broca gigante e gorgulho da cana; aplicação no final da tarde em dias

	nublados ou com chuvas (Pinto et al., 2009).
<i>Metarhizium anisopliae</i>	Fungo entomopatogênico para o controle de cigarrinhas aplicado no final da tarde em dias nublados ou com chuvas (Pinto et al., 2009).
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Bactéria entomopatogênica, para o controle da broca-da-cana, produzindo as toxinas Cry que age após a sua ingestão, ocasionando o abandono do alimento e consequentemente a morte do inseto (Monnerat et al., 2020).
<i>Azospirillum</i>	Bactéria que proporciona o crescimento vegetal, alastrando o sistema radicular para aumentar a absorção de água e minerais e atua na recuperação de solos erodidos (Cassán et al., 2020).
Vinhaça	Utilizada como fertilizante, seus nutrientes enriquecem o solo e aumentam a produtividade das culturas (Possebon e Polli, 2020).
Composto (torta + cinza)	Melhora a estruturação do solo e serve como fertilizante para solos e plantas (Schneider et al., 2012).

Tabela 5. Produtos comerciais utilizados no cultivo da cana-de-açúcar convencional durante o plantio ou soqueira, na Usina Santo Antônio, Sertãozinho/SP.

Convencional	
Plantio	
Regent®Duo	Inseticida de contato e ingestão usado visando o controle de cupins, gorgulho e Migdolus (Agrofit, 2024b).
Priori Xtra®	Fungicida sistêmico que controla doenças da parte aérea das culturas: ferrugem, mancha anelar, podridão negra, ferrugem laranja (Syngenta, 2024).
NPK 10 20 20	Fertilizante com concentração de nitrogênio (10), fósforo (20) e potássio (20). Nitrogênio estimula a brotação, enraizamento e o desenvolvimento de perfilhos. Fósforo eleva a produtividade nos canaviais. Potássio estimula o perfilhamento, possibilita o armazenamento de açúcar, auxilia na fixação de nitrogênio, eleva a resistência a seca e geadas (Rossetto e Santiago, 2022d).
Soqueira	
Engeo Pleno® S	Inseticida sistêmico de contato e ingestão para controle da broca-da-cana, cigarrinha das raízes, cupins, pão de galinha, gorgulho da cana-de-açúcar (Syngenta, 2024).
Moddus®	Regulador de crescimento, acelera o processo de maturação e estoque de sacarose no colmo (Syngenta, 2024).
Priori Xtra®	Fungicida sistêmico que controla doenças da parte aérea das culturas: ferrugem, mancha anelar, podridão negra, ferrugem laranja (Syngenta, 2024).
NPK 20 0 20	Fertilizante com concentração de nitrogênio (20), fósforo (0) e potássio (20). Nitrogênio

	estimula a brotação, enraizamento e o desenvolvimento de perfilhos. Fósforo eleva a produtividade nos canaviais. Potássio estimula o perfilhamento, possibilita o armazenamento de açúcar, auxilia na fixação de nitrogênio, eleva a resistência a seca e geadas (Rossetto e Santiago, 2022d).
--	--

Para a amostragem de insetos utilizou-se armadilhas do tipo Moericke (1950) de coloração amarela e branca. As armadilhas consistiam em bandejas de plástico descartável com medidas de 15cm de diâmetro por 4cm de profundidade. Essas armadilhas foram colocadas próximas às plantas de cana e fixadas a uma estaca de bambu a 50cm de altura em relação ao solo. Conforme o crescimento da planta, as armadilhas foram ajustadas a altura: iniciaram a 50cm durante os primeiros 90 dias de monitoramento; em seguida, a altura foi alternada para 100cm durante um período de 60 dias, e por fim para 150cm, permanecendo nessa altura até a colheita.

Em cada tratamento foram utilizadas 40 armadilhas, sendo 20 amarelas (A) e 20 brancas (B). Cada parcela era composta por uma bandeja amarela e uma branca que foram colocadas no campo com uma distância de 2m entre elas. Cada parcela foi alocada a uma distância de 10 metros para a outra, formando um conjunto de 5 linhas com 4 conjuntos de parcelas e um total de 20 parcelas por tratamento (Figura 2).

Nas bandejas, foi adicionada uma solução de água com algumas gotas de detergente para quebrar a tensão superficial da água. As bandejas permaneceram na área amostral por 48 horas. A amostragem foi realizada mensalmente, iniciada após a fase de brotação da planta (perfilhamento), se estendendo até a maturação, realizando no total de 14 coletas (sete em cada safra). Os insetos foram coletados com o auxílio de um pincel de cerdas macias e uma peneira feita com tecido *voile* e acondicionados em potes plásticos, previamente identificados, contendo álcool 70%. As amostras foram levadas ao Laboratório de Biossistemática de Hemiptera (LABHEM) da UNESP/FCAV, para a realização de triagens e identificações. Os parasitoides foram identificados até os mais inferiores táxons possíveis, utilizando chaves taxonômicas: Gibson et al. (1997), Wharton et al. (1997), Masner & Garcia (2002), Fernández & Sharkey (2006), Hanson & Gauld (2006); e enviadas aos

especialistas: Dr. Valmir Antonio Costa, Dr. Matheus Alves de Siqueira, Dr. Ronaldo Toma, Dr. André Luis Martins e a Dra. Ivana Lemos Souza (coorientadora).

Foi feito a coleta dos dados climáticos, como temperatura média, umidade relativa média e precipitação nas duas safras através do site NASA-POWER®. Com os dados dos três dias: instalação das armadilhas (período da manhã); permanência em campo (o dia todo); coleta dos insetos (período da manhã); foi realizado a média e a confecção de um gráfico. O número de parasitoides coletados também foi levado em consideração de acordo com distância da armadilha à borda do canavial (de 10 a 40m) (Figura 2).

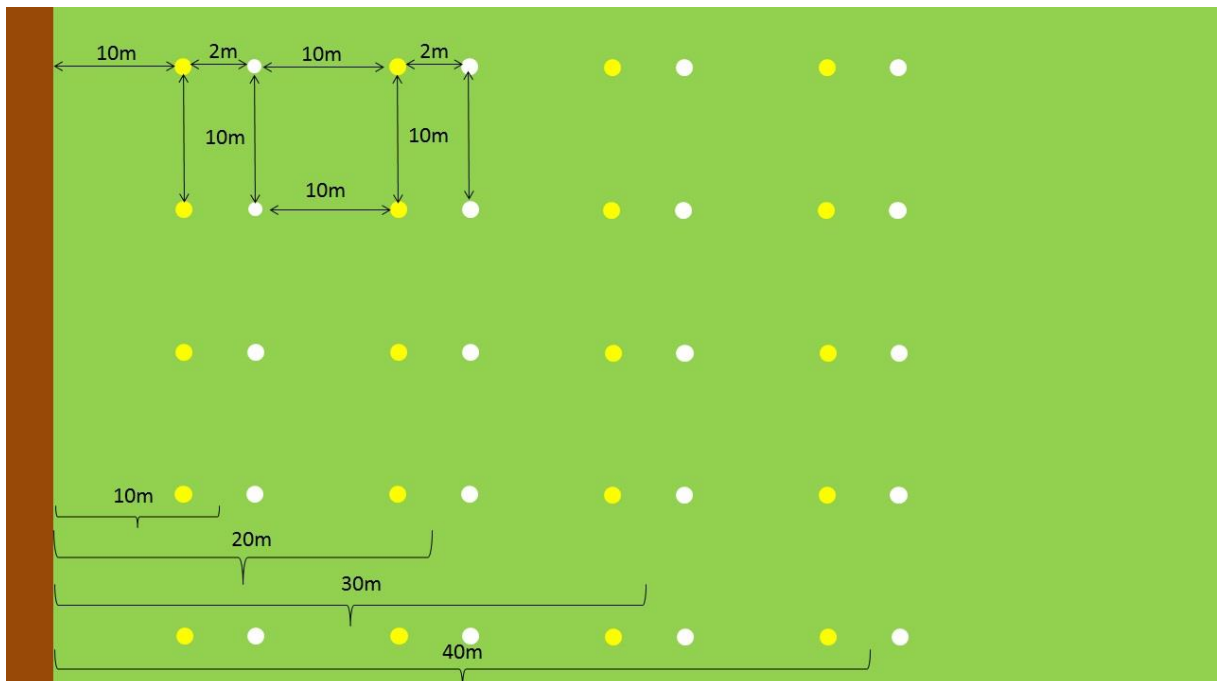


Figura 2. Esquema da distribuição das armadilhas Moericke em cultivo de cana-de-açúcar para os tratamentos utilizados.

Para os insetos coletados foram analisados os índices faunísticos de riqueza, diversidade de Shannon (H') e abundância de espécies, usando o teste Berger-Parker, com o Software Past®. A análise de similaridade entre os cultivos (orgânico, orgânico próximo ao fragmento florestal e convencional) foi utilizado o Bray-curtis, levando em conta a riqueza e abundância, no software Past®. Para análises estatísticas os dados foram testados pelo teste de Shapiro-Wilk com 5% de significância para verificar a normalidade e o teste de Bartlett para verificar a

homocedasticidade. As médias foram comparadas com teste de Kruskal-Wallis com nível de 5% de significância, seguindo um *post-hoc* de Dunn, realizados com o software R version 3.1.1 (www.R-project.org).

4. RESULTADOS

Foram coletados um total de 8580 parasitoides, sendo 8326 himenópteros e 254 dípteros. Entre os Hymenoptera foram registradas 19 famílias e 90 gêneros, e em Diptera 1 família e 11 gêneros, que foram coletados no agroecossistema canavieiro em bandejas Moericke.

As bandejas amarelas coletaram o maior número de insetos parasitoides com 8006 indivíduos, enquanto as brancas coletaram 574 (Tabela 7). Comparando a Safra 1 (S1) com a Safra 2 (S2), é possível identificar diferentes números de indivíduos: no Tratamento orgânico em bandejas amarelas (T1A) (S1 = 538, S2 = 702) e Tratamento orgânico em bandejas brancas (T1B) (S1 = 60, S2 = 149); Tratamento orgânico próximo ao fragmento florestal em bandejas amarelas (T2A) (S1 = 463, S2 = 352) e Tratamento orgânico próximo ao fragmento florestal em bandejas brancas (T2B) (S1 = 91, S2 = 59), Tratamento convencional em bandejas amarelas (T3A) (S1 = 2114, S2 = 3837) e Tratamento convencional em bandejas brancas (S1 = 78, S2 = 137). No geral, a S1 apresentou 3344 parasitoides e na S2, 5236 (Tabela 7). Essa diferença nos números de parasitoides entre safras é devido as condições climáticas, onde na S1 ocorreu uma maior incidência de chuvas, ocasionando o aumento na umidade relativa, precipitação e a temperatura mais baixa que na S2, ou seja, umidade relativa mais elevada e temperatura mais amena (Tabela 6, Figura 3).

