

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CAMPUS DE JABOTICABAL

**AÇÃO DE INSETICIDAS QUÍMICOS EM *Cotesia flavipes*
CAMERON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E
Trichogramma galloi ZUCCHI (HYMENOPTERA:
TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITOIDES DE *Diatraea*
saccharalis (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), EM
LABORATÓRIO**

Thiago Nascimento de Barros

Biólogo

2023

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CAMPUS DE JABOTICABAL

**AÇÃO DE INSETICIDAS QUÍMICOS EM *Cotesia flavipes*
CAMERON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E
Trichogramma galloi ZUCCHI (HYMENOPTERA:
TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITOIDES DE *Diatraea*
saccharalis (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), EM
LABORATÓRIO**

Discente: Thiago Nascimento de Barros

Orientador: Prof. Dr. Sergio Antonio De Bortoli

Dissertação de Mestrado apresentada à
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias -
Unesp, Campus de Jaboticabal, como parte das
exigências para a obtenção do título de Mestre
em Agronomia (Entomologia Agrícola).

2023

B277a	Barros, Thiago Nascimento de
	AÇÃO DE INSETICIDAS QUÍMICOS EM <i>Cotesia flavipes</i> CAMERON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E <i>Trichogramma galloi</i> ZUCCHI (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITOIDES DE <i>Diatraea</i> <i>saccharalis</i> (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), EM LABORATÓRIO /
	Thiago Nascimento de Barros. -- Jaboticabal, 2023
	53 p. : tabs., fotos
	Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal Orientador: Sergio Antonio De Bortoli
	1. Entomologia. 2. Cana-de-açúcar. 3. Inseticidas. 4. Parasitoides. 5. Broca da cana-de-açúcar. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

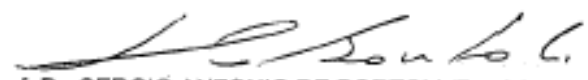
Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

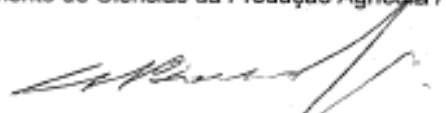
TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: AÇÃO DE INSETICIDAS QUÍMICOS EM *Cotesia flavipes* CAMERON (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E *Trichogramma galloi* ZUCCHI (HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITOIDES DE *Diatraea saccharalis* (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), EM LABORATÓRIO.

AUTOR: THIAGO NASCIMENTO DE BARROS
ORIENTADOR: SERGIO ANTONIO DE BORTOLI

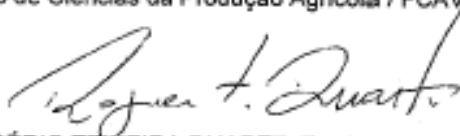
Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola), pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr. SERGIO ANTONIO DE BORTOLI (Participação Presencial)
Departamento de Ciências da Produção Agrícola / FCAV-UNESP, Jaboticabal



Prof. Dr. ARLINDO LEAL BOIÇA JÚNIOR (Participação Presencial)
Departamento de Ciências da Produção Agrícola / FCAV-UNESP, Jaboticabal



Prof. Dr. ROGÉRIO TEIXEIRA DUARTE (Participação Virtual)
Departamento de Entomologia / UNIARA - Araraquara/SP

Jaboticabal, 07 de dezembro de 2023.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Thiago Nascimento de Barros nasceu em 20 de abril de 1998 na cidade de Baton Rouge, Louisiana, Estados Unidos da América. Obteve título de Bacharel em Ciências Biológicas pela Universidade Católica Dom Bosco (UCDB), Campo Grande – MS, em novembro de 2020. Representante discente durante o ano de 2018 e bolsista PIBIC do CNPq na área de Biotecnologia entre 2018 e 2019. Em 2019 participou como membro organizador do evento “IX Ciclo de Palestras de Ciências Biológicas”. Foi estagiário na Embrapa Gado de Corte, Campo Grande- MS, na área de Entomologia Veterinária sob orientação do Dr. Antonio Thadeu Medeiros de Barros em 2020, o que deu início ao trabalho de conclusão de curso, intitulado “Avaliação da influência da umidade e do açúcar (fagoestimulante) na eficácia do inseticida fipronil à mosca-dos-estábulo (*Stomoxys calcitrans*)”. Em março de 2021 ingressou no mestrado no programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) da Unesp/FCAV – Campus de Jaboticabal, com bolsa da CAPES – Demanda Social, sob orientação do Prof. Dr. Sergio Antonio De Bortoli.

Aos meus pais, Anna Claudia Barros e Thadeu Barros,
pelo amor incondicional, por serem minhas maiores inspirações,
e por me apoiarem sempre.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - Campus de Jaboticabal – Unesp/FCAV e ao Programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola), pela oportunidade.

Aos Docentes do Programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) e aos funcionários da Seção Técnica de Pós-graduação, por toda paciência, disponibilidade e auxílio no meu crescimento profissional.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro.

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

Ao grupo da Usina São Martinho por disponibilizar parte do material necessário para a realização dos experimentos.

Aos amigos e companheiros do Programa de Pós-graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola), pelo bom convívio, companhia e momentos de descontração.

Ao meu orientador Professor Dr. Sergio Antonio De Bortoli, pelos ensinamentos, disponibilidade, paciência e confiança.

À Dagmara Gomes Ramalho, por me auxiliar durante toda a trajetória, por toda a paciência, e, por mais ocupada que estivesse, sempre conseguir um tempo para me orientar.

Aos companheiros do Laboratório de Biologia e Criação de Insetos – LBCI, pelos momentos de descontração e auxílio nas atividades diárias do laboratório e em experimentos.

Aos meus amigos de Mato Grosso do Sul, por todo apoio, conversas e descontração.

Aos meus pais, Anna Claudia Barros e Thadeu Barros, pela torcida, conversas, apoio diário, orientação, paciência e, principalmente, confiança. Vocês sabem das dificuldades, que não foram poucas. Essa conquista é nossa!

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	iii
ABSTRACT	v
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1. Considerações gerais	3
2.2. Aspectos biológicos e morfológicos de <i>Diatraea saccharalis</i>	4
2.3. Impacto econômico de <i>Diatraea saccharalis</i>	4
2.4. Métodos de controle de <i>Diatraea saccharalis</i>	5
2.5. Inseticidas	6
2.6. <i>Trichogramma</i> spp.	8
2.6.1. Aspectos biológicos e morfológicos de <i>Trichogramma</i>	9
2.6.2. <i>Trichogramma galloi</i> no manejo de <i>Diatraea saccharalis</i>	10
2.7. <i>Cotesia flavipes</i>	11
2.7.1. Aspectos biológicos e morfológicos de <i>Cotesia flavipes</i>	12
2.7.2. <i>Cotesia flavipes</i> no manejo de <i>Diatraea saccharalis</i>	12
3. MATERIAL E MÉTODOS	14
3.1. Obtenção dos insetos (<i>Diatraea saccharalis</i> , <i>Cotesia flavipes</i> e <i>Trichogramma galloi</i>)	14
3.2. Inseticidas comerciais	15
3.3. Criação de <i>Trichogramma galloi</i> no laboratório	16
3.4. Bioensaios	17
3.4.1. Toxicidade dos inseticidas a parasitoides adultos	17
3.4.2. Determinação da CL ₅₀ para <i>Diatraea saccharalis</i>	18

3.4.3. Parasitismo de <i>Trichogramma galloi</i> em ovos de <i>Diatraea saccharalis</i> tratados com inseticidas.....	19
3.4.4. Parasitismo de <i>Cotesia flavipes</i> em lagartas de <i>Diatraea saccharalis</i> tratadas com inseticidas	20
3.5. Análise estatística	21
4. RESULTADOS	23
5. DISCUSSÃO	29
6. CONCLUSÃO.....	32
7. REFERÊNCIAS.....	33

**AÇÃO DE INSETICIDAS QUÍMICOS EM *Cotesia flavipes* CAMERON
(HYMENOPTERA: BRACONIDAE) E *Trichogramma galloi* ZUCCHI
(HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITOIDES DE *Diatraea
saccharalis* (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), EM LABORATÓRIO**