O número de parasitoides por tratamentos estudados foram: cultivo orgânico com 1449 indivíduos, cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal com 965 indivíduos e o cultivo convencional com 6166 indivíduos. No tratamento convencional, a família Scelionidae foi a mais representativa, com 5058 indivíduos, sendo o gênero *Gryon* o mais abundante (3920 indivíduos) (Tabela 7).

Tabela 6. Média dos dados de temperatura (°C), umidade relativa (%) e precipitação (mm) de cada coleta por safra. Sertãozinho, SP. Fonte: NASA-POWER®.

Coletas	Temperatura média (°C)		Umidade Relativa média (%)		Precipitação (mm)	
	Safra 1	Safra 2	Safra 1	Safra 2	Safra 1	Safra 2
1	27,5	32,18	68,94	32,06	0,0	0,06
2	23,47	27,12	85,31	60,44	2,8	0
3	25,37	27,19	79,88	57	0,99	1,29
4	23,8	26,23	80,38	73,19	2,15	4,03
5	18,94	25,95	61,19	68,31	8,99	2,61
6	23,09	28,45	53,62	59,94	7,4	5,29
7	23,33	27,13	40,25	58	4,66	0,5

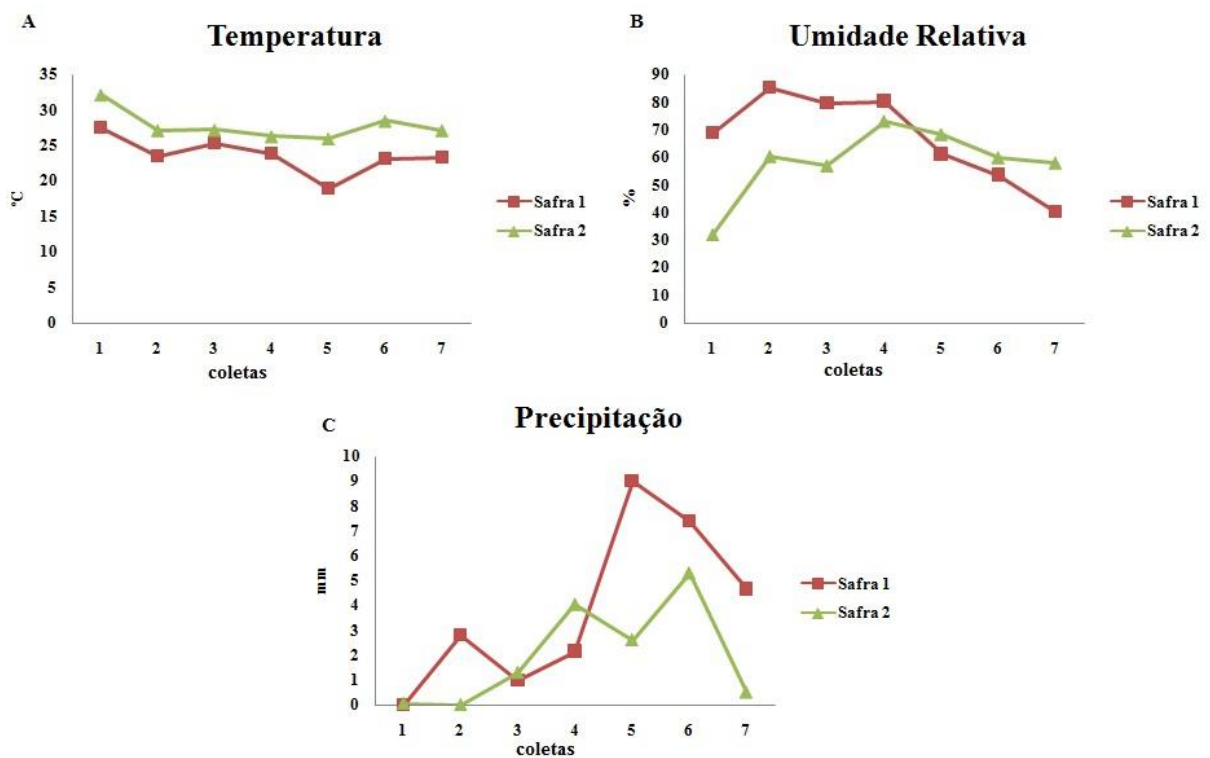


Figura 3. Dados climáticos das coletas durante as duas safras: A) temperatura média, B) umidade relativa média, C) precipitação. Sertãozinho, SP. Fonte: NASA-POWER®.

Todos os tratamentos (cultivo orgânico, cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal e o cultivo convencional) foram significativamente diferentes, quanto ao número de parasitoides nas coletas em bandejas de coloração amarela ($P < 0,05$).

Para as bandejas brancas, não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P > 0,05$).

Em relação as distâncias da borda do canavial para seu interior (10 a 40m de distância), o número de parasitoides coletados não apresentou nenhuma diferença significativa, tanto na Safra 1 (S1) como na Safra 2 (S2). Sendo assim, os valores de p nas duas safras, foram S1: T1 $p = 0,8572$, T2 $p = 0,3434$ e T3 $p = 0,7531$, e na S2: T1 $p = 0,9778$, T2 $p = 0,8256$ e T3 $p = 0,2627$. Os resultados demonstram que foram indiferentes entre os tratamentos, até mesmo no tratamento orgânico próximo ao fragmento florestal que apresentou a maior riqueza e diversidade na S2.

A abundância dos gêneros dentro da ordem Hymenoptera variou entre os tratamentos. No cultivo orgânico, o mais abundante foi *Gryon* (Scelionidae) com 215 parasitoides na S1; no orgânico próximo ao fragmento florestal foi *Ceraphron* (Ceraphronidae) na S1 com 85, e no convencional foi *Gryon* com 2114 na S2. Já em Diptera (Tachinidae), no tratamento orgânico foi *Voria* com 15 indivíduos na S2, no orgânico próximo ao fragmento florestal foi *Archytas* com 77 na S1, e no convencional também foi *Archytas* com 8 indivíduos na S1. No geral, de todos os gêneros coletados, em Hymenoptera foi *Gryon* com 4268 indivíduos e em Tachinidae, *Archytas* com 115 (Tabela 7).

A riqueza de espécies na S1 foi maior nas bandejas amarelas: T1A teve 52, T2A teve 43 e T3A teve 37. Nas bandejas brancas, T1B teve 23, T2B teve 24 e T3B teve 18 (Tabela 5). Na S2, a riqueza de espécies também foi maior nas bandejas amarelas: T1A teve 55, T2A teve 58 e T3A teve 44. Nas bandejas brancas, a riqueza de espécies na S2, com T1B com 29, T2B com 21 e T3B com 17 (Tabela 7). Sendo assim, de todos os tratamentos avaliados, a maior riqueza de espécies foi encontrada na S2 nas bandejas amarelas do tratamento orgânico próximo ao fragmento florestal (58) e orgânico (55) (Tabela 7).

O índice Shannon H' foi maior nas bandejas amarelas tanto na Safra 1 (S1) quanto na Safra 2 (S2). Na S1 T2A apresentou o maior índice T2A ($H' = 2,879$), seguido por T1A ($H' = 2,592$), e por fim T3A ($H' = 0,944$). Na mesma safra, para as bandejas brancas: T1B e T2B apresentaram valores semelhantes ($H' = 2,708$ e $2,713$, respectivamente) e T3B teve o menor índice ($H' = 2,394$). Na Safra 2 (S2), o índice de Shannon H' para as bandejas amarelas foi o seguinte: T1A ($H' = 2,914$),

T2A ($H' = 3,411$) o maior índice e T3A ($H' = 1,624$). Para as bandejas brancas T1 teve ($H' = 2,475$), T2 ($H' = 2,505$) e T3 teve ($H' = 2,142$) (Tabela 7).

Os maiores índices de Shannon H' foram encontrados no tratamento orgânico próximo ao fragmento florestal nas bandejas amarelas na S2 (T2AS2 = 3,411), seguido pelo tratamento orgânico da S2 (T2AS2 = 2,914) e orgânico próximo a fragmento florestal da S1 (T2AS1 = 2,879) (Figura 4, Tabela 7).

Um índice de Shannon H' alto indica uma comunidade com muitas espécies diferentes e com uma distribuição uniforme de indivíduos entre as espécies, ao contrário, um índice baixo sugere uma comunidade com poucas espécies ou com uma espécie dominante.

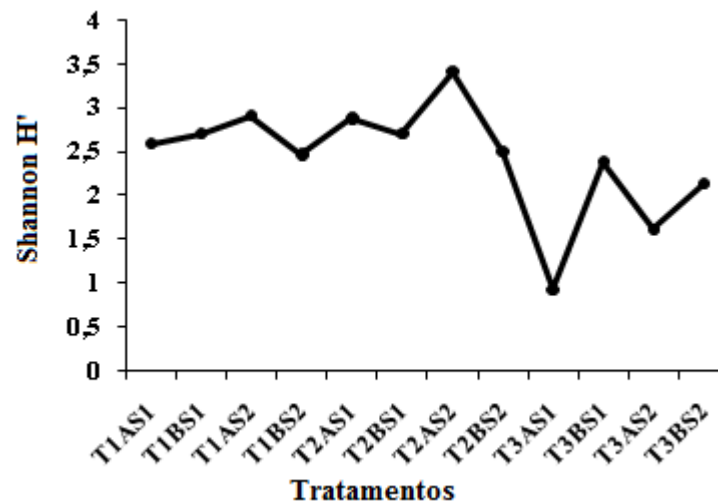


Figura 4. Índice de diversidade de Shannon H'

A similaridade entre os tratamentos na figura 5, demonstra uma variação contínua nos seis tratamentos estudados, demonstrando as áreas que apresentam a maior similaridade, ou seja, semelhantes entre si, foram entre T3BS1 com T3BS2 88% e T1AS2 com T2AS1 82%.

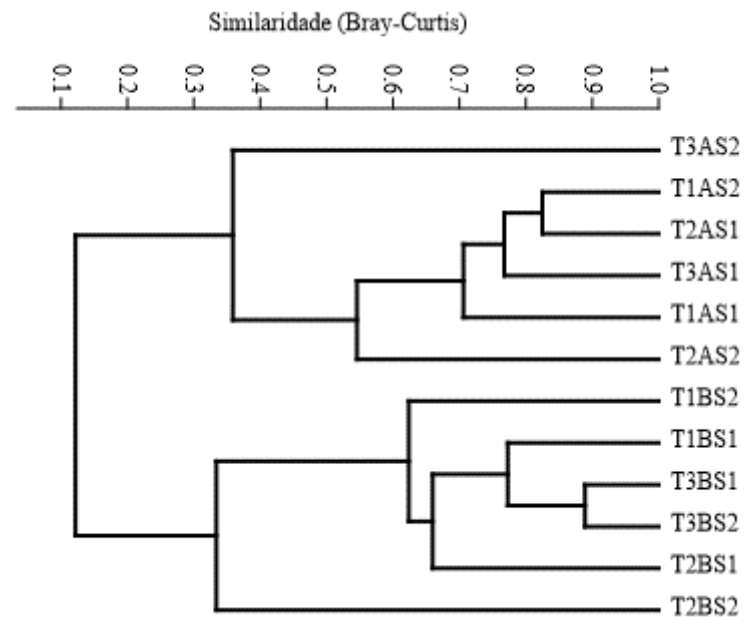


Figura 5. Dendrograma de similaridade entre os tratamentos estudados.

Dentro dos gêneros de Hymenoptera, alguns estão associados com a broca-da-cana como *Apanteles*, *Cotesia* (Braconidae), *Conura* (Chalcididae), *Trichopria* (Diapriidae), *Horismenus*, *Pediobius*, *Tetrastichus* (Eulophidae), *Gonatocerus* (Mymaridae), *Perilampus* (Perilampidae), *Trichogramma* (Trichogrammatidae). Já em Tachinidae (Diptera) os gêneros encontrados não possuem associação com a broca, porém a maioria são parasitoides da ordem Lepidoptera, como *Archytas* Jaennicke, 1867 (Toma et al., 2017) (Tabela 7).

Tabela7. Abundância (n), frequência (f) , riqueza e índice de Shannon (H') de táxons de parasitoides no cultivo de cana-de-açúcar orgânico, cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal e cultivo convencional, usando armadilhas Moericke Amarelas (A) e Brancas (B).

Ordem/Família	Orgânico (T1)								Orgânico próximo ao fragmento florestal (T2)								Convencional (T3)							
	Safr 1 (S1)				Safr 2 (S2)				Safr 1 (S1)				Safr 2 (S2)				Safr 1 (S1)				Safr 2 (S2)			
	Amarela (A)		Branca (B)		Amarela (A)		Branca (B)		Amarela (A)		Branca (B)		Amarela (A)		Branca (B)		Amarela (A)		Branca (B)		Amarela (A)		Branca (B)	
	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f	n	f
HYMENOPTERA																								
Agaonidae																								
<i>Pegoscopus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Aphelinidae																								
<i>Aphelinus</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Aphytus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Encarsia</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-
Braconidae																								
<i>Aleiodes</i>	1	-	1	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Apanteles</i>	4	-	1	-	2	-	1	-	0	-	-	-	-	-	-	-	2	-	2	-	1	-	-	-
<i>Bentonia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Chelonus</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Cotesia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Cremnops</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-

<i>Diolcogaster</i>	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hypomicrogaster</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Masona</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-
<i>Microctonus</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	0,004	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Rasivalva</i>	5	0,001	-	-	1	-	-	-	2	-	2	0	-	-	-	-	1	-	-	-	1	-	-	-
<i>Zelee</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ceraphronidae																								
<i>Aphanogmus</i>	55	0,006	5	0,001	42	0,005	1	-	46	0,005	3	0	23	0,003	1	-	37	0,004	4	-	207	0,024	4	0
<i>Ceraphron</i>	33	0,004	4	-	64	0,008	5	0,001	85	0,010	6	0,001	29	0,003	1	-	44	0,005	4	-	214	0,025	5	0,001
<i>Synarsis</i>	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Chalcididae																								
<i>Brachymeria</i>	8	0,001	-	-	5	0,001	-	-	1	-	-	-	27	0,003	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Conura</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Haltichella</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	2	-	-	-	2	-	-	-	1	-	1	-	9	0,001	-	-
<i>Notaspidium</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trigonura</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-
Diapriidae																								
<i>Basalys</i>	2	-	-	-	-	-	-	-	5	0,001	-	-	3	-	-	-	5	0,001	-	-	2	-	-	-
<i>Coptera</i>	9	0,001	1	-	7	0,001	1	-	12	0,001	2	-	2	-	-	-	7	0,001	-	-	10	0,001	-	-
<i>Entomacis</i>	11	0,001	1	-	1	-	-	-	5	0,001	1	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-

<i>Monelata</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Omopria</i>	9	0,001	1	-	7	0,001	1	-	12	0,001	2	-	2	-	-	-	7	0,001	-	-	10	0,001	-	-
<i>Ortona</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Pentapria</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Townesella</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	2	-	1	-	2	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Trichopria</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dryinidae																								
<i>Aphelopus</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Dryinus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Encyrtidae																								
<i>Aenasius</i>	4	-	-	-	1	-	-	-	1	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Anagyrus</i>	15	0,002	6	0,001	12	0,001	9	0,001	6	0,001	8	0,001	11	0,001	4	-	38	0,004	7	0,001	13	0,002	3	-
<i>Blepypus</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cheiloneurus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	1	0,004	-	-
<i>Copidosoma</i>	-	-	-	-	7	0,001	-	-	-	-	-	-	9	0,001	2	-	-	-	-	-	-	-	1	-
<i>Hambletonia</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
<i>Isodromus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-
<i>Metaphycus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Mucuncyrtus</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Ooencyrtus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	-	1	-	1	-	-	-	2	-	2	-

Scelionidae																								
<i>Calotelea</i>	-	-	-	-	-	-	1	-	1	-	2	-	-	-	-	-	2	-	-	-	16	0,002	3	-
<i>Dvivarnus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Gryon</i>	215	0,025	8	0,001	78	0,009	2	-	37	0,004	4	-	4	-	-	-	1737	0,202	25	0,003	2114	0,246	44	0,005
<i>Gryonoides</i>	1	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Holoteleia</i>	13	0,002	3	-	31	0,004	1	-	13	0,002	4	-	19	0,002	1	-	39	0,005	6	0,001	320	0,037	8	0,001
<i>Phlebiaporus</i>	22	0,003	2	-	115	0,013	17	0,002	25	0,003	7	0,001	43	0,005	2	-	91	0,011	7	0,001	571	0,067	24	0,003
<i>Psix</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	0,001	-	-	-	-	-	-	20	0,002	-	-
<i>Teleas</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trimorus</i>	3	-	1	-	6	0,001	2	-	7	0,001	3	-	3	-	-	-	5	0,001	2	-	7	0,001	1	-
<i>Trissolcus</i>	1	-	-	-	4	-	-	-	2	-	-	-	9	0,001	-	-	3	-	-	-	13	0,002	-	-
Signiphoridae																								
<i>Chartocerus</i>	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Signiphora</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7	0,001	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Trichogrammatidae																								
<i>Trichogramma</i>	26	0,003	13	0,002	45	0,005	52	0,006	22	0,003	23	0,003	18	0,002	19	0,002	15	0,002	5	0,001	34	0,004	18	0,002
DIPTERA																								
Tachinidae																								
<i>Archytas</i>	8	0,001	1	-	1	-	-	-	77	0,009	9	0,001	8	0,001	2	-	8	0,001	1	-	-	-	-	-
<i>Carcelia</i>	2	-	-	-	-	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	2	-	-	-

<i>Cylindromyia</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eucelatoria</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Myiopharus</i>	3	-	-	-	2	-	1	-	3	-	-	-	4	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Neocuphocera</i>	2	-	2	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-
<i>Paradidyma</i>	4	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Patelloa</i>	4	-	2	-	6	0,001	4	-	10	0,001	2	-	13	0,002	4	-	4	-	3	-	2	-	-	-
<i>Polygaster</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Strongygaster</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-
<i>Voria</i>	1	-	-	-	15	0,002	9	0,001	-	-	1	-	8	0,001	1	0	1	0	-	-	1	-	-	-

Total	538		60		702		149		463		91		352		59		2114		78		3837		137	
Riqueza	52		23		55		29		43		24		58		21		37		18		44		17	
Shannon (H')	2,592		2,708		2,914		2,475		2,879		2,713		3,411		2,505		0,944		2,394		1,624		2,142	

5. DISCUSSÃO

Investigou-se a diversidade de parasitoides em sistema de cultivo de cana-de-açúcar convencional e orgânico, levando em consideração a proximidade de um fragmento florestal; e foi realizada a associação da broca-da-cana com os parasitoides encontrados.

Houve diferença nos números de parasitoides entre safras, na S1= 3344 e na S2 = 5236, evidenciando que os fatores climáticos afetam diretamente os insetos, na S1 a precipitação e a umidade relativa foram mais elevadas e a temperatura mais baixa, em comparação com a S2. Nesse sentido, dados quanto ao comportamento de *T. Galloi* em temperaturas extremas, evidenciam que temperaturas muito altas diminuem a sua taxa de parasitismo e muito baixas ocasionam a diminuição do seu metabolismo, afetando o seu tempo de desenvolvimento, prolongando-o (Geremias, 2008; Wu et al., 2016). Também o parasitoide *C. flavipes* em temperaturas constantes de 10, 15 e 32°C não se desenvolvem, enquanto as temperaturas entre 25 a 28°C são consideradas ideais (<70% de emergência) e entre 28 a 30°C ocasionam o maior número de fêmeas em comparação aos machos na razão sexual (Smaniotto et al., 2019).

Dos três tratamentos estudados, o cultivo convencional (T3) apresentou o maior número de parasitoides coletados (6166 indivíduos). Esses parasitoides podem ser provenientes das culturas adjacentes, como o feijão, de onde os insetos podem ter migrado para o cultivo de cana convencional. Nesse sentido, do total de parasitoides coletados no cultivo convencional, 3920 são do gênero *Gryon* Haliday, 1833 (Hymenoptera: Scelionidae).

Segundo Quintela (2001) e Canale et al. (2020), o cultivo do feijão apresenta pragas como as lagartas, os ácaros, as vaquinhas e os percevejos, como *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758), *Piezodorus guildini* (Westwood, 1837), *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) e *Acrosternum* Fieber, 1860. Insetos do gênero *Gryon* são parasitoides de ovos de percevejos de diversas famílias, incluindo Pentatomidae (Masner, 1976). Dessa forma, durante o período da entressafra, habitats adjacentes podem servir como refúgio para os inimigos naturais, permitindo que eles se alimentem de presas alternativas e mantenham suas populações (Venzon et al.,

2021), o que justifica o grande número desses parasitoides encontrados apenas no cultivo convencional.

Entre as duas colorações de armadilhas (amarela e branca) fica evidente que as amarelas foram mais atrativas. Segundo Periotto et al. (2002a) e Abrahamczyk et al. (2010), as armadilhas de bandejas amarelas são frequentemente utilizadas para atração de insetos, porque tendem a atrair uma maior quantidade de parasitoides. Csanády et al. (2021) demonstraram que a preferência pela cor amarela é inerente a várias ordens de insetos, preferencialmente, dentro das ordens Diptera, Hymenoptera e Coleoptera. Essa preferência pela coloração amarela foi observada em trabalhos realizados por Periotto et al. (2002a, 2002b, 2004) e Souza et al. (2019) para levantamento de himenópteros parasitoides na cultura do algodão, soja, café e pimentão, respectivamente. Além disso, nos estudos para estimar a abundância de abelhas e outros himenópteros, a cor amarela é a mais atrativa, e Gollan et al. (2011) ao compararem a coloração de bandejas brancas e amarelas para a captura de abelhas, descobriram que bandejas amarelas atraíam mais abelhas.