RESUMO - A produção brasileira de cana-de-açúcar é a maior dentre os países produtores, sendo que as condições ambientais favoráveis a este cultivo também favorecem uma rica biodiversidade de artrópodes, incluindo insetos benéficos e pragas agrícolas. Algumas espécies são consideradas economicamente importantes, como é o caso de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), “broca-da-cana-de-açúcar”, praga-chave desta cultura no Brasil. Devido ao crescimento populacional de pragas emergentes, associado à proibição da queima pré-colheita na cultura, métodos alternativos de controle têm sido cada vez mais necessários. A redução da eficiência dos métodos químicos de controle de insetos, além de seus riscos à saúde humana e ambiental, deu espaço ao controle biológico, o qual tem apresentado resultados consistentes e sustentáveis no manejo de pragas. Parasitoides do gênero *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae) e *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) vêm sendo utilizados no controle de *D. saccharalis* com resultados bastante significativos. Assim, o presente estudo teve como objetivo avaliar a toxicidade de inseticidas comerciais, aplicados em *D. saccharalis* e nos parasitoides *C. flavipes* e *T. galloi*. Os inseticidas testados foram Match®, Belt®, Intrepid®, Exalt® e Revolut®[®], empregados nas doses recomendadas pelos produtores, em testes de seletividade aos parasitoides mencionados, além de diferentes concentrações para se determinar as CL₅₀. Foram realizados bioensaios aplicando-se as CL₅₀ em *D. saccharalis*, com posterior parasitismo por *C. flavipes*, com o objetivo de avaliar se havia efeitos subletais causados pelo contato com os inseticidas e no desenvolvimento do parasitoide e sua longevidade. Para *T. galloi* foi utilizada a dose recomendada pelos fabricantes, em cartelas contendo ovos de *D. saccharalis* com posterior parasitismo. O inseticida Belt® apresentou a menor taxa de mortalidade para ambos os parasitoides, enquanto em relação ao parasitismo, o inseticida Exalt®, segundo à classificação de toxicidade da IOBC/WPRS, está na classe 1, sendo considerado inócuo à ambos os parasitoides, não reduzindo o parasitismo de forma significativa. Já em relação a emergência, o inseticida Belt® foi o que apresentou menor redução na emergência para *C. flavipes*, enquanto para *T. galloi*, o inseticida Intrepid® foi o que provocou a menor redução na emergência. O inseticida Revolut®[®] foi o que apresentou maior diferença significativa para a longevidade dos parasitoides, sendo menor em ambos os casos. Assim, o inseticida Belt® foi o de menor toxicidade aos parasitoide por contato direto, entretanto foi aquele que promoveu a maior redução no parasitismo de *T. galloi*, dessa forma a abordagem e o objetivo a ser alcançado no manejo da praga são questões cruciais para a escolha do inseticida. Espera-se que este estudo contribua para um controle mais eficiente e

sustentável da broca-da-cana-de-açúcar, no sentido de um uso mais criterioso de inseticidas no controle de pragas da cana, visando maior compatibilidade entre os controles químico e biológico, minimizando os impactos negativos no meio ambiente.

Palavras-chave: cana-de-açúcar; controle biológico; praga agrícola; manejo integrado; parasitoide; sustentabilidade.

**ACTION OF CHEMICAL INSECTICIDES ON *Cotesia flavipes* CAMERON
(HYMENOPTERA: BRACONIDAE) AND *Trichogramma galloi* ZUCCHI
(HYMENOPTERA: TRICHOGRAMMATIDAE), PARASITIDS OF *Diatraea
saccharalis* (FABR.) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE), IN THE LABORATORY**

ABSTRACT - The Brazilian production of sugarcane stands as the largest among sugar-producing nations. The favorable environmental conditions for this crop also promote a rich arthropod biodiversity, encompassing beneficial insects alongside agricultural pests. Some species are of economic significance, such as *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), the 'sugarcane borer,' a key pest of this crop in Brazil. Owing to the growing population of emerging pests, coupled with the prohibition of pre-harvest burning in sugarcane cultivation, alternative control methods have become increasingly imperative. The diminishing effectiveness of chemical insect control methods, in addition to their risks to human health and the environment, has paved the way for biological control, which has yielded consistent and sustainable results in pest management. Parasitoids of the genera *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae) and *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) have been deployed in controlling *D. saccharalis* with highly significant outcomes. Hence, this present study aimed to assess the toxicity of commercial insecticides when applied to *D. saccharalis* and the parasitoids *C. flavipes* and *T. galloi*. The insecticides tested included Match®, Belt®, Intrepid®, Exalt®, and Revolux®, administered at the recommended rates by the producers, in selectivity tests on the aforementioned parasitoids, along with various concentrations to establish the LC₅₀. Bioassays were conducted by applying the LC₅₀s to *D. saccharalis*, followed by parasitism by *C. flavipes*, to evaluate whether sublethal effects were induced by contact with the insecticides and their influence on the parasitoid's development and longevity. For *T. galloi*, the manufacturer's recommended dosage was used, applied to cards containing *D. saccharalis* eggs followed by parasitism. Among the tested insecticides, Belt® exhibited the lowest mortality rate for both parasitoids, whereas concerning parasitism, the insecticide Exalt®, based on the IOBC/WPRS toxicity classification, falls into class 1, denoting it as innocuous to both parasitoids, causing no significant reduction in parasitism. Regarding emergence, Belt® recorded the least substantial reduction in emergence for *C. flavipes*, while for *T. galloi*, the insecticide Intrepid® induced the least reduction in emergence. The insecticide Revolux® exhibited the most notable and significant difference in parasitoid longevity, which was lower in both cases. In conclusion, Belt® proved to be the least toxic to parasitoids through direct contact, albeit it yielded the most substantial reduction in *T. galloi* parasitism. Thus, the approach and intended objectives in pest management are pivotal considerations in insecticide selection. This study is expected to contribute to more efficient and sustainable control of the sugarcane borer, aiming for a judicious use of insecticides in sugarcane pest control, with the goal of greater compatibility between chemical and biological controls while minimizing adverse environmental impacts."

Keywords: sugarcane; biological control; agricultural pests; pesticides; parasitoid; sustainability.

1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar (OZBUN, 2023), tendo também uma grande diversidade de insetos associada a essa cultura, dos quais, mais de uma centena de espécies são consideradas pragas (primárias e secundárias), sendo 32 lepidópteros (RODRIGUES et al., 2012). Dentre as pragas primárias, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), popularmente conhecida como “broca-da-cana-de-açúcar”, pode reduzir a produtividade da cultura, tanto agrícola como industrialmente.

As lagartas da broca-da-cana-de-açúcar iniciam sua alimentação pelo parênquima das folhas e, normalmente após a primeira ecdise, perfuram os colmos da cana na altura das gemas, alcançam seu interior e constroem galerias para alimentação. Em aproximadamente 40 dias completam o desenvolvimento larval passando ao estágio de pupa, este com duração média de 9 a 14 dias, quando então emergem os adultos (GALLO et al., 2002).

Os danos causados às plantas pelas lagartas são classificados em diretos e indiretos. Os diretos incluem: “coração morto”, morte das folhas centrais pela destruição das gemas apicais, afinamento dos colmos e perda de peso, quebra dos colmos (especialmente devido às chuvas e ventos fortes) e enraizamento aéreo. Os indiretos são causados por microrganismos, particularmente fungos dos gêneros *Fusarium* e *Colletotrichum*, que penetram nas galerias feitas pelas lagartas, provocando a chamada “podridão vermelha”, reduzindo o teor de sacarose dos colmos e, conseqüentemente, o rendimento industrial (CARVALHO, 2011a).

Embora o controle químico seja ainda muito utilizado no combate à *D. saccharalis*, seu hábito de fazer galerias nos colmos da cana torna o método pouco eficiente, uma vez que, no interior do colmo, o inseticida não consegue atingir o inseto (OLIVEIRA et al., 2014). Associado aos problemas já ocorrentes nos canaviais, como o complexo broca-podridão e as cigarrinhas (Hemiptera: Cercopidae), pragas emergentes, como *Sphenophorus levis* (Vaurie, 1978) (Coleoptera: Curculionidae) e *Hyponeuma taltula* (Schaus, 1904) (Lepidoptera: Erebididae), passaram a ter lugar de destaque para produtores e pesquisadores, principalmente em função da proibição no

Brasil da queima pré-colheita da cana-de-açúcar (Lei no 11.241/2002), trazendo a necessidade de se desenvolver métodos alternativos de controle e com urgência.

O controle biológico da broca-da-cana-de-açúcar é uma realidade a algum tempo, havendo a necessidade dessa estratégia ser explorada também para outras pragas, inclusive as emergentes. Nesse sentido, alguns dos inimigos naturais mais importantes para o controle biológico na fase de ovo do inseto-praga pertencem ao gênero *Trichogramma* Westwood, 1833 (Hymenoptera: Trichogrammatidae). No Brasil, foram relacionadas várias espécies desses parasitoides em diferentes pragas agrícolas, correspondendo a um dos grupos de agentes dos mais utilizados no controle biológico aplicado (ZUCCHI, 1988; QUERINO e ZUCCHI, 2003a). *Trichogramma galloi* Zucchi, 1978 tem sido bastante utilizado no combate à *D. saccharalis*, apresentando resultados importantes no controle desta praga (PARRA e COELHO JÚNIOR, 2022). Outro agente de controle biológico amplamente utilizado na cultura da cana para controle de *D. saccharalis* é o parasitoide de lagartas *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) (DINARDO-MIRANDA et al., 2014).

A utilização do controle biológico pode diminuir significativamente a população de espécies-praga em várias culturas, além de não deixar resíduos no ambiente, não prejudicando, portanto, o homem e outros animais, e até mesmo à própria cultura. Pode ser considerado uma opção mais sustentável, se comparado a outros métodos, especialmente o químico (PARRA et al., 2002b). Entretanto, a inclusão de inseticidas em alguns casos se torna indispensável, onde o uso daqueles seletivos representa uma alternativa eficaz e bastante desejável para incorporação no Manejo Integrado de Pragas (MIP). É importante destacar que a escolha do produto ideal deve ser baseada em critérios como seletividade, toxicidade para os inimigos naturais, eficiência no controle da praga e segurança para o meio ambiente e saúde humana. Dessa forma, a combinação dessas estratégias pode ser a solução mais eficiente e sustentável para o controle de pragas na cana e em outras culturas (CARMO et al., 2009).

O objetivo deste estudo foi avaliar *in vitro* a seletividade de inseticidas químicos para os parasitoides *T. galloi* e *C. flavipes*, utilizados no controle da broca-da-cana-de-açúcar.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Considerações gerais

O Brasil tem se destacado como exemplo de sucesso no uso do controle biológico aplicado no combate a insetos-praga, abrangendo extensas áreas, especialmente na cultura da cana-de-açúcar (CONAB, 2023). Nesse sentido, o emprego de parasitoides, mais especificamente microhimenópteros, no controle da fase larval e de ovos de *D. saccharalis* já representa enorme sucesso no manejo de pragas, estando em contínuo crescimento (PARRA e ZUCCHI, 2004). No entanto, mesmo com o eficiente uso de organismos benéficos, os produtores muitas vezes ainda recorrem aos produtos químicos para combater *D. saccharalis*, particularmente, quando se defrontam com altas infestações.