Não foi observada diferença significativa no número de insetos ao longo da transição da borda para o interior da cultura, independente da distância ou do tratamento. Silva (2012) ao investigar o efeito de borda sobre a comunidade de formigas em remanescentes de mata atlântica e áreas de cana-de-açúcar, demonstrou que o avanço da borda em direção ao interior do cultivo reduz a riqueza, diversidade e abundância de indivíduos. Em contrapartida, no sentido oposto, em direção à floresta, esses índices aumentam. Resultados semelhantes foram encontrados por Santos et al. (2018), ao analisarem a importância dos fragmentos florestais próximos aos cultivos de cana-de-açúcar para comunidades de formigas predadoras e onívoras, observando uma redução na riqueza e frequência do número de indivíduos à medida que os fragmentos florestais se distanciavam da cultura para o seu interior.

Nos estudos de Silva (2012) e Santos et al. (2018), foram avaliadas distâncias máximas de 100 e 200m para medir os índices de riqueza, frequência e abundância de indivíduos da borda ao interior dos cultivos. Em ambos os casos, constatou-se uma diminuição nos índices conforme se avançava ao interior da cultura, já neste trabalho, a distância máxima avaliada foi de 40m para medir o número de indivíduos

da borda ao interior do plantio. Com isso, não foram observadas diferenças significativas entre as distâncias analisadas.

No que se refere à similaridade, os cultivos orgânico e orgânico próximo ao fragmento florestal apresentaram populações semelhantes de insetos parasitoides com 82% de similaridade. Santos et al. (2017) analisaram a diversidade e abundância de artrópodes em cultivos de cana-de-açúcar orgânicos e convencionais, mostrando que o cultivo orgânico é o melhor a ser utilizado, por proporcionar maior disponibilidade de recursos alimentares e abrigo para inimigos naturais, resultando no aumento da abundância e diversidade de artrópodes. Em contraste, os inseticidas utilizados em sistemas convencionais, podem afetar negativamente os insetos benéficos para a cultura, já que os parasitoides podem entrar em contato direto com esses produtos químicos, isso pode reduzir sua longevidade e taxa de parasitismo (Valente et al., 2018).

A manipulação do habitat traz benefícios para as monoculturas por aumentar as populações de espécies de predadores e parasitoides (Prabowo et al., 2021). Além disso, a presença de fragmentos florestais perto de áreas de cultivo tem uma relação benéfica, ocasionando um aumento da população de insetos parasitoides. Quanto mais distantes os fragmentos florestais do cultivo, menor é a população de parasitoides (Silva et al., 2020). No presente estudo, o fragmento florestal não alterou a abundância de parasitoides em culturas orgânicas, e os tratamentos T1 e T2 (cultivo orgânico e cultivo orgânico próximo ao fragmento florestal) apresentaram uma abundância semelhante de parasitoides, mas diferiram do tratamento T3 (cultivo convencional).

Dos parasitoides associados a broca-da-cana, dentro da família Braconidae, foram encontrados 12 gêneros, com dois pertencentes a gêneros que foram reconhecidos como parasitoides de *D. saccharalis*, como *Apanteles* Förster, 1862 e *Cotesia* Cameron, 1891 (Silva et al., 1968; Botelho, 1992). *Apanteles* é um gênero cosmopolita, o maior dentro da subfamília Microgastrinae, e são parasitoides de várias espécies durante a fase larval de lepidópteros (Whitfield et al., 2009). Exemplos dessas espécies incluem *Apanteles impunctatus* Muesebeck, 1958 e *Apanteles vulgaris* (Ashmead, 1900), que são parasitoides da broca-da-cana-de-açúcar durante sua fase imatura (Silva et al., 1968; Guagliumi, 1973).

O gênero *Cotesia* abrange parasitoides larvais de várias famílias de lepidópteros e possui grande importância devido ao seu uso no controle de pragas agrícolas. *Cotesia flavipes* tem sido utilizada em programas de controle biológico para a broca-da-cana-de-açúcar no Brasil (Whitfield et al., 2009, Parra, 2014). Mesmo, em termos de números, sendo um dos parasitoides mais liberados em lavouras de cana-de-açúcar, encontramos apenas um espécime de *Cotesia*, sugerindo que este táxon tem uma curta capacidade de sobrevivência. Outra hipótese corrobora com Volpe et al. (2014), que encontraram que *C. flavipes* não são atraídos por cores ou têm baixa atração por bandejas coloridas (branco, azul claro, azul escuro, verde claro, verde escuro, rosa e amarelo) do tipo Moericke.

Em Chalcididae, foram coletados 5 gêneros, sendo *Conura* Spinola, 1837 associado a *D. saccharalis* (Endo et al., 2018). *Conura* é um gênero de parasitoides da região neotropical, registrados como parasitoides gregários de pupas de alguns lepidópteros, coleópteros e himenópteros, além disso, são também parasitoides secundário de Ichneumonidae e Braconidae (Hanson e Gauld, 2006). Já a espécie *Conura acuta* (Fabricius, 1804), segundo Endo et al. (2018) é um parasitoide solitário que parasita pupas de *D. saccharalis*. Conforme Vejar-Cota (2005) esta espécie possui baixa preferência pelo hospedeiro *D. saccharalis*, porém a associação com as fezes da lagarta eleva a preferência e a busca pelo hospedeiro, devido a produção de cairomônios. No Brasil, o gênero *Conura* está presente em diversas regiões, como no Estado do Espírito Santo, Bahia, Minas Gerais, São Paulo, Rio Grande do Sul, entre outras (Marchiori et al., 2003; Salgado-Neto e Lopes-da-Silva, 2011; Azevedo et al., 2015; Pereira et al., 2015; De Paula et al., 2022).

Dentro da família Diapriidae, a subfamília Diapriinae apresenta o gênero *Trichopria* Ashmead, 1893, que são parasitoides de estágios imaturos de Diptera, como larvas e pupas. A espécie *Trichopria cubensis* Fouts, 1926, é um parasitoide de pupas de *L. minense*, *B. brasiliensis* e *P. parkeri*, todas sendo parasitoides de *D. saccharalis* (Silva et al., 1968; Hughes et al., 1982; Loiácono e Margaría, 2002).

Na família Eulophidae, 12 gêneros foram coletados, e três possuem espécimes que são parasitoides de *D. saccharalis*, como *Horismenus* Walker, 1843, *Pediobius* Walker, 1846 e *Tetrastichus* Haliday, 1844 (Silva et al. 1968; Vargas et al., 2011). Gibson et al. (1997) e Hanson e Gauld (2006) citam os gêneros *Pediobius* e

Tetrastichus como agentes de controle biológico, e espécies de *Pediobius* e *Horismenus* são consideradas hiperparasitoides, facultativas e não obrigatórias. Alguns hospedeiros de *Pediobius* são Lepidoptera, Coleoptera, Diptera e Hymenoptera. Uma das espécies, *Pediobius furvus* (Gahan, 1928), possui várias espécies hospedeiras, incluindo *D. saccharalis* no estágio de pupa e foi introduzido no Brasil para controlar a broca-da-cana-de-açúcar após ter tido sucesso no Sul dos Estados Unidos. No entanto, no Brasil, enfrentou dificuldades em parasitar a broca (Tambasco, 1997; Endo et al., 2018).

Os hospedeiros de *Horismenus* são Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e algumas espécies parasitam Hymenoptera (Gibson et al., 1997; Pikart 2015). Silva et al. (1968) citam dois espécimes de *Horismenus* como parasitoide secundário de *D. saccharalis*, sendo *Horismenus brasiliensis* Ashmead, 1904, parasitoide de *L. minense* e *B. brasiliensis*; e outro espécime seria *Horismenus distinguendus* Blanchard, 1936 que parasita *P. parkeri*.

O gênero *Tetrastichus* Haliday, 1844 é relatado como parasitoide de vários hospedeiros como Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e Hymenoptera (Gibson et al., 1997). Dentro deste gênero, há um espécime, *Tetrastichus howardi* (Olliff, 1893), que apresenta plasticidade em seu parasitismo (Vargas et al., 2011; Pereira et al., 2015; Endo et al., 2018). Em testes conduzidos por Vargas et al. (2011), *T. howardi* levou cerca de 23 dias para seu desenvolvimento (de ovo ao adulto) e apresentou progênie de mais de 170 indivíduos de um único hospedeiro de *D. saccharalis*, com capacidade de parasitar larvas e pupas da praga. Entretanto, Pereira et al. (2015) demonstraram que além de larvas e pupas de *D. saccharalis*, esse parasitoide também pode parasitar adultos. Outros estudos ilustraram como *T. howardi* pode ser um parasitoide de larvas, pupas e adultos, comprovando seu potencial para uso em criação massal em laboratórios para o controle de *D. saccharalis* em milho, sorgo e cana-de-açúcar (Cruz et al., 2011; Pereira et al., 2015).

A família Mymaridae ocorre mundialmente e não possui especificidade de hospedeiros, geralmente parasitam várias famílias de uma mesma ordem (Gibson et al., 1997; Fernández e Sharkey, 2006). Segundo Gibson et al. (1997), o gênero *Gonatocerus* Nees, 1834 é um dos quatro gêneros mais importantes economicamente, juntamente com *Polynema* Haliday, 1833, *Anaphes* Haliday, 1833

e *Anagrus* Haliday, 1833 que já foram utilizados para controle biológico. A espécie *Gonatocerus nigriflagellum* (Girault, 1914) esta distribuida na região Neotropical, porém, no Brasil, nos dois registros apresentados é necessária a realização de verificação da espécie (Triapitsyn et al., 2010). Segundo Guagliumi (1973) a espécie usa a broca-da-cana como um de seus hospedeiros, parasitando ovos.

Em Perilampidae, os espécimes podem ser parasitoides primários de Lepidoptera, mas são pouco frequentes, ou hiperparasitoides através de Ichneumonidae, Braconidae e Diptera (Tachinidae); geralmente são associados a pragas agrícolas, onde a maioria pertence a região neotropical e ao gênero *Perilampus* Latreille, 1809 (Gibson et al., 1997; Fernández e Sharkey, 2006). Segundo Fernández e Sharkey (2006), a fêmea adulta coloca os ovos longe do seu hospedeiro, podendo ser em folhas, flores ou inseridas em tecido vegetal; quando a primeira larva se desenvolve é denominada de planídeo, apresentando o corpo esclerotizado, tornando-se ativo e que irá localizar seu hospedeiro para iniciar sua alimentação. São parasitoides secundários de *D. saccharalis*, parasitando tachinídeo *Parthenoleskia parkeri* e já foram criadas em *D. saccharalis* em milho, indicando que os ovos foram depositados nos brotos onde as lagartas da broca se alimentavam antes de entrarem nos caules (Townsend, 1941; Silva et al., 1968; Guagliumi, 1973).

O gênero *Trichogramma* Westwood, 1833 é o maior da família Trichogrammatidae (Pinto, 1999), são microimenópteros parasitoides solitários ou gregários de ovos com uma diversidade de hospedeiros como Lepidoptera, Coleoptera e Hemiptera, sendo assim utilizados em programas de controle biológico e liberados em todo o mundo (Gibson et al., 1997; Parra e Coelho Junior, 2021).

Descrito por Roberto Antonio Zucchi em 1988, *Trichogramma galloi* é a espécie predominante na cana-de-açúcar e foi coletado em hospedeiro natural *D. saccharalis*. É utilizado para o controle da broca em três milhões de hectares na cana-de-açúcar e já foi confundido com *Trichogramma minutum* Riley, 1871 que não possui ocorrência no Brasil (Parra e Coelho Junior, 2019, 2021). O parasitoide *T. minutum* foi identificado superficialmente na época e possuía um nome válido na literatura. O uso da genitália masculina só começou no início década de 1970 e antes não havia a deposição dos insetos em uma coleção, sendo assim, pouco se

sabia sobre as espécies de *Trichogramma* nos primeiros relatórios (Querino e Zucchi, 2007; Zucchi e Querino, 2024).

Outra espécie é *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 que possui diversos hospedeiros, incluindo *D. saccharalis* e pode ser encontrado em diversas partes do Brasil (Querino e Zucchi, 2012). Foi utilizado com sucesso em programas de controle biológico de *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) em tomateiro e com a entrada de *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808) no Brasil, tem sido utilizado para o seu controle em cultivos como soja, algodão, milho, citros, feijão entre outros. Quando os parasitoides *T. galloi* e *T. pretiosum* estão em um mesmo ambiente de criação, *T. pretiosum* mostra-se mais agressivo (Haji et al., 2002; Parra e Coelho Junior, 2021).

Dentro do gênero *Trichogramma* há outras espécies que também são parasitoides de *D. saccharalis*, como *Trichogramma distinctum* Zucchi, 1988 que ocorre na região Nordeste do Brasil, em Pernambuco, *Trichogramma dissimilis* Zucchi, 1988 no estado de São Paulo e Mato Grosso do Sul e *Trichogramma jalmirezi* Zucchi, 1988 que é encontrada no Rio de Janeiro (Querino e Zucchi, 2012, 2019) que são menos estudados.

O gênero mais coletado da ordem Hymenoptera foi *Gryon* Haliday, 1833 (Scelionidae) e em Diptera, *Archytas* Jaennicke, 1867 (Tachinidae). Segundo Johnson (1992), a família Scelionidae está distribuída em todo o mundo e em vários ambientes, sendo sua principal característica o desenvolvimento no interior do ovo hospedeiro (idiobiontes). O gênero *Gryon* visa hospedeiros heterópteros, dentre eles Coreidae, Pentatomidae, Scutellaridae, Lygaeidae e Reduviidae (Johnson, 1984; Loiácono e Margaría, 2002; Mahendra et al., 2024). Alves et al. (2018) relataram a presença de *N. viridula* e *E. heros* no cultivo de feijão, evidenciando a presença de percevejos na cultura durante o período do crescimento reprodutivo, devido a presença de flores e vagens. Essas espécies de percevejos são possíveis hospedeiros de *Gryon*, já na cana-de-açúcar o percevejo evidente é *Scaptocoris castanea*, Perty, 1830 da família Cydnidae (Pinto et al., 2009). Sendo assim, os parasitoides coletados são possivelmente provenientes da cultura adjacente à cana-de-açúcar, apresentando uma grande abundância.

O outro gênero *Archytas* faz parte da família Tachinidae que são moscas parasitoides e é uma das famílias mais numerosas, estando presentes em todo o

mundo (Toma e Nihei, 2006). Seus hospedeiros são da ordem Lepidoptera de famílias distintas como Noctuidae, Arctiidae, Geometridae, Pieridae, Notodontidae e Megalopygidae, durante o período larval. Devido ao seu grande número de hospedeiros, *Archytas* são importantes para a supressão de insetos pragas existentes nas culturas, contribuindo assim para o controle biológico (Murúa et al., 2009). Em milho, para o controle de lagartas de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) foi observado o parasitoide *Archytas*, além disso, nota-se também que esse parasitoide apresenta outros hospedeiros como *Chloridea virescens* Fabricius, 1781 em soja e *H. armigera* em algodão (Toma et al., 2017; Luz et al., 2018; Weber et al., 2019, 2021). No cultivo de feijão, cultura adjacente da cana-de-açúcar, *S. frugiperda* e *H. armigera* podem estar estão presentes, além de outros noctuídeos como *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1766) e *Chrysodeixis includens* (Walker 1858), sendo hospedeiros de *Archytas* (Quintela, 2001; Quintela et al., 2019).

O conhecimento das espécies que são associadas ao controle biológico de *D. saccharalis* podem auxiliar na regulação da praga no campo. Os agroecossistemas orgânicos dão suporte aos inimigos naturais, fornecendo hospedeiros alternativos, microclimas favoráveis e suporte nutricional (Gurr et al., 2017; Altieri e Nicholls, 2019). Monocultivos com corredores ecológicos tendem a ter uma maior diversidade de inimigos naturais, pois os atraem, preservam e dispersam na área cultivada (Altieri e Nicholls, 2019). Em fragmentos florestais podem ter uma variedade de espécies e as árvores que as compõem podem fornecer serviços ecológicos para os ambientes agrícolas. Esses fragmentos funcionam como um meio alternativo para manter os inimigos naturais perto das monoculturas, promovendo assim o controle biológico.

6. CONCLUSÕES

O cultivo convencional apresentou a maior quantidade de parasitoides, porém a riqueza e a diversidade são baixas;

As armadilhas Moericke são eficientes na coleta de parasitoides e as bandejas amarelas são mais atrativas;

Não houve variação no número de parasitoides da borda ao interior do cultivo;

Os três tratamentos avaliados apresentam gêneros de parasitoides associados a broca-da-cana, *D. saccharalis*;

Os fragmentos florestais próximos ao cultivo aumentam a riqueza e diversidade de parasitoides.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

As armadilhas amarelas foram mais atrativas para os parasitoides, nos três manejos avaliados e as condições climáticas podem interferir no desenvolvimento e desempenho desses insetos. Além disso, foi revelada a importância dos sistemas orgânicos para a prevenção da fauna entomológica em agroecossistemas da cana-de-açúcar. O que prospecta a importância de considerar a manipulação de habitat e fragmentos florestais na promoção da sobrevivência e abundância dos parasitoides.

Os dados apresentados fornecem clareza sobre a abundância e riqueza de táxons de parasitoides em nível de gênero em diferentes sistemas de cultivo da cana-de-açúcar. No geral, o estudo demonstra a importância do cultivo orgânico e fragmentos florestais no suporte das populações de parasitoides, bem como a eficácia das armadilhas amarelas do tipo Moericke na atração de parasitoides. Essas informações podem ser valiosas para as práticas agrícolas que visam promover o controle biológico de pragas nos cultivos da cana-de-açúcar, principalmente aproveitando os benefícios da agricultura orgânica e dos corredores ecológicos para sustentar os inimigos naturais e preservar a fauna entomológica nos agroecossistemas da cana-de-açúcar.

8. REFERÊNCIAS

Abbas M, Saleem M, Hussain D, Ramzan M, Jawad Saleem M, Abbas S, Hussain N, Irshad M, Hussain K, Ghouse G, Khaliq M (2022) Review on integrated disease and pest management of field crops. **International Journal of Tropical Insect Science** 42:3235-3243.

Abrahamczyk S, Steudel B, Kessler M (2010) Sampling Hymenoptera along a precipitation gradient in tropical forests: the effectiveness of different coloured pan traps. **Entomologia Experimentalis et Applicata** 137:262-268.

Abreu LM, Pfenning LH (2019) O gênero *Trichoderma*. In: Meyer MC, Mazaro SM, Silva JC (eds.) **Trichoderma: uso na agricultura**. Brasília: Embrapa, p.163 – 180.

AGROFIT (2024a) **Sistemas de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 02 mar. 2024.

AGROFIT (2024b) **Regent Duo**. Disponível em: <https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 12 dez. 2024.

Altieri MA, Nicholls CI (2019) Vegetational designs to enhance biological control of insect pests in agroecosystems. In: Souza B, Vázquez LL, Marucci RC (Eds.) **Natural enemies of insect pests in neotropical agroecosystems: biological control and functional biodiversity**. Berlin: Springer, p.3-13.

Alves AL, Costa ACT, Mottin MC, Pietrowiski V, Duarte Junior JBD, Nunes M (2018) Evaluation of the Insect Pest Population dynamics in common bean cultivars in relation to the foliar fertilization with potassium silicate. **Journal of Experimental Agriculture International** 27:1-12.

Ambrosano EJ, Lourenção AL, Wutke EB, Rossi F, Dias FLF, Tavares S, Ambrosano GMB (2015) Infestation of *Diatraea saccharalis* (Fabr.) during five consecutive cycles of sugarcane crop succeeding leguminous crops. **Agricultural Sciences** 6:14-21.

Anderson A, McCormack S, Helden A, Sheridan H, Kinsella A, Purvis G (2011) The potential of parasitoid Hymenoptera as bioindicators of arthropod diversity in agricultural grasslands. **Journal of Applied Ecology** 48:382-390.

Arruda P (2012) Genetically modified sugarcane for bioenergy generation. **Current opinion in biotechnology** 23:315-322.

Azevedo CO, Molin AD, et al. (2015) Checklist of the genera of Hymenoptera (Insecta) from Espírito Santo state, Brazil. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão** 37:313-343.

Baldi G, Guerschman JP, Paruelo JM (2006) Characterizing fragmentation in temperate South America grasslands. **Agriculture, Ecosystems & Environment** 116:197-208.

Banaszak J, Cierznia T, Szymański R (1994) Influence of colour of Moericke traps on numbers and diversity of collected bees (Apoidea, Hymenoptera). **Acta Universitatis Lodzensis, Folia zoologica** 2:29-35.

Bąkowski M, Piekarska-Boniecka H, Dolańska-Niedbala E (2013) Monitoring of the red-belted clearwing moth, *Synanthedon myopaeformis*, and its parasitoid *Liotryphon crassiseti* in apple orchards in yellow Moericke traps. **Journal of insect science** 13:1-4.

Bernstein C, Jervis M (2008) Food-searching in parasitoids: the dilemma of choosing between 'immediate' or future fitness gains. In: Wajnberg E, Bernstein C, van Alphen J (Eds.) **Behavioral ecology of insect parasitoids: from theoretical approaches to field applications**, 129-171.

Berti Filho E, Macedo LPM (2011) **Fundamentos de Controle Biológico de insetos-praga**. Natal: IFRN Editora, 108p.

Botelho PSM (1985) **Tabela de vida ecológica e simulação da fase larval de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Pyralidae)**. 110f. Tese (Doutorado em Ciências) – ESALQ, Piracicaba.

Botelho PSM (1992) Quinze anos de Controle Biológico da *Diatraea saccharalis* utilizando parasitoides. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** S/N:255:262.

Botelho PSM, Macedo N (2002) *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*. In: Parra JRP, Botelho PSM, Corrêa-Ferreira BS, Bento JMS (Eds.) **Controle Biológico: Parasitoides e Predadores**. São Paulo: Manole, p. 409-425.