A utilização combinada dos métodos biológico e químico, no manejo de insetos-praga na cultura da cana-de-açúcar, é uma estratégia eficiente para o controle da broca-da-cana-de-açúcar, podendo resultar em um sistema agrícola mais sustentável e eficiente, proporcionando benefícios tanto para a produção agrícola, quanto ao meio ambiente (CARMO et al., 2009).

A expansão das áreas de plantio vem aumentando a incidência de insetos-praga, o que tem afetado significativamente a produtividade dos cultivos agrícolas, inclusive o da cana (ALMEIDA, 2005). As pragas são reconhecidas como um dos principais problemas para a cana-de-açúcar no Brasil, uma vez que ocorre ampla diversidade de insetos, sendo várias espécies consideradas pragas de grande importância agrícola. Rodrigues et al. (2012) listaram 111 espécies de insetos-praga para a cana, das quais 32 são da ordem Lepidoptera, sendo as principais: *D. saccharalis*; *Diatraea flavipennella* (Box, 1931) (Lepidoptera: Crambidae); *Telchin licus licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae); cigarrinhas do gênero *Mahanarva*; e *H. taltula* (Schaus, 1904) (Lepidoptera: Erebididae). Mais recentemente inclui-se nessa lista *S. levis* (SELEGUIM, 2020).

2.2. Aspectos biológicos e morfológicos de *Diatraea saccharalis*

Diatraea saccharalis é uma praga que causa danos significativos às lavouras de cana-de-açúcar em todo o Brasil. As lagartas são esbranquiçadas, apresentando coloração marrom-escura na cabeça e manchas pelo corpo. Leva em média 53 a 60 dias para completar seu ciclo de desenvolvimento, com as fêmeas colocando cerca de 50 ovos por dia, normalmente na parte abaxial das folhas. As lagartas eclodem em quatro a nove dias e começam a se alimentar do parênquima das folhas; normalmente após a primeira ecdise penetram no colmo e começam a formar galerias de alimentação em seu interior. Em cerca de 40 dias completam o desenvolvimento, passando ao estágio de pupa, com duração de 9 a 14 dias, emergindo então o adulto (GALLO et al., 2002; MACEDO et al., 2015).

A longevidade dos adultos é de cinco a seis dias, com as fêmeas colocando em média 300 ovos durante todo o seu período reprodutivo e em condições propícias para seu desenvolvimento, incluindo temperatura de $25\pm 1^{\circ}\text{C}$, 60% de umidade relativa do ar e fotofase de 14 horas (SELEGHIM, 2020).

2.3. Impacto econômico de *Diatraea saccharalis*

Diatraea saccharalis é uma praga que causa grande impacto econômico em culturas de cana-de-açúcar, milho e sorgo em todo o mundo. Seu ataque pode resultar em perda de rendimento, diminuição da qualidade dos produtos agrícolas e aumento dos custos de produção. A infestação da broca-na-cana-de-açúcar pode causar danos diretos ou indiretos, como já relatado (ROSA e FERNANDES, 2020).

Esta espécie encontra-se amplamente distribuída no país, ocorrendo em estados do Sul, Centro-Oeste, Sudeste e Nordeste (GUEVARA e WIENDL, 1980). Os ataques realizados por essa praga são responsáveis por uma queda na produtividade de colmos de até 1,5% (DINARDO-MIRANDA et al., 2013). Em São Paulo, prejuízos anuais foram estimados em até US\$ 100 milhões, com infestação de 10% dos colmos (GITAHY et al., 2006), com elevadas densidades populacionais sendo encontradas nos canaviais de várias localidades, atingindo invariavelmente o “status” de praga-chave (TRIANA, 2019; SELEGHIM, 2020).

Além disso, a presença da praga impacta negativamente tanto na quantidade quanto na qualidade do caldo extraído da cana-de-açúcar, o que resulta em uma redução de 10% a 20% no rendimento de sacarose (CRUZ, 2007).

Nas plantações de milho pode causar danos de até 21% na produção (CRUZ et al., 2002), tornando igualmente necessário seu manejo e controle, com esse impacto econômico da *D. saccharalis* não se limitando apenas ao Brasil, sendo possível encontrar registros de sua presença em vários outros países. Segundo Cruz (2007), a redução no rendimento de grãos do milho pode acarretar perdas de 10% a 50%.

Diante desses estudos, fica claro que *D. saccharalis* é uma praga que causa um grande impacto econômico em várias culturas agrícolas, especialmente na cana, sendo a adoção de métodos de controle eficazes essencial para minimizar as perdas de produção agrícola e industrial, com reflexo positivo nos custos de produção.

2.4. Métodos de controle de *Diatraea saccharalis*

O controle químico, ainda muito utilizado no controle de *D. saccharalis* na fase larval, mostra-se eficiente apenas no início do desenvolvimento das lagartas quando o inseto fica exposto na folha, uma vez que após essa fase migra para o interior do colmo e permanece protegido da ação dos inseticidas. Já, os adultos podem migrar para áreas não tratadas, tornando o controle químico uma alternativa pouco eficiente (SELEGHIM, 2020).

A utilização de microhimenópteros para o controle da broca-da-cana-de-açúcar é uma opção já consolidada, considerando a experiência com outras espécies de lepidópteros (WAJNBERG e HASSAN, 1994). Como relatado anteriormente, o gênero *Trichogramma* possui várias espécies que podem ser utilizadas no MIP por apresentar alta eficiência no controle de pragas (PARRA e ZUCCHI, 1997).

Além de *T. galloi*, *C. flavipes* também tem sido utilizada em programas de manejo de pragas com bastante sucesso. O uso desses microhimenópteros apresenta vantagens em relação ao controle químico, uma vez que são específicos para as pragas e não prejudicam outros organismos presentes no ambiente (CHILSON-FUREY et al., 2019). Além disso, é possível realizar o controle biológico de forma

integrada, combinando o uso com outras técnicas de manejo (PARRA e ZUCCHI, 1997), e com outras opções de mais recente utilização, como nematoides (NEPs) e fungos entomopatogênicos. Nesse sentido, Svedese et al. (2013) relataram que o fungo *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. (Hypocreales: Cordycipitaceae) tem sido amplamente estudado como agente de controle biológico de *D. saccharalis*, mostrando-se eficiente na redução da população da praga. Além disso, Silva (2020) destacou que a utilização das espécies de nematoides do gênero *Steinernema* (Rhabditida: Steinernematidae) também apresentaram bom desempenho contra a praga.

Outra opção é a utilização de bactérias como o *Bacillus thuringiensis* (Berliner) (Bacillales: Bacillaceae) (Bt), que produz proteínas Cry tóxicas às lagartas de *D. saccharalis* e que, segundo Seleglim (2020), pode ser utilizada por meio de aplicações de bioinseticidas já existentes no mercado ou o plantio de variedades geneticamente modificadas expressando essas toxinas.

2.5. Inseticidas

Como *D. saccharalis* tem sido responsável por grande parte dos prejuízos econômicos em cana-de-açúcar, tem sido necessário em muitas áreas de cultivo, a adoção de medidas de controle com inseticidas químicos (WILSON, 2021). Esses produtos, ao serem lançados no meio ambiente, alcançam as plantas, o solo e os diferentes organismos presentes no ambiente, atingindo seu alvo por contato direto, exposição residual ou ingestão (DE-COCK et al., 1996; STANLEY e PREETHA, 2016).

A eficiência do controle de *D. saccharalis* depende não apenas do modo como o inseticida atinge o alvo, mas também do momento de aplicação, bem como do monitoramento efetivo permitindo que os produtos atinjam as lagartas ainda nas folhas e/ou bainhas foliares, antes da penetração no colmo (WHITE et al., 2008), o que aumenta significativamente a eficiência do controle. Dessa forma, a aplicação dos inseticidas químicos deve ser realizada enquanto a praga está nos primeiros instares larvais, sendo que, segundo Cruz (2007), é possível também atingir a lagarta que já se encontra no interior do colmo, nos momentos em que abandona a galeria durante

o processo de retirada dos excrementos, para a preparação da câmara pupal e posterior emergência do adulto.

Os piretroides de produção mais antiga são mais prejudiciais ao meio quando comparados aos inseticidas seletivos e mais modernos, como por exemplo um agonista do receptor de ecdisônio (tebufenozida), um inibidor da síntese de quitina (novaluron) e a diamida (clorantraniliprole) (WILSON et al., 2017; IRAC, 2021). Uma característica importante para os inseticidas químicos é a atividade sistêmica e período residual, uma vez que acontece a sobreposição de gerações de *D. saccharalis* durante o verão, o que pode permitir uma rápida reinfestação da praga (HENSLEY, 1971).

Com registro para controle de pragas na cana-de-açúcar e café, o Revolux® foi a única associação testada, sendo composto por metoxifenoazida + espinetoram, ingredientes ativos pertencentes aos grupos químicos das diacilhidrazinas e espinosinas, respectivamente. Esse produto atua por contato e ingestão (AGROLINK, 2021; AGROFIT, 2023), apresentando potencial risco a parasitoides utilizados no controle biológico de pragas da cana, embora, ambos os ingredientes ativos tenham se mostrado inócuos ao *Trichogramma pretiosum* (PAIVA, 2016). Estes ingredientes ativos foram também avaliados isoladamente, utilizando-se os produtos Intrepid® (metoxifenoazida) e Exalt® (espinetoram), e embora não tenham registro para uso em cana-de-açúcar, ambos são utilizados no controle de *D. saccharalis* em outras culturas. O Intrepid® é um produto inseticida a base de metoxifenoazida, um acelerador da ecdise que imita o hormônio natural da muda dos insetos - a ecdisona, atuando nas lagartas por ação na proteína receptora de ecdisona, ativando-a e iniciando o processo da muda. Dessa forma, os agonistas sintéticos não esteroidais da ecdisona apresentam toxicidade seletiva para certas ordens taxonômicas (ITO-HARASHIMA et al., 2017). O Exalt®, produto a base de espinetoram é um inseticida químico semissintético, registrado para o controle de pragas em várias culturas (AGROLINK, 2021), funcionando como modulador alostéricos de receptores nicotínicos da acetilcolina (AGROFIT, 2023), sendo recomendado para o manejo de lagartas na cultura da soja, agindo não somente em lepidópteros como também em Thysanoptera (RENKEMA et al., 2020).

O inseticida Belt® tem como ingrediente ativo a flubendiamida, pertencente ao grupo químico das diamidas do grupo do ácido ftálico. Inseticidas deste grupo atuam por contato e ingestão e são moduladores de receptores de rianodina, causando paralisia muscular e morte do inseto devido ao aumento na frequência de interação com os filamentos contráteis do citoplasma das células musculares, ocorrendo o encurtamento desses filamentos (MA et al., 2020). Este produto é registrado para pragas de várias culturas, mas, para a cana-de-açúcar, seu registro é especificamente para controle de *D. saccharalis* (AGROLINK, 2021). Paiva (2016) observou que, apesar de inócuo a *T. pretiosum* pode afetar negativamente suas gerações subsequentes.

Match® é um inseticida comercial à base de lufenuron, um ingrediente ativo pertencente ao grupo químico das benzoilureias, atuando na síntese de quitina e alterando o processo de ecdise (GALLO et al., 2002). De forma semelhante ao Belt®, este produto possui registro para o controle de pragas em diferentes culturas, sendo em cana-de-açúcar apenas para o controle da broca-da-cana-de-açúcar. Também existe relato de sua eficiência em adultos de *D. saccharalis* que se contaminam durante o processo alimentar, podendo provocar esterilidade, reduzir a fecundidade, além de afetar a viabilidade dos ovos (ÁVILA e NAKANO, 1999). De acordo com Schroeder et al. (1976), esse produto possui alta especificidade à broca, além de baixa toxicidade a outros invertebrados.

2.6. *Trichogramma* spp.

Existem cerca de 200 espécies de *Trichogramma* descritas mundialmente, das quais 28 ocorrem no Brasil (ZUCCHI, 1988; QUERINO e ZUCCHI, 2003a). A utilização de espécies desse gênero no manejo integrado de pragas vem crescendo nos últimos anos no Brasil, com estudos indicando como alternativa para controle de pragas, tendo os primeiros relatos em 1940, com *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) (PARRA e ZUCCHI, 2004).

Estudos têm demonstrado que a liberação de *Trichogramma* pode ser uma alternativa eficiente para o controle de pragas em diversas culturas, o que já vem sendo utilizada em aproximadamente 800 mil hectares, em vários cultivos, incluindo

milho, tomate, frutas, algodão e cana. No entanto, é importante salientar que a eficiência da liberação de *Trichogramma* no campo depende de diversos fatores, dentre os quais estão as condições climáticas, a densidade de hospedeiro e a frequência de liberação (PARRA et al., 2015)

Os ovos de lepidópteros são as principais fontes de alimento para imaturos da maioria das espécies de *Trichogramma*, sendo importante considerar as condições de temperatura e umidade para o desenvolvimento do parasitoide e do hospedeiro, uma vez que essas variáveis abióticas podem influenciar no desenvolvimento do inseto, na eficiência do parasitismo e na longevidade. Para criação e manutenção de *Trichogramma* em laboratório, em pequena ou em larga escala, é extremamente importante associar os fatores abióticos com a qualidade nutricional do hospedeiro, o que permite obter parasitoides de boa qualidade biológica, acarretando bom desempenho na liberação no campo e respectiva eficiência de controle (PARRA e ZUCCHI, 2004).

2.6.1. Aspectos biológicos e morfológicos de *Trichogramma*

O gênero *Trichogramma* possui uma ampla distribuição geográfica, sendo considerado cosmopolita; na América do Sul várias espécies podem ser encontradas em países como Venezuela, Colômbia, Chile, Peru, Uruguai, Argentina, Bolívia, Paraguai e Brasil, com algumas já relatadas nos estados do Paraná, Minas Gerais, São Paulo e Rio de Janeiro (QUERINO e ZUCCHI, 2003b).

Esses insetos possuem o desenvolvimento holometábólico, ou seja, realizam metamorfose completa, apresentando em seu ciclo de desenvolvimento os estádios de ovo, larva (com um ínstar), pupa e adultos, sendo que exceto à fase adulta, todas as outras ocorrem no interior do ovo parasitado (MOUTIA e COURTOIS, 1952; VOLKOFF et al., 1995). Sua reprodução pode ser sexuada ou por partenogênese (DOUTT, 1959), com o desenvolvimento muito influenciado por fatores abióticos, sendo a temperatura, como já mencionado, um dos mais importantes, uma vez que pode afetar a duração do desenvolvimento, a relação sexual, o parasitismo e até mesmo a longevidade dos adultos (CALVIN et al., 1984).

Algumas estruturas anatômicas encontradas nos representantes da família Trichogrammatidae são: tarsos tri-segmentados, que os diferencia de qualquer outro Chalcidoidea; corpo compacto, sem distinta constrição entre o mesossoma e metassoma; cutícula lisa, raramente esculturada; dimorfismo sexual na antena em vários gêneros; tórulo na margem inferior do olho; pronoto curto; asa anterior variando de extremamente estreita a muito larga; ocasionalmente podem ser ápteros ou braquípteros; distribuição das cerdas disciais variável nas asas anteriores e posteriores, comumente em linhas distintas (PINTO, 1997).

2.6.2. *Trichogramma galloi* no manejo de *Diatraea saccharalis*

Existe certa complexidade em controlar pragas agrícolas, ainda mais quando se utiliza outro ser vivo como agente controlador, como ocorre no controle biológico. Parte do sucesso utilizando controle biológico está na identificação da espécie com melhor sinergia para atuar, de forma mais eficiente, em determinada praga (PARRA et al., 2002a).

Nos agroecossistemas, as taxas de parasitismo natural por *Trichogramma* são relativamente altas, geralmente em espécies nativas. Dessa forma, é fundamental estudar e conhecer a diversidade local, para preservá-la e até mesmo utilizá-la no MIP (PINTO e STOUTHAMER, 1994; MONJE, 1995; PINTO, 1998).

Espécies de parasitoides que ocorrem predominantemente em áreas agrícolas, já são relativamente bem conhecidos, também com boa identificação de suas sinergias com os hospedeiros. No Brasil ocorrem 26 espécies, e cinco delas em plantações de cana-de-açúcar, parasitando ovos de *D. saccharalis*, dentre elas, *T. galloi* (QUERINO e ZUCCHI, 2012).

Para garantir melhor desempenho do parasitoide é importante também definir as condições ideais para sua liberação, que implica em condições abióticas mais propícias ao seu desenvolvimento e atividades de forrageamento (PARRA e ZUCCHI, 2004), não sendo recomendado sua liberação quando há previsão de chuva ou logo após as chuvas.

Existem diferentes métodos de liberação que podem ser utilizados de acordo com a complexidade e as necessidades do sistema. Um método simples envolve a liberação de adultos diretamente no campo, utilizando recipientes de plástico ou vidro,

por outro lado, métodos mais sofisticados podem ser empregados, como a liberação por meio de drones, uma alternativa eficaz para liberação desses parasitoides (PARRA et al., 2023).

Para determinar o número adequado de parasitoides a serem liberados são necessários testes prévios em laboratório, semicampo e campo. Lopes (1988) estimou que uma proporção ideal, para a cultura da cana-de-açúcar, seria de 1,6 parasitoides (*Trichogramma* spp.) por ovo da praga. Essa estimativa é importante para aumentar a eficácia do controle biológico, equilibrando a relação entre parasitoides e ovos da praga alvo.

Deve ser também ressaltado que, além dos estudos de Lopes (1988), a determinação do número ideal de parasitoides liberados varia dependendo do sistema de cultivo e com as diferentes espécies de parasitoides. Portanto, é necessário realizar testes para cada contexto, a fim de se estabelecer as proporções ideais (praga/parasitoide) que garantam um controle eficaz.

Na literatura pertinente são registradas diferentes faixas de liberação de parasitoides em culturas de citros e outras frutas. Essas faixas variam de 70.000 a 3,8 milhões de parasitoides por hectare, ou de 9.000 a 50.000 parasitoides por planta (OATMAN e PLATNER 1985; HASSAN et al., 1988; NEWTON e ODENDAAL 1990; GLENN e HOFFMANN, 1997; MILLS et al., 2000). É importante frisar que esses números são resultados de estudos específicos realizados em diferentes contextos e devem ser adaptados às condições locais e às características da praga-alvo em questão.