Brasil, Lei Nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003 (2003). **Dispõe sobre a agricultura orgânica e da outras providências**. Disponível em: <https://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/2003/l10.831.htm>. Acesso em: 20 dez. 2023.

Brunini O (2008) Ambientes climáticos e exploração agrícola da cana-de-açúcar. In: Dinardo-Miranda LL, Vasconcelos ACM, Landell MGA (Eds.) **Cana-de-Açúcar**. Campinas: Instituto Agrônomo, p.205-218.

Caixeta DF (2010) **Dispersão de machos de *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar**. 48 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Unesp, Jaboticabal.

Cassán F, Coniglio A, López G, Molina R, Nievas S, Carlan CLN, Donadio F, Torres D, Rosas S, Pedrosa FO, Souza E, Zorita MD, de-Bashan L, Mora V (2020) Everything you must know about *Azospirillum* and its impact on agriculture and beyond. **Biology and Fertility of Soils** 56:461-479.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento (2024a) Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar, v.12 – Safra 2023/2024, 56p.

CONAB- Companhia Nacional de Abastecimento (2024b) **Produção de cana-de-açúcar é estimada em 689,8 milhões de toneladas na safra 2024/2025**. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/ultimas-noticias/5685-producao-de-cana-de-acucar-e-estimada-em-689-8-milhoes-de-toneladas-na-safra-2024-2025#:~:text=Conab%20%2D%20Produ%C3%A7%C3%A3o%20de%20cana%2Dde,toneladas%20na%20safra%202024/2025>>. Acesso em: 18 fev. 2025

Canale MC, Ribeiro LP, Castilhos RV, Wordell RV, Filho JÁ (2020) **Pragas e doenças do feijão: diagnose, danos e estratégias de manejo**. Florianópolis: Epagri, 93p. (Epagri. Boletim Técnico, 197).

Cardoso T, Watanabe M, Souza A, Chagas M, Cavalett O, Morais E, Nogueira L, Leal M, Braunbeck O, Cortez L, Bonomi A (2018) Economic, environmental, and social impacts of different sugarcane production systems. **Biofuels, Bioproducts and Biorefining** 12:68-82.

Conchou L, Lucas P, Meslin C, Proffit M, Staudt M, Renou M (2019) Insect odorscapes: from plant volatiles to natural olfactory scenes. **Frontiers in physiology** 10:1-20.

Cruz I (2007) **A Broca-da-cana-de-Açúcar, *Diatraea saccharalis*, em Milho, no Brasil**. Sete Lagoas: Embrapa: Milho e Sorgo, 12 p. (Embrapa-Milho e Sorgo. Circular Técnica 90).

Cruz PP, Neutzling AS, Garcia FRM (2011) Primeiro registro de *Trichopria anastrephae*, parasitoide de moscas-das-frutas, no Rio Grande do Sul. **Ciência Rural** 41:1297-1299.

Csanády A, Obona J, Zapletalová L, Panigaj L, Dojcaková D, Záleta B (2021) Hymenopteran color preference using multiple colours of pan traps in Slovakia. **Acta Musei Silesiae, Scientiae Naturales** 70:33-46.

Da Silva GISELE, Jahnke SM, Gonzalez Ferreira ML (2016) Hymenoptera parasitoids in protected area of Atlantic Forest biomes and organic rice field: compared assemblages. **Revista Colombiana de Entomologia** 42:110-117.

De Paula RCAL, Pérez-Maluf R, Moreira AA (2022) Chalcididae (Hymenoptera) associated with a semiarid region in Bahia, Brazil. **Revista Caatinga** 35:649-657.

Dessoky ES, Ismail RM, Elarabi NI, Abdelhadi AA, Abdallah NA (2021) Improvement of sugarcane for borer resistance using *Agrobacterium* mediated transformation of *cry1Ac* gene. **GM crops & food** 12:47-56.

Dinardo-Miranda LL, Fracasso JV, Costa VP Da, Anjos IA Dos, Lopes DOP (2013) Reação de cultivares de cana-de-açúcar à broca do colmo. **Bragantia** 72: 29-34.

Dindo ML, Grenier S (2014) Production of dipteran parasitoids. In: Morales-Ramos JA, Rojas MG, Shapiro-Ilan DI (Eds.) **Mass Production of Beneficial Organisms**. Academic Press, p.101-143.

Dos Santos OAQ, Tavares OCH, García AC, Rossi CQ, de Moura OVT, Pereira W, Pereira MG (2020) Fire lead to disturbance on organic carbon under sugarcane cultivation but is recovered by amendment with vinasse. **Science of the Total Environment** 739:1-39.

Endo KM, Hernandez EP, Conte H (2018) Pupal parasitoids for the biological control of *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae). **Biotemas** 31:1-13.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations (2023a) **Countries by commodity**. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/en/#rankings/countries_by_commodity>. Acesso em: 14 fev. 2025.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations (2023b) **Commodities by country**. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/en/#rankings/commodities_by_country>. Acesso em: 14 fev.2025.

Fahr J, Kalko EKV (2011) Biome transitions as centres of diversity: Habitat heterogeneity and diversity patterns of West African bat assemblages across spatial scales. **Ecography** 34:177–195.

Feener Jr DH, Brown BV (1997) Diptera as parasitoids. **Annual review of entomology** 42:73-97.

Fernández F, Sharkey MJ (2006) **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical**. Sociedad Colombiana de Entomology y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 925p.

Ferreira CAS, Santana MV, Santos JB, Santos TTM, Lôbo LM, Fernandes PM (2018) Yield and technological quality of sugarcane cultivars under infestation of *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794). **Arquivos do Instituto Biológico** 85:1-7.

Geremias LD (2008) **Seleção de linhagens e efeito da temperatura e do alimento no desenvolvimento de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para controle de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) em milho**. 81f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – ESALQ, Piracicaba.

Giunti G, Canale A, Messing RH, Donati E, Stefanini C, Michaud JP, Benelli G (2015) Parasitoid learning: current knowledge and implications for biological control. **Biological control** 90:208-219.

Gurr GM, Wratten SD, Landis DA, You M (2017) Habitat management to suppress pest populations: Progress and prospects. **Annual Review of Entomology** 62:91-109.

Guagliumi P (1973) **Pragas da cana-de-açúcar: Nordeste do Brasil**. Instituto do Açúcar e do álcool, Rio de Janeiro, 662p.

Gibson GA, Huber JT, Woolley JB (1997) **Annotated Keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)**. Ottawa: NRC, 794p.

Gollan JR, Ashcroft MB, Batley M (2011) Comparison of yellow and white pan traps in surveys of bee fauna in New South Wales, Australia (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). **Australian Journal of Entomology** 50: 174-178.

Gudin FM (2023) Annotated catalog of vespidae hosts (Hymenoptera: Vespidae) of Tachinidae (Diptera), with description of a new species of *Ophirion* Townsend from Brazil. **Zoological Studies** 62:1-25.

Hanson PE, Gauld ID (2006) **Hymenoptera de la región neotropical**. Gainesville: American Entomological Institute, 994p.

Haji FNP, Carneiro JS, Alencar JA (2002) *Trichogramma pretiosum* para controle de pragas do tomateiro industrial. In: Parra JRP, Botelho PSM, Correa-Ferreira BS, Bento JMS (Eds.) **Controle Biológico no Brasil: Parasitoides e predadores**. São Paulo: Manole p.477-494.

Hughes G, Hammond PS, Des Vignes WG (1982) Population cycles of the small moth-borers of sugarcane, *Diatraea* spp., and their primary and secondary parasitoids, in Trinidad, West Indies. **Agro-Ecosystems** 8:13-25.

Hussain K, Abbas M, Hussain N, Irshad M, Khaliq M, Parveen Z, Ghaffar A (2022) Study on Species Richness of Aphid through Integrated Pest Management. **Pakistan Journal of Agricultural Research** 35:483-489.

IBGE- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (2022) **Produção Agropecuária, Ranking 2022**. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/>>. Acesso em: 25 mar. 2024.

Johnson NF (1984) Systematics of Nearctic *Telenomus*: classification and revisions of the *podisi* and *phymatae* species groups (Hymenoptera: Scelionidae). **Bulletin of the Ohio Biological Survey** 6:1-113.

Johnson NF (1992) Catalog of world species of Proctotrupeoidea, exclusive of Platygasteridae (Hymenoptera). **Memories of the American Entomological Institute** 51:1-825.

Jonsen ID, Fahrig L (1997) Response of generalist and specialist insect herbivores to landscape spatial structure. **Landscape Ecology** 12:185-197.

Kumari S, Sehrawat KD, Phogat D, Sehrawat AR, Chaudhary R, Sushkova SN, Voloshina MS, Rajput VD, Shmaraeva AN, Marc RA, Shende SS (2023) *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jolis, a Pivotal Biostimulant toward Sustainable Agriculture: A Comprehensive Review. **Agriculture** 13:1-31.

Lewis WJ, Stapel JO, Cortesero AM, Takasu K (1998) Understanding how parasitoids balance food and host needs: importance to biological control. **Biological control** 11:175-183.

Lima BC, Francisco CN, Bohrer CBA (2017) Deslizamentos e fragmentação florestal na região serrana do estado do Rio de Janeiro. **Ciência Florestal** 27:1283-1295.

Loiácono MS, Margaría CB (2002) Ceraphronoidea, Platygastroidea and Proctotrupoidea from Brazil (Hymenoptera). **Neotropical Entomology** 31:551-560

Luz PMC, Paula-Moraes SV, López JMP, Pujol-Luz JR, Penteado-Dias AM, Specht A, Diniz IR (2018) Parasitoid associated with of *Helicoverpa armigera* in refuge areas of cotton, in Western Bahia, Brazil. **Ciência Rural** 48:1-4.

Maas L, Malvestiti R, Gontijo LA (2020) Work in organic farming: an overview. **Ciencia Rural** 50:1-9.

Macedo N (1978) A new strain of *Apanteles flavipes* was imported to increase its adaptative potential in the Southern Region of Brazil. **Entomology Newsletter** 4:11-12.

Magalhães PSG (2022) **Máquinas e implementos**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/maquinas-e-implementos>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Mahendra KR, Chaitanya M, Karthik R, Ishwarya Lakshmi KS, Balaji BN, Godavari (2024) Egg parasitoids of Hemiptera Insects: A special account on Scelionidae (Platygastroidea: Hymenoptera). **Journal of Advances in Biology & Biotechnology** 27:1384-1396.

Manhães CMC, Garcia RF, Francelino FMA, de Oliveira Francelino H, Coelho FC (2015) Fatores que afetam a brotação e o perfilhamento da cana-de-açúcar. **Revista Vértices** 17:163-181.

Marafon AC (2012) **Análise quantitativa de crescimento em cana-de-açúcar: uma introdução ao procedimento**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 31p. (Embrapa-Tabuleiros Costeiros. Documentos, 168).

Marchiori CH, Silva CG, Lobo AP (2003) Primeira ocorrência do parasitóide *Conura* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) em pupas de *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae) em cultivar de tomate em Lavras, Minas Gerais, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico** 70:115-116.