2.7. *Cotesia flavipes*

De origem asiática, o parasitoide *C. flavipes* foi introduzido em diferentes regiões do mundo. No Brasil, em 1971, cientistas da Esalq/USP, Piracicaba, SP, tentaram sua introdução no Estado de São Paulo, sem sucesso. Em 1974, em uma segunda tentativa no estado de Alagoas, se obteve uma alta taxa de parasitismo, culminando com a implementação do Programa Nacional de Controle Integrado da broca-da-cana-de-açúcar pelo Planalsucar - Programa Nacional de Melhoramento da Cana-de-Açúcar, que se tornou com o passar dos anos o maior programa de controle

biólogo aplicado do mundo (MENDONÇA et al., 1996; BOTELHO e MACEDO, 2002). Em 1978, novas linhagens do parasitoide, originárias da Índia e Paquistão, com maior resistência a regiões frias e úmidas, foram introduzidas no estado de São Paulo. Com isso, os índices de parasitismo aumentaram devido a adaptabilidade dessas linhagens (MENDONÇA et al., 1996; BOTELHO e MACEDO, 2002).

2.7.1. Aspectos biológicos e morfológicos de *Cotesia flavipes*

Cotesia flavipes é um inseto gregário, endoparasítico e cenobionte, com aproximadamente 2 a 3 mm de comprimento e coloração negra (PINTO et al., 2006). Por ser um parasitoide larval que se desenvolve por metamorfose completa (holometabolia), seu ciclo de vida é influenciado especialmente pela idade do hospedeiro, umidade e temperatura. A duração do período de ovo à pupa varia entre 11 e 18 dias, com o ciclo de vida se completando em aproximadamente 20 dias (PÁDUA et al., 1994; EMANA, 2007).

Esse parasitoide pode realizar reprodução por partenogênese arrenótoca, ou seja, machos são originados de ovos não fertilizados, enquanto fêmeas se desenvolvem a partir de ovos fertilizados. Uma característica importante para a diferenciação sexual é que as fêmeas possuem antenas menores (BOTELHO e MACEDO, 2002).

As fêmeas de *C. flavipes* têm preferência pelas lagartas de *D. saccharalis* a partir do 3º ínstar. Após localizar o hospedeiro, introduz o ovipositor e deposita de 60 a 65 ovos. Esses ovos são colocados na hemocèle e, após três a quatro dias, as larvas eclodem. O desenvolvimento larval é concluído em cerca de doze dias, passando por três instares, quando deixam as lagartas hospedeiras transformando-se em pupas próximas a elas formando uma “massa de pupas”, de onde emergem os adultos (MACEDO e ARAÚJO, 2000; PARRA, 2000).

2.7.2. *Cotesia flavipes* no manejo de *Diatraea saccharalis*

Desde a introdução de *C. flavipes* no Brasil foram registrados vários relatos de sucesso ao longo dos anos, resultando em um crescimento anual de cerca de 20%

em seu uso (PARRA e COELHO JÚNIOR, 2019), sendo a espécie reconhecida como um dos principais parasitoides utilizados no controle de *D. saccharalis*, com cerca de três milhões e meio de hectares de cana-de-açúcar tratados anualmente no Brasil (PARRA e COELHO, 2019).

Semelhante a *Trichogramma*, é importante estar atento a fatores externos, como temperatura, para a liberação, uma vez que, segundo Rôdas et al. (2019), a mínima oscilação de temperatura afeta a atividade desses insetos, sendo que, após entrarem no canavial, a variação de temperatura diminui drasticamente, criando assim um microclima que auxilia na atividade do parasitoide.

Avanços na tecnologia de liberação de *C. flavipes* ocorreram nos últimos anos, com a decisão do momento mais oportuno para a liberação dependendo do método de amostragem da praga que deve ser o mais preciso possível e de fácil aplicação, garantindo o sucesso no controle da praga. Estudos realizados por Carvalho (2011b) demonstraram maior precisão de amostragem em duas linhas paralelas, independentemente do tamanho dessas linhas. Com base nessa informação, Dinardo-Miranda et al. (2011) desenvolveram uma nova metodologia de levantamento periódico da população da praga, tendo essa abordagem contribuído para o aprimoramento do monitoramento e controle efetivo da praga.

Para a soltura manual de *C. flavipes* em áreas de cana-de-açúcar são utilizados oito pontos de liberação com 9000 parasitoides por hectare, obtendo-se desse modo efeito significativo, especialmente nos casos de baixas infestações de lagartas (cerca de 1000 por hectare) (IVAN et al., 2013). Mais recentemente está sendo adotado liberação de adultos de *C. flavipes* em cápsulas por drones em linhas de 25 metros.

Quando o controle da broca-da-cana-de-açúcar é realizado exclusivamente com *C. flavipes* torna-se necessário realizar pelo menos duas liberações durante a safra. No entanto, é importante ressaltar que o uso desse inseto geralmente não reduz a infestação para menos de 3% (SOUZA et al., 2019).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os bioensaios foram conduzidos no Laboratório de Biologia e Criação de Insetos (LBCI), Departamento de Ciências da Produção Agrícola (Fitossanidade) (DCPA-F), na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Jaboticabal, SP. O estudo foi realizado em incubadora B.O.D. com condições controladas de temperatura ($25 \pm 2^\circ\text{C}$), umidade relativa ($70 \pm 10\%$) e fotoperíodo (12 horas de luz/ escuro).

3.1. Obtenção dos insetos (*Diatraea saccharalis*, *Cotesia flavipes* e *Trichogramma galloi*)

Os insetos *D. saccharalis* e *C. flavipes* (Figura 1) foram obtidos em uma biofábrica situada no município de Pradópolis, SP, enquanto *T. galloi* foi proveniente de uma população mantida no LBCI.



Figura 1. Posturas e lagartas de *Diatraea saccharalis* (folha A4 e tubos de ensaio) e massa pupal e adultos de *Cotesia flavipes* (potes), oriundos da biofábrica.

A criação do *T. galloi* foi realizada mediante a utilização de posturas de *D. saccharalis*, seu hospedeiro natural. Aproximadamente 500 ovos do hospedeiro foram oferecidos aos parasitoides, os quais foram mantidos em tubos de ensaio de fundo chato (8 cm de altura X 2 cm de diâmetro), contendo cerca de 30 fêmeas recém-emergidas do parasitoide. Uma gotícula de mel foi depositada internamente na superfície de cada tubo, a fim de servir de alimento para os adultos.

Os ovos do hospedeiro foram substituídos a cada 24 horas, ao longo de um período de três dias consecutivos. Os ovos foram, posteriormente, transferidos utilizando-se pinças, para tubos semelhantes, vedados com filme plástico de PVC, permanecendo nesses recipientes até a emergência dos adultos, que foram utilizados nos bioensaios.

3.2. Inseticidas comerciais

Os produtos inseticidas comerciais testados foram: Belt[®], Exalt[®], Intrepid[®], Match[®] e Revolut[®]. Belt[®], Match[®] e Revolut[®] foram utilizados nas dosagens recomendadas pelos fabricantes (Tabela 1) para controle de *D. saccharalis* na cana-de-açúcar. Os produtos Exalt[®] e Intrepid[®] foram utilizados por conter os ingredientes ativos presente no Revolut[®] e, embora não possuam dose recomendada para a cana-de-açúcar, são empregados no controle de *D. saccharalis* na cultura do sorgo (AGROLINK, 2021). Para obtenção das dosagens, os inseticidas foram diluídos em água deionizada conforme recomendado pelos fabricantes e ajustadas ao volume utilizado nos bioensaios (200 mL).

Tabela 1. Inseticidas e respectivas dosagens recomendadas pelos fabricantes para aplicação em campo e dosagens dos produtos utilizadas nos bioensaios de avaliação da toxicidade a parasitoides.

Tratamento	Dosagem do i.a. (mL/ha)	Volume da calda (L)	Dosagem utilizada (mL/200 mL de água)
Match® EC (lufenuron)	300 a 400	200	0,35
Revolux® (metoxifenoazida + espinetoram)	100 a 200	200	0,15
Intrepid® 240 SC (metoxifenoazida)	150 a 180	300	0,11
Belt® (flubendiamida)	70 a 100	200	0,085
Exalt® (espinetoram)	50 a 100	150	0,10

i.a – ingrediente ativo

3.3. Criação de *Trichogramma galloi* no laboratório

Os espécimes de *T. galloi* utilizados nos bioensaios foram oriundos da criação mantida no LBCI, seguindo a metodologia descrita por De Bortoli (2012) com algumas adaptações. Para a manutenção dessa criação em laboratório, ovos de *C. cephalonica* foram fixados em cartelas de papel cartolina (4,0 cm x 1,0 cm) contendo adesivo dupla face. Na parte posterior da cartela foi anotada a data de oferecimento dos ovos aos parasitoides, para controle do desenvolvimento e previsão de emergência dos adultos. Os ovos do hospedeiro foram distribuídos uniformemente na superfície do adesivo e, em seguida, as cartelas foram expostas à luz germicida por 45 minutos para a inviabilização dos embriões, prevenindo a emergência das larvas do hospedeiro. As cartelas com os ovos esterilizados foram então oferecidas aos parasitoides adultos e mantidas em tubos de ensaio de fundo chato (8,0 cm x 2,0 cm), vedados com filme de PVC. Para a alimentação dos parasitoides adultos foi depositada uma gotícula de mel na superfície interna dos tubos. As cartelas oferecidas aos parasitoides foram levadas para a sala de criação, com temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12 horas de luz e 12 horas de escuro, sendo expostas ao parasitismo por 24 horas.

Para a realização dos bioensaios, a criação de *T. galloi* foi realizada a partir de posturas de *D. saccharalis*, como citado anteriormente, com aproximadamente 500

ovos do hospedeiro oferecidos aos parasitoides em tubos de ensaio de fundo chato (8,0 cm de altura x 2,0 cm de diâmetro), contendo cerca de 30 fêmeas recém-emergidas do parasitoide e uma gota de mel adicionada à superfície lateral interna de cada tubo como alimento. Os ovos foram substituídos a cada 24 horas por 3 dias consecutivos, sendo aqueles parasitados transferidos para outros tubos semelhantes, vedados com filme plástico de PVC, onde emergiram os adultos utilizados nos bioensaios.

Com relação as demais criações (*C. flavipes* e *D. saccharalis*), as informações não foram disponibilizadas pela biofábrica que cedeu os insetos.

3.4. Bioensaios

3.4.1. Toxicidade dos inseticidas a parasitoides adultos

Para avaliar a toxicidade por contato dos inseticidas, adotou-se a metodologia do ensaio de resíduo seco, adaptada de Ko et al (2015). Diferente de Ko et al (2015), os tubos permaneceram secando por mais tempo e os parasitoides foram expostos aos inseticidas todo tempo, ou seja, permaneceram no tubo até a morte. Foram aplicados 5,0 mL da calda dos inseticidas, nas dosagens recomendadas pelos fabricantes, conforme indicado na Tabela 1, em tubos de vidro de fundo chato (8,0 cm de altura x 2,0 cm de diâmetro), com os tubos submetidos a rotação manual a fim de garantir distribuição homogênea do inseticida na superfície interna (Figura 2).

Como grupo controle, utilizaram-se tubos completamente secos e livres de qualquer agente químico. Após a aplicação dos produtos, os tubos foram dispostos em uma câmara de fluxo laminar, onde permaneceram em condições de temperatura ambiente por um período de 24 horas para a completa secagem. Em seguida, adultos de *C. flavipes* (N= 10) e de *T. galloi* (N= 15), com idade até 24 horas, foram introduzidos nos tubos de ensaio, sem adição de alimento e os tubos vedados com filme de PVC. Foram conduzidas 10 repetições para cada tratamento, com ambos os parasitoides. Decorridas 24 horas de exposição aos inseticidas procedeu-se à contagem do número de indivíduos mortos.



Figura 2. Impregnação de tubo de ensaio de fundo chato com 5mL de calda inseticida.

3.4.2. Determinação da CL₅₀ para *Diatraea saccharalis*

Lagartas de 2^o ínstar de *D. saccharalis* foram utilizadas para a determinação da CL₅₀ de cada inseticida. Para tanto, foram testadas sete dosagens (100%, 85%, 70%, 55%, 40%, 25% e 10%) em função da dose média recomendada (Tabela1), sendo aplicada a calda dos produtos inseticidas em cada lagarta (2,0 µL/ lagarta, formando uma gotícula ao seu redor). As lagartas foram observadas diariamente durante cinco dias a partir da aplicação, para verificação da mortalidade (Figura 3).

Para garantir uma amostragem adequada foram utilizadas 100 lagartas por dosagem/tratamento. A mortalidade de lagartas foi avaliada considerando-se como morta aquela que apresentava total imobilidade ao ser tocada por um pincel de cerdas macias.

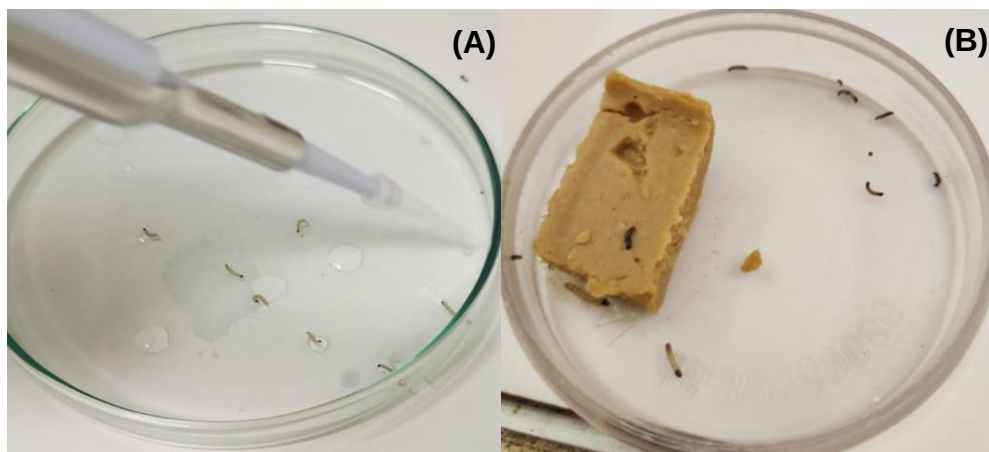


Figura 3. Aplicação de calda inseticida em lagartas de 2º ínstar de *Diatraea saccharalis* (A) e avaliação da mortalidade (B).

3.4.3. Parasitismo de *Trichogramma galloi* em ovos de *Diatraea saccharalis* tratados com inseticidas

Cartelas com posturas de *D. saccharalis*, com média de 25 ovos até 24 horas de desenvolvimento embrionário, foram impregnadas com produtos inseticidas conforme as dosagens obtidas nos bioensaios para determinação da CL₅₀ em lagartas (tópico 4.4.2). As posturas foram imersas nas caldas inseticidas por 10 segundos e, após este procedimento, foram mantidas em câmara de fluxo laminar até a secagem (Figura 4). Para o controle, novamente foram utilizados tubos completamente secos e livres de qualquer tratamento. Posteriormente, as posturas foram oferecidas a *T. galloi* durante 24 horas. Foi utilizado um casal do parasitoide para cada postura em um tubo de ensaio de fundo chato (8,0 cm x 2,0 cm), constituindo uma repetição. No total foram realizadas 20 repetições por tratamento, incluindo o grupo testemunha (Figura 4). Os tubos foram vedados com filme plástico PVC após a introdução dos parasitoides e armazenados em câmaras tipo BOD a $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e fotoperíodo de 12h L:12h E.

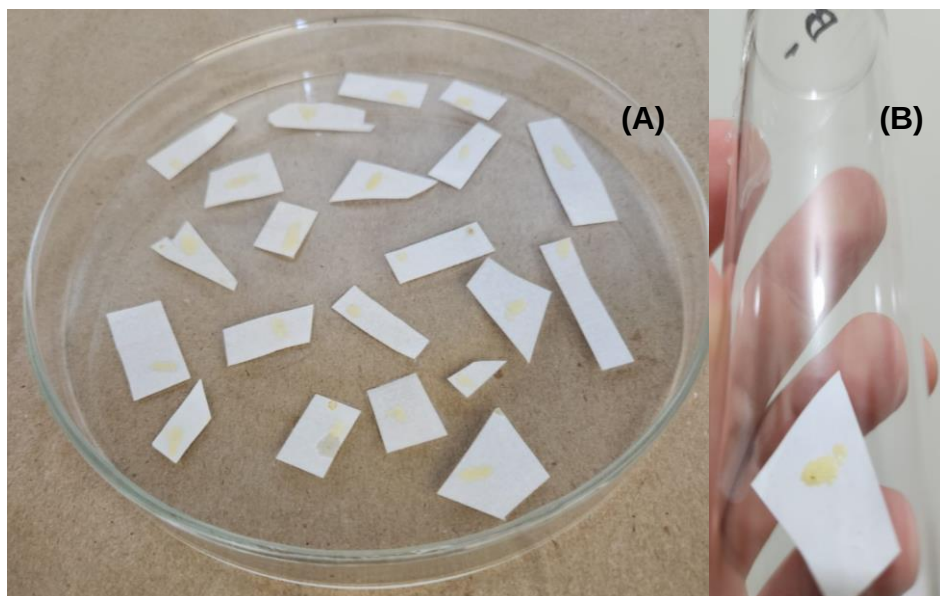


Figura 4. Posturas de *Diatraea saccharalis* imersas em calda inseticida (A) e posteriormente oferecidas ao parasitoide.

Posteriormente, os tubos foram monitorados do início da emergência do primeiro indivíduo até a morte de todos os adultos emergidos, sendo determinada a porcentagem de parasitismo (número de ovos escuros/número de ovos oferecidos x 100); porcentagem de emergência (número de adultos emergidos/número de ovos parasitados x 100). Também foi determinado o período de ovo à pupa e período pupa, além do período de longevidade dos adultos (sem alimento).

3.4.4. Parasitismo de *Cotesia flavipes* em lagartas de *Diatraea saccharalis* tratadas com inseticidas

Lagartas de *D. saccharalis* de terceiro ínstar foram expostas à CL_{50} dos inseticidas (2 μ L), na região dorsal próximo a cápsula cefálica e mantidas em placas de Petri descartáveis (6,0 cm de diâmetro) por duas horas. Vale ressaltar que a determinação da CL_{50} foi realizada em lagartas de segundo ínstar por ser este normalmente o estágio que a lagarta entra no colmo, sendo no bioensaio de parasitismo utilizadas lagartas de terceiro ínstar, por ser este o estágio parasitado por *C. flavipes*. Depois deste período, as lagartas foram oferecidas aos parasitoides (Figura 5) na proporção de uma lagarta por fêmea do parasitoide, sendo considerada

como parasitada a lagarta que tivesse o adulto de *C. flavipes* imóvel por no mínimo cinco segundos e realizasse o levantamento das asas, comportamento de oviposição da espécie. Posteriormente, cada grupo de cinco lagartas parasitadas foi colocado em uma placa de Petri descartável (6,0 cm de diâmetro) contendo um pedaço de dieta artificial (2 cm x 2 cm), sendo cada placa considerada uma repetição. Foram realizadas 20 repetições por tratamento, num total de 120 repetições nesse bioensaio.