Marconato JR (1988) **Aspectos biológicos de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1974) (Lep., Pyralidae) em meio artificial contendo diferentes genótipos de sorgo e milho na forma de colmos secos e triturados**. 76f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Unesp, Jaboticabal.

Marin FR (2022a) **Fenologia**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/pre-producao/caracteristicas/fenologia>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Marin FR (2022b) **Solo**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/pre-producao/caracteristicas/solo>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Marin FR (2022c) **Variedades**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/pre-producao/caracteristicas/variedades>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Marin FR (2022d) **Clima**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/pre-producao/caracteristicas/clima>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Masner L (1976) Revisionary notes and keys to world genera of Scelionidae (Hymenoptera: Proctotrupoidea). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 108:1-87.

Masner L, García JL (2002) The genera of Diapriinae (Hymenoptera: Diapriidae) in the New World. *Bulletin of the American Museum of natural history*, New York, NY, 138p.

MAPA – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Desenvolvimento Agropecuário e Cooperativismo (2009) **Produtos Orgânicos: O olho do consumidor**. Brasília: MAPA/ACS, 34p.

McCravy KW (2018) A review of sampling and monitoring methods for beneficial arthropods in agroecosystems. **Insects** 9:1-27.

Mélo ABP, Parra JRP (1988) Exigências térmicas e estimativa do número de gerações anuais da broca-da-cana-de-açúcar em quatro localidades canavieiras de São Paulo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 23:691-696.

Miguélez D, Valladares L F (2008) Seasonal dispersal of water beetles (Coleoptera) in an agricultural landscape: a study using Moericke traps in northwest Spain. **Annales de la Société entomologique de France** 44: 317-326.

Moericke V (1950) Über das farbsehen der pfirsichblattlaus (Myzodes persicae Sulz.) **Zeitschrift für Tierpsychologie** 7:265-274.

Monnerat R, Montalvão SCL, Martins ES, Queiroz PRM, Garcia ARM, Castro MT, Rocha GT, Ferreira ADCL, Gomess ACMM (2020) **Manual de produção e controle de qualidade de produtos biológicos à base de bactérias do gênero *Bacillus* para uso na agricultura**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 47p. (Embrapa: Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 369).

Monteiro GG, Peronti ALBG, Martinelli NM (2022) Presence of pink sugarcane mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) increases probability of red rot on sugarcane. **Scientia Agricola** 79:1-5.

Moraes GC, Avila CJ (2014) **Insetos-praga associados ao solo na cultura da cana-de-açúcar, no estado de Mato Grosso do Sul**. Dourados: Embrapa: Agropecuária Oeste, 40p. (Embrapa-Agropecuária Oeste. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 66).

Morini MSC, Da Silva OGM, Zambon V, Nocelli RCF (2017) Cultura de cana-de-açúcar no Brasil: manejo, impactos econômicos, sociais e ambientais. In: Fontanetti CS, Bueno OC (Eds.) **Cana-de-açúcar e seus impactos: uma visão acadêmica**. Bauru, SP: Canal 6, p.31-50.

Murúa MG, Molina-Ochoa JM, Fidalgo P (2009) Natural distribution of parasitoids of larvae of the fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in Argentina. **Journal of Insect Science** 9:1-17.

NASA POWER – NASA Prediction Of Worldwide Energy Resources: The Power Project. Disponível em :< <https://power.larc.nasa.gov/> > Acesso em: 4 out. 2024.

Nava DE (2007) **Controle biológico de insetos-praga em frutíferas de clima temperado: uma opção viável, mas desafiadora**. Pelotas: Embrapa: Clima Temperado, 20p. (Embrapa-Clima Temperado. Documentos, 208).

Nava DE, Pinto AS, Silva DAS (2009) **Controle Biológico da broca-da-cana-de-açúcar**. Pelotas: Embrapa: Clima Temperado, 28p. (Embrapa-Clima Temperado. Documentos, 287).

Nepi M, Grasso DA, Mancuso S (2018) Nectar in Plant-Insect Mutualistic Relationships: From Food Reward to Partner Manipulation. **Frontiers in Plant Science** 9:1-14.

Nocelli RCF, Roat TC, Socolowski PC, Malaspina O (2017) Controle de pragas na cana-de-açúcar e seu impacto sobre organismos voadores não alvos, In: Fontanetti CS, Bueno OC (Eds.) **Cana-de-açúcar e seus impactos: uma visão acadêmica**. Bauru, SP: Canal 6, p. 89-102.

Nunez E, Couri MS (2011) Revision of Neotropical *Genea Rondani* (Diptera, Tachinidae, Tachininae, Leskiini. **Papéis Avulsos de Zoologia** 51:481-497.

Oliveira SJ (2021) **Dinâmica dos fatores naturais de mortalidade de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar adjacentes a fragmentos de florestas**. 58f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Unesp, Jaboticabal.

Parra JRP (2014). Biological control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola** 71:420-429.

Parra JRP, Coelho Junior A (2019) Applied Biological Control in Brazil: From Laboratory Assays to Field Application. **Journal of Insect Science** 19:1-6.

Parra JRP, Coelho Junior A (2021) *Trichogramma* spp. um caso de sucesso de controle biológico aplicado no Brasil. In: Parra JRP, Pinto AS, Nava DE, Oliveira RC, Diniz AJF (Eds). **Controle Biológico com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**, Piracicaba: FEALQ, p. 203-234.

Parra JRP, Coelho Junior A (2022) Insect rearing techniques for Biological Control Programs, a component of sustainable agriculture in Brazil. **Insects** 13:1-18.

Parra JRP, Pinto AS, Nava DE, de Oliveira RC, Diniz AJF (2021) Conceitos e evolução do controle biológico. In: Parra JRP, Pinto AS, de Oliveira RC, Diniz AJF. **Controle Biológico com parasitoides e predadores na Agricultura Brasileira**, Piracicaba:FEALQ, p. 17-38.

Pener MP (2020) Insect growth regulators. In: Fath BD, Jorgensen SE (Eds.) **Managing Biological and Ecological Systems**. CRC Press, p. 49-68.

Pennacchio F, Strand MR (2006) Evolution of developmental strategies in parasitic Hymenoptera. **Annual Review of Entomology** 51: 233-258.

Peters RS, Krogmann L, Mayer C, et al. (2017) Evolutionary History of the Hymenoptera. **Current Biology** 27:1013-1018.

Pereira FF, Kassab SO, Calado VRF, Vargas EL, Oliveira HN, Zanuncio JC (2015) Parasitism and Emergence of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) on *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) Larvae, Pupae and Adults. **Florida Entomologist** 98:377-380.

Pereira AG, Silva RB, Dias MM, Pendeado-Dias AM (2015) Study on the Hymenoptera parasitoid with Lepidoptera larvae in reforestation and agrosilvopastoral systems at Fazenda Canchim (Embrapa Pecuária Sudeste) São Carlos, SP, Brazil. **Brazilian Journal of Biology** 75:783-789.

Perioto NW, Lara RIR, Santos JCC, Selegato A (2002a) Himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura de algodão (*Gossypium hirsutum* L.) (Malvaceae), no município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 46:165-168.

Perioto NW, Lara RIR, Santos JCC, Silva TC (2002b) Himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura de soja (*Glycine max* (L.)) Merrill (Fabaceae), no município de Nuporanga, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 46:185-187.

Perioto NW, Lara RIR, Selegatto A, Luciano ES (2004) Himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) coletados em cultura de café *Coffea arábica* L. (Rubiaceae) em Ribeirão Preto, Sp, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico** 71:41-44.

Pikart TG (2015) **Espécies de *Horismenus* Walker (Hymenoptera: Eulophidae) no Brasil**. 127f. Tese (Doutorado em Ciências) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

Prabowo H, Rahardjo BT, Mudjiono G, Rizali A (2021) Impacto of habitat manipulation on the diversity and abundance of beneficial and pest arthropods in sugarcane ratoon. **Biodiversitas** 22:4002-4010.

Primack RB, Rodrigues E (2001) **Biologia da Conservação**. Londrina, Midiograf. 328p.

Pinto AS, Botelho PSM, Oliveira HN (2009) **Guia Ilustrado de pragas e insetos benéficos da cana-de-açúcar**. Piracicaba: CP2, 160p.

Pinto CPG (2021) **Host regulation-related peptides from the endoparasitoid *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae): Identification, immunosuppressive functions and insecticidal potential against *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae)**. 153f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Unesp, Jaboticabal.

Pinto JD (1999) Systematics of the north American species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) **Entomological Society of Washington** 22:1-287.

Polanczyk A, Almeida LC, Padulla L, Alves SB (2004) Pragas da cana- deaçúcar x métodos alternativos de controle. **Revista Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento** 33:14-17.

Possebon IF, Polli HQ (2020) Cultivo organico da cana-de-açúcar. **Interface Tecnológica** 17:517-529

Querino RB, Zucchi RA (2007) Do *Trichogramma minutum* Riley and *Trichogramma bennetti* Nagaraja & Nagarkatti (Hymenoptera: Trichogrammatidae) occur in Brazil? **Neotropical Entomology** 36:145-146.

Querino RB, Zucchi RA (2019) Annotated checklist and illustrated key to the species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from South America. **Zootaxa** 4656:201-231.

Querino RB, Zucchi RA (2012) **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Embrapa, Brasília, DF, 107p.

Quintela ED (2001) **Manejo Integrado de Pragas do Feijoeiro**. Santo Antonio de Góias: Embrapa: Arroz e Feijão, 28p. (Embrapa-Arroz e Feijão. Circular Técnica, 46).

Quintela ED, Costa-Lima TC, Diniz AJF (2019) Beans. In: Souza B, Vázquez L, Marucci RC (Eds.) **Natural Enemies of Insect Pests in Neotropical Agroecosystems**. Suíça: Springer, p.263-276.

Rapassi RMA (2008) **Avaliação técnica e econômica de sistemas de produção da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) convencional e orgânica na região oeste do Estado de São Paulo**. 157f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Unesp, Jaboticabal.

Reagan TE, Mulcahy MM (2019) Interaction of cultural, biological, and varietal controls for management of stalk borers in Louisiana sugarcane. **Insects** 10:1-11.

Rodrigues IC (2004) **Certificação ambiental e desenvolvimento sustentável: avaliação para o setor sucroalcooleiro localizado na Bacia Hidrográfica do Rio Mogi-Guaçu/SP**. 299f. Tese (Doutorado em Engenharia de Produção) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

Rosenzweig ML (1995) **Species diversity in space and time**. Cambridge: Cambridge University Press, 436p.

Rossato Junior JAS, Costa GHG, Madaleno LL, Mutton MJR, Higley LG, Fernandes OA (2013) Characterization and Impact of the Sugarcane Borer on Sugarcane Yield and Quality. **Pest Interactions in Agricultural Systems** 105:643-648.

Rossetto R, Santiago AD (2022a) **Doenças**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/manejo/fitossanidade/doencas>> Acesso em: 15 jan. 2024.