Foram determinadas as taxas de parasitismo (número de lagartas parasitadas/número de lagartas oferecidas x 100) e de emergência (número de adultos /número de casulos do parasitoide x 100). Também foi determinado o período de ovo à pupa e período pupa, além da longevidade dos adultos (sem alimento).



Figura 5. Lagarta de *Diatraea saccharalis*, impregnada com inseticida, oferecida ao parasitismo por *Cotesia flavipes*.

3.5. Análise estatística

O delineamento dos estudos descritos nos tópicos 3.4.3 e 3.4.4 foi inteiramente casualizado. Em ambos foram utilizados seis tratamentos com 20 repetições/tratamento. Os dados foram submetidos aos testes de Kolmogorov e Bartlett para verificação da normalidade e homogeneidade de variância,

respectivamente. Os resultados foram analisados pelo PROC ANOVA, com as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5%. Quando não atenderam aos requisitos da ANOVA foram submetidos à análise não paramétrica, sendo as médias comparadas pelo teste de Kruskal-Wallis utilizando o PROC NPARWAY (SAS INSTITUTE, 2022).

Os resultados de mortalidade, porcentagem de parasitismo e porcentagem de emergência foram submetidos aos testes de Shapiro-Wilk (SHAPIRO e WILK, 1965) e Bartlett (SNEDECOR e COCHRAN, 1989) para verificação de normalidade e homogeneidade da variância, respectivamente. Quando foi encontrada diferença significativa, o teste de Tukey ($P \leq 0,05$) foi utilizado para comparações entre os tratamentos. Para os dados que não atenderam aos requisitos da ANOVA utilizou-se a análise não paramétrica, com as médias comparadas pelo teste de Kruskal-Wallis utilizando o PROC NPARWAY.

Para a estimativa das Concentrações Letais 50 (CL₅₀), os resultados de mortalidade foram submetidos à análise de variância usando a Análise de Probit pelo programa SAS (SAS INSTITUTE, 2022).

4. RESULTADOS

Os resultados obtidos no presente estudo comprovam que produtos químicos utilizados no controle de pragas da cana-de-açúcar podem afetar inimigos naturais presentes no ambiente, como aconteceu com as duas espécies de parasitoides utilizados no trabalho atual.

Os resultados de mortalidade de *C. flavipes* e *T. galloi*, expressos em porcentagens, após 24 horas da aplicação dos tratamentos encontram-se na Tabela 2. Nos bioensaios com *C. flavipes*, o grupo controle apresentou taxa de mortalidade média de $34,00\% \pm 7,91$, enquanto os inseticidas Match®, Revolux®, Intrepid® e Exalt® resultaram em taxas de mortalidade superiores a 90%. A menor toxicidade a este parasitoide foi demonstrada pelo Belt®, com apenas $22,00\% \pm 5,12$ de mortalidade. Os resultados da análise estatística ($\chi^2 = 52,51$; $p < 0,0001$) indicaram diferenças altamente significativas entre os tratamentos, destacando-se que Belt® provocou mortalidade inferior à do controle.

No caso de *T. galloi*, o controle apresentou taxa de mortalidade média de $37,33\% \pm 7,38$, enquanto os inseticidas Match®, Revolux®, Intrepid® e Exalt® apresentaram taxas de mortalidade de superiores à 80%, diferindo significativamente do grupo controle e semelhantes entre si ($\chi^2 = 44,44$; $p < 0,0001$). O inseticida Belt® resultou em mortalidade inferior a 60%, significativamente menor que os demais produtos inseticidas.

Tabela 2. Mortalidade de adultos de *Cotesia flavipes* e *Trichogramma galloi* em contato com resíduo seco de inseticidas, 24 horas após exposição.

Tratamentos	Mortalidade <i>C. flavipes</i> ¹ (%)	Mortalidade <i>T. galloi</i> ² (%)
Controle	$34,00 \pm 7,91$ b	$37,33 \pm 7,38$ c
Match®	$100,00 \pm 0,00$ a	$92,66 \pm 4,91$ a
Revolux®	$100,00 \pm 0,00$ a	$100,00 \pm 0,00$ a
Intrepid®	$94,00 \pm 2,66$ a	$82,66 \pm 6,68$ a
Belt®	$22,00 \pm 5,12$ c	$58,66 \pm 2,39$ b
Exalt®	$100,00 \pm 0,00$ a	$100,00 \pm 0,00$ a

¹ = $\chi^2 = 52,51$; $p < 0,0001$

² = $\chi^2 = 44,44$; $p < 0,0001$

Médias seguidas de mesmas letras, nas colunas, não diferem entre si.

Os resultados da determinação das concentrações letais (CL₅₀) dos produtos à *D. saccharalis*, utilizadas na avaliação de efeitos subletais em *C. flavipes* e *T. galloi*, são apresentados na Tabela 3.

Os resultados da Tabela 4 reportam as taxas de parasitismo e de emergência de *C. flavipes* quando exposta aos hospedeiros (lagartas) tratados com inseticidas. Como esperado, a taxa de parasitismo no grupo controle foi a mais elevada (93,68% $\pm$ 2,67), diferindo significativamente dos inseticidas, exceto o espinetoram (Exalt[®]), que apresentou parasitismo de 84,00 $\pm$ 4,49%. Para os demais inseticidas - lufenuron (Match[®]), flubendiamida (Belt[®]) e metoxifenoza + espinetoram (Revolux[®]), o parasitismo foi significativamente menor, variando entre 30% e 70%. Em relação à classificação de toxicidade segundo a IOBC/WPRS, Match[®] e Exalt[®] foram considerados inócuos, enquanto Belt[®], Revolux[®] e Intrepid[®] se mostraram levemente nocivos.

Tabela 3. Toxicidade (CL₅₀) de inseticidas aplicados topicamente em lagartas de 2^o ínstar de *Diatraea saccharalis*.

Tratamentos	CL ₅₀ (mL)	GL	χ^2
Match [®]	0,0477 (0,0321 – 0,0592)	6	11,9860
Revolux [®]	0,0003 (0,0003 – 0,0007)	8	12,2486
Intrepid [®]	0,0565 (0,0502 – 0,0639)	4	4,1981
Belt [®]	0,0020 (0,0011 – 0,0030)	5	10,2149
Exalt [®]	0,0043 (0,0030 – 0,0063)	5	3,4065

A emergência de *C. flavipes* no grupo controle foi a mais elevada (93,61% $\pm$ 1,01), com Match[®] (46,45% $\pm$ 3,54) apresentando a menor taxa de emergência, diferindo significativamente do controle e dos demais tratamentos. Com emergência superior a 88%, os inseticidas Belt[®], Revolux[®] e Exalt[®] não diferiram do controle e, portanto, não demonstraram efeito negativo neste parâmetro, sendo considerados inócuos. Apesar de inferior aos demais inseticidas, o Intrepid[®] (72,70%) também foi classificado como inócuo em relação à emergência de *C. flavipes*.

Os resultados referentes à ação dos inseticidas nos parâmetros biológicos de *C. flavipes* incluíram o período ovo-pupa, período pupal e longevidade (Tabela 5). Foi observado que os tratamentos Intrepid[®] e Revolux[®] apresentaram o período ovo-pupa mais curto, com média de 11,00 $\pm$ 0,00 dias, enquanto este período no grupo controle

foi de $15,50 \pm 0,50$ dias. Por outro lado, os tratamentos Belt® e Exalt® tiveram os períodos mais longos, ambos com $18,00 \pm 0,00$ dias.

Em relação ao período pupal, observou-se que o tratamento com Match® resultou em uma fase pupal mais longa, com média de $8,75 \pm 0,048$ dias, enquanto no controle este período foi de $7,48 \pm 0,054$ dias. Por outro lado, os tratamentos Belt®, Exalt®, Intrepid® e Revolut® exibiram um período pupal significativamente mais curto, com média de cinco dias. A ANOVA demonstrou diferenças altamente significativas ($\chi^2 = 368,64$, $p < 0,0001$) entre os tratamentos, indicando que a escolha do tratamento afeta substancialmente o período pupal dos organismos estudados.

Tabela 4. Frequências relativas de parasitismo e emergência de *Cotesia flavipes* em lagartas de *Diatraea saccharalis* tratadas com inseticidas.

Tratamentos	Parasitismo (%)	RP ¹	Classe (IOBC) ³	Emergência (%)	RE ²	Classe (IOBC) ³
Controle	$93,68 \pm 2,67$ a	-	-	$93,61 \pm 1,01$ a	-	-
Match®	$69,75 \pm 3,22$ b	25,54	1	$46,45 \pm 3,54$ c	50,38	2
Revolut®	$51,57 \pm 4,91$ b	44,95	2	$89,22 \pm 2,01$ a	4,69	1
Intrepid®	$30,00 \pm 5,04$ c	67,98	2	$72,70 \pm 2,98$ b	22,34	1
Belt®	$61,17 \pm 7,75$ b	34,70	2	$91,07 \pm 1,21$ a	2,71	1
Exalt®	$84,00 \pm 4,49$ a	10,33	1	$88,72 \pm 1,76$ a	5,22	1
χ^2	50,83			62,75		
P	<0,0001			<0,0001		

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si (Tukey $P < 0,05$).

RP¹ - efeito do inseticida no parasitismo; RP (%) = $(1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt = parasitismo no tratamento e Pc no controle. RE² - efeito do inseticida na emergência; RE (%) = $(1 - Et/Ec) \times 100$; Et = emergência no tratamento e Ec no controle.

Classes da IOBC/WPRS³ para teste de seletividade, onde 1 = inócuo (<30%), 2 = levemente nocivo (30-79%), 3 = moderadamente nocivo (80-99%), 4 = nocivo (>99%).

Em todos os tratamentos, incluindo o controle, a longevidade ficou entre 2,0 e 2,6 dias (Tabela 5). Longevidade significativamente maior foi observada no tratamento com Match® (2,60 dias), enquanto a menor ocorreu com Revolut® (2,00 dias). O controle e os demais inseticidas apresentaram efeitos intermediários e semelhantes entre si.

As frequências relativas de parasitismo e emergência de *T. galloi* expostos aos tratamentos são apresentadas na Tabela 6. No controle o parasitismo foi de 7,73%, resultado semelhante ao Exalt® (7,22%). Embora com frequência relativa de

parasitismo bem maior, o Intrepid® (13,34%) não diferiu significativamente do controle. O tratamento com os inseticidas Match® (0,85%) e Revolut® (1,28%) resultaram em baixas taxas de parasitismo (<1,3%), superadas apenas pelo Belt®, no qual não ocorreu parasitismo. Em relação à classificação de toxicidade da IOBC/WPRS, o Exalt® encontra-se na Classe 1 (inócuo), enquanto Match® e Revolut® foram classificados como moderadamente nocivos (Classe 3) e Belt® mostrou-se nocivo (Classe 4) ao parasitoide. Deve ser destacado que o tratamento com Intrepid® aparentemente provocou um aumento no parasitismo quando comparado com o controle, apesar de não ter um RP calculado, pode ser considerado inócuo ao parasitoide segundo a classificação da IOBC/WPRS.

Tabela 5. Duração de parâmetros biológicos de *Cotesia flavipes* após parasitismo em lagartas de *Diatraea saccharalis* tratadas com inseticidas.

Tratamento	Período ovo-pupa (dias)	Período pupal (dias)	Longevidade de adultos (dias)
Controle	15,50 ± 0,50 b	7,48 ± 0,054 b	2,12 ± 0,10 bc
Match®	14,24 ± 0,43 c	8,75 ± 0,048 a	2,60 ± 0,09 a
Revolut®	11,00 ± 0,00 d	5,00 ± 0,000 c	2,00 ± 0,15 c
Intrepid®	11,00 ± 0,00 d	5,00 ± 0,000 c	2,04 ± 0,14 c
Belt®	18,00 ± 0,00 a	5,00 ± 0,000 c	2,08 ± 0,13 bc
Exalt®	18,00 ± 0,00 a	5,00 ± 0,000 c	2,25 ± 0,13 abc
χ^2	370,14	368,64	12,82
P	<0,0001	<0,0001	0,025

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si (Tukey P < 0,05).

Quanto à emergência de *T. galloi*, o grupo controle apresentou frequência relativa de 50,58%, não diferindo significativamente do Intrepid® (42,69%) e do Exalt®, (70,25%), embora a emergência neste último tenha sido maior. Match® (12,00%) e Revolut® apresentaram menores taxas de emergência, estatisticamente semelhantes entre si. Não houve emergência no tratamento com Belt®, uma vez que não houve parasitismo nos ovos tratados com este inseticida. O Exalt® promoveu maior frequência de adultos emergidos do que o grupo controle, o que permite classificá-lo como inócuo, assim como o Intrepid®. Match® e Revolut® se apresentam como levemente nocivos, demonstrando um efeito parcialmente negativo neste parâmetro.

Na Tabela 7 são apresentados os resultados relativos à duração dos períodos de desenvolvimento de ovo à adulto. Nos tratamentos inseticidas avaliados, assim como no controle, a duração do período ovo-adulto variou entre 11,3 a 11,9 dias, não havendo diferenças significativas entre tratamentos e controle. Não foi possível avaliar este parâmetro em relação ao Belt®, uma vez que não houve parasitismo.

A longevidade dos indivíduos de *T. galloi* que emergiram de ovos previamente tratados, embora aparentemente semelhantes, com variação entre 1,3 e 1,9 dias, apresentou diferenças significativas entre tratamentos e controle (Tabela 7). A maior longevidade foi observada no controle (1,90 dias), entretanto, não diferiu significativamente dos tratamentos com Exalt® (1,78 dias) e o Match® (1,66 dias). Embora essas diferenças não fossem estatisticamente significativas, esses tratamentos resultaram em longevidades ligeiramente mais curtas em comparação com o controle. Por outro lado, os tratamentos Intrepid® (1,41 dias) e Revolut® (1,33 dias) apresentaram longevidade significativamente mais curtas que o controle. Assim como na análise anterior, o tratamento Belt® não apresentou resultados de longevidade devido a morte dos adultos antes do parasitismo dos ovos oferecidos. A análise estatística ($\chi^2 = 14,14$, $p = 0,0069$) indicou diferenças significativas na longevidade entre os tratamentos. Esses resultados sugerem que a seleção do tratamento pode influenciar de maneira significativa a longevidade dos indivíduos emergidos de hospedeiros tratados com inseticidas, com implicações importantes para o sucesso reprodutivo e o potencial impacto na população-alvo.

Tabela 6. Frequências relativas de parasitismo e emergência de *Trichogramma galloi* em ovos de *Diatraea saccharalis* tratados com inseticidas.

Tratamento	Parasitismo (%)	RP ¹	Classe (IOBC) ³	Emergência (%)	RE ²	Classe (IOBC) ³
Controle	7,73 ± 3,60 a	-	-	50,58 ± 5,33 ab	-	-
Match®	0,85 ± 0,85 b	89,00	3	12,00 ± 12,00 c	76,28	2
Revolut®	1,28 ± 0,88 b	83,44	3	20,00 ± 20,00 bc	60,46	2
Intrepid®	13,34 ± 6,05 a	-	-	42,69 ± 8,47 ab	15,60	1
Belt®	0,00 ± 0,00 b	100,00	4	-	-	-
Exalt®	7,22 ± 2,68 a	6,60	1	70,25 ± 15,91 a	-	-
χ^2	13,47			19,95		
P	0,0193			0,0013		

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si (Tukey $P < 0,05$).

¹RP - efeito do inseticida no parasitismo; RP (%) = $(1 - Pt/Pc) \times 100$; Pt = parasitismo no tratamento e Pc no controle.

²RE - efeito do inseticida na emergência; RE (%) = $(1 - Et/Ec) \times 100$; Et = emergência no tratamento e Ec no controle.

³Classes da IOBC/WPRS para teste de seletividade, onde 1 = inócuo (<30%), 2 = levemente nocivo (30-79%), 3 = moderadamente nocivo (80-99%), 4 = nocivo (>99%).

Vale notar que as médias do período ovo-adulto não diferem significativamente entre si (Tukey $P < 0,05$), indicando que, embora tenham ocorrido variações nos resultados, essas variações não são estatisticamente significativas em comparação com o Controle. No entanto, mesmo que as diferenças não sejam estatisticamente significativas, podem ter implicações práticas em contextos de manejo de pragas e controle biológico, destacando a necessidade de avaliar cuidadosamente os efeitos de diferentes tratamentos em campo.

Tabela 7. Duração de parâmetros biológicos de *Trichogramma galloi* após parasitismo em ovos de *Diatraea saccharalis* tratados com inseticidas.

Tratamento	Período ovo-adulto (dias)	Longevidade (dias)
Controle	11,90 $\pm$ 0,20 a	1,90 $\pm$ 0,13 a
Match [®]	11,83 $\pm$ 0,30 a	1,66 $\pm$ 0,21 ab
Revolux [®]	11,33 $\pm$ 0,16 a	1,33 $\pm$ 0,21 c
Intrepid [®]	11,72 $\pm$ 0,08 a	1,41 $\pm$ 0,06 bc
Belt [®]	-	-
Exalt [®]	11,85 $\pm$ 0,10 a	1,78 $\pm$ 0,26 a
χ^2	4,27	14,14
P	0,37	0,0069

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si (Tukey $P < 0,05$).

Esses resultados têm implicações significativas na gestão de pragas e na agricultura, pois a longevidade dos indivíduos pode influenciar a eficiência de estratégias de controle a longo prazo e o potencial impacto sobre a população-alvo.

5. DISCUSSÃO

Inseticidas tóxicos para pragas-alvo, mas seguros para inimigos naturais, deveriam ser os mais indicados e utilizados em programas de MIP, no entanto, diversos produtos de amplo uso e eficiente controle de pragas-alvo, apresentam sérios riscos ao homem, ao ambiente e aos inimigos naturais (BUENO et al., 2011; CLOYD e BETHKE, 2011; SABER e ABEDI, 2013). Dessa forma, é necessário que para o estabelecimento de programas de MIP ocorra uma seleção de inseticidas eficientes no controle da praga-alvo, mas que ao mesmo tempo sejam seletivos aos inimigos naturais (MOURA et al., 2006).

No presente estudo, a flubendiamida (Belt®), por contato, apresentou a menor taxa de mortalidade dentre os produtos inseticidas testados em adultos de *C. flavipes* (22,00%) e *T. galloi* (58,66%). Estes resultados corroboram o estudo de Barros (2016), no qual as diamidas clorantianiliprole e flubendiamida foram classificadas como inócuas a parasitoides do gênero *Trichogramma*. De forma semelhante, Mاتيoli et al. (2019), testando o efeito letal de clorantianiliprole