Rossetto R, Santiago AD (2022b) **Pragas**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/manejo/fitossanidade/pragas>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Rossetto R, Santiago AD (2022c) **Plantas Daninhas**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/manejo/plantas-daninhas>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Rossetto R, Santiago AD (2022d) **Correção e adubação**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/correcao-e-adubacao>>. Acesso em: 12 dez. 2024.

Salgado-Neto G, Lopes-da-Silva M (2011) First report of parasitism on pupae of *Opsiphanes invirae amplificatus* Stichel (Lepidoptera, Nymphalidae) by *Conura* (*Conura*) *maculate* (Fabricius) (Hymenoptera, Chalcididae) in Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 55:285-286.

Santana JPE, Silva PJSAD, Siveira MC (2010). **Pragas e doenças da cana-de-açúcar**. Disponível em: <<https://ctc.com.br/produtos/wp-content/uploads/2018/07/Caderneta-de-Pragas-e-Doen%C3%A7as-da-Cana-de-a%C3%A7%C3%BAcar-CTC.pdf>>. Acesso em: 15 jan. 2024.

Santiago AD, Rosseto R (2022a) **Produção**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao>>. Acesso em: 15 jan. 2024

Santiago AD, Rosseto R (2022b) **Manejo**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/manejo>>. Acesso em: 15 jan. 2024

Santiago AD, Rosseto R (2022c) **Rotação e reforma**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/cana/producao/manejo/rotacao-e-reforma>>. Acesso em: 15 jan. 2024

Santos LAO, Bischoff A, Fernandes OA (2018) The effect of forest fragments on abundance, diversity and species composition of predatory ants in sugarcane fields. **Basic and applied ecology** 33:58-65.

Santos LAO, Naranja-Guevara N, Fernandes AO (2017) Diversity and Abundance of edaphic arthropods associated with conventional and organic sugarcane crops in Brazil. **Florida Entomological Society** 100:134-144.

Santos F, Borém A, Caldas C (Eds.) (2015) SUGARCANE: Agricultural production, bionergy, and ethanol. USA: ELSEVIER, 493p.

Schneider CF, Schulz DG, Lima PR, Gonçalves Junior AC (2012) Formas de gestão e aplicação de resíduos da cana-de-açúcar visando redução de impactos ambientais. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável** 7:08-17

Schoeninger K, Souza JLP, Krug C, Oliveira ML (2019) Diversity of parasitoid wasps in conventional and organic sugarcane (*Paullinia cupana* var. *sorbilis*) cultivation areas in the Brazilian Amazon. **Acta Amazonica** 49:283-293.

Siddiqui JA, Fan R, Naz H, Bamisile BS, Hafeez M, Ghani MI, Wei Y, Xu Y, Chen X (2023). Insights into insecticide-resistance mechanisms in invasive species: Challenges and control strategies. **Frontiers in Physiology** 13:1-18.

Silva AGA, Gonçalves CR, Galvão DM, Gonçalves AJL, Gomes J, Silva MN, Simoni L (1968) **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores. Parte II, 1º tomo**. Laboratório Central de Patologia Vegetal, SDSV/DDIA/Ministério da Agricultura, Rio de Janeiro, 622p.

Silva ERA (2012) **Efeito de borda sobre a comunidade de formigas em remanescentes de mata atlântica nordestina em relação ao agroecossistema de cana-de-açúcar**. 71f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife.

Silva GS, Jahnke SM, Johnson NF (2020) Riparian forest fragments in rice fields under different management: differences on hymenoptera parasitoids diversity. **Brazilian Journal of Biology** 80:122-132

Silveira LCP, Souza IL, Tomazella VB, Alexsander H, Méndez G (2019) Insect parasitoids. In: Souza B, Vázquez LL, Marucci RC (Eds.) **Natural Enemies of Insect Pests in Neotropical Agroecosystems**. Suíça: Springer, p.97-109.

Smaniotto G, Borges Filho RC, Bernardi D, Diez-Rodríguez GI, Afonso-Rosa APS, Nava DE (2019) Biology of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) strains at different temperatures. **Environmental Entomology** 48:649-654.

Soares LDB, Alves BJR, Urquiaga S, Boddey RM (2009) **Mitigação das emissões de gases efeito estufa pelo uso de etanol da cana-de-açúcar produzido no Brasil**. Seropédica: Embrapa: Agrobiologia, 14p. (Embrapa-Agrobiologia. Circular técnica, 27).

Sousa ACG, Pinto CPG, dos Santos ALZ, Fonseca SS, Camargo MS, Rossi GD (2024) Silicon application enhances sugarcane growth by impairing the development of larval sugarcane borer. **Silicon** 16:741-751.

Souza IL, Tomazella VB, Santos AJN, Moraes T, Silveira LCP (2019) Parasitoids diversity in organic Sweet Pepper (*Capsicum annuum*) associated with Basil (*Ocimum basilicum*) and Marigold (*Tagetes erecta*). **Brazilian Journal of Biology**, 79:603-611.

Stireman III JO, O'Hara, JE, Wood DM (2006). Tachinidae: evolution, behavior, and ecology. **Annual Review of Entomology** 51:525-555.

Stireman III JO, Cerretti P, O'Hara JE, Blaschke JD, Moulton JK (2019). Molecular phylogeny and evolution of world Tachinidae (Diptera). **Molecular phylogenetics and evolution** 139:1-19.

Syngenta (2024) **Cultura da Cana-de-açúcar**. Disponível em: <<https://portal.syngenta.com.br/cultura/cana-de-acucar>>. Acesso em: 12 dez. 2024.

Taguti, PS; Ramalho, DG, Nascimento, VF, Santos LC, Taguti, EA, Mihsfeldt, LH, de Bortoli, AS (2023) Chemical and biological products used in sugarcane and their effect on *Trichogramma galloi*. **Entomologia Experimentalis et Applicata** 00:1-7.

Tambasco F J (1997) Introdução e criação de *Pediobius furvus* (Hym. Eulophidae) proveniente de Nairobi, Kenia, usando diferentes hospedeiros. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/156689/1/1997PL045-Tambasco-Introducao-3383.PDF>>. Acesso em: 28 jul. 2023.

Tavares WDS, Hansson C, Mielke OH, Serrão JE, Zanuncio JC (2013). Parasitism of *Palmistichus elaeisis* Delvare & LaSalle, 1993 on pupae of *Methona themisto* (Hübner, [1818]) reared on two hosts (Lepidoptera: Nymphalidae; Hymenoptera: Eulophidae). **Revista de lepidopterología** 41:43-48.

Tews J, Brose U, Grimm V, Tielbörger K, Wichmann MC, Schwager M, Jeltsch (2004) Animal species diversity driven by habitat heterogeneity/diversity: the importance of keystone structures. **Journal of Biogeography** 31:79-92.

Toma R, Nihei SS (2006) Catálogo do material-tipo de Tachinidae (Diptera) depositado no Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. **Revista Brasileira de Entomologia** 50:240-256.

Toma R, Roel A, Miranda R (2017) First record of *Peckia* (Sarcodexia) lambens (Wiedemann, 1830) (Diptera: Sarcophagidae) parasitizing *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico** 84:1-4.

Townsend CHT (1941) New fly parasites of *Diatraea* in São Paulo. **Revista Entomológica** 12:339-341.

Triapitsyn SV, Huber JH, Logarzo GA, Berezovskiy VV, Aquino DA (2010) Review of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) in the Neotropical region, with description of eleven new species. **Zootaxa** 2456:1-243.

Valente ECN, Broglio SMF, Dias-Pini NS, Micheletti LB, Lima AST, Barbosa T (2018) Selectivity of Pesticides to Egg Parasitoid in Sugarcane. **Sugar Tech** 20:765-769.

van Lenteren JC, Bolckmans K, Kohl J, Ravensberg WJ, Urbaneja A (2018) Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl** 63:39-59.

Vargas, EL; Pereira, FF; Tavares, MT; Pastori, PL (2011) Record of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Diatraea* sp. (Lepidoptera: Crambidae) in sugarcane crop in Brazil. **Entomotropica** 26:143-146.

Vejar-Cota G, Echeverría NE, Rodríguez-Del-Bosque A (2005) Parasitism and Development of *Conura acuta* (Hymenoptera: Chalcididae) on sugarcane stalkborers (Lepidoptera: Crambidae) in Mexico. **Environmental Entomology** 34:1122-1128.

Venzon M, Togni PHB, Sujii ED (2021) Controle Biológico Conservativo. In: Parra, J.R.P., Pinto, A.S., de Oliveira, R.C., Diniz, A.J.F. **Controle Biológico com parasitoides e predadores na Agricultura Brasileira**. Piracicaba: FEALQ, p.99-126.

Volpe HXL, Barbosa JC, Viel SR, Goulart RM, Vacari AM, Salas C, Veiga ACP, DE Bortoli SA (2014) Determination of method to evaluate parasitism and cover area for studies on *Cotesia flavipes* in sugarcane. **African Journal of Agricultural Research** 9: 436-447.

Watt DA, McCormick AJ, Cramer MD (2014) Source and sink physiology. In: Moore PH, Botha FC (Eds.) **Sugarcane: physiology, biochemistry and functional biology**. Wiley: Hoboken, p.483-520.

Weber ID, Lopes WR, Czepak C (2019) Gênero *Archytas* (Jaennicke) (Diptera: Tachinidae) como relevante agente de controle natural de lepidópteros-praga em soja. In: Simpósio de Controle Biológico. **Anais do 16º Simpósio de Controle Biológico** – 11 a 15 de agosto de 2019 Londrina Pr, Londrina: Siconbiol, p. 254.

Weber ID, Lopes WR, De Paula LCB, Albernaz-Godinho KC, Czepak C. (2021) Tachinids associated with lepidopteran pests in agricultural crops in south-central region of Goiás, Brazil. **BioControl** 66:625-637.

Wharton RA, Marsh PM, Sharkey MJ (1997) Manual of the new world genera of the family Braconidae (Hymenoptera). Washington, DC: International Society of Hymenopterists, 456p.

Whitfield JB, Rodriguez JJ, Masonick PK (2009) Reared microgastrinae wasps (Hymenoptera: Braconidae) from Yanayacu Biological Station and enirons (Napo Province, Ecuador): Diversity and host specialization. **Journal of Insect Science** 9:1-22.

Wong TT, Ramadan, M. M. (2021) Mass rearing biology of larval parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Opiinae) of tephritid flies (Diptera: Tephritidae) in Hawaii. In: Anderson TE, Leppla NC (Eds.) **Advances in insect rearing for research and pest management**. Colorado: Westview Press, p.405-426.

Wu LS, Hoffmann AA, Thomson LJ (2016) Potential impact of climate change on parasitism efficiency of egg parasitoids: A meta-analysis of *Trichogramma* under ariable climate conditions. **Agriculture, Ecosystems and Environment** 231:143-155.

Zucchi RA, Querino RB (2024) Historical note on the Genus *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in Brazil, Focusing on Taxonomy and Diversity. **Neotropical Entomology** 53:773-785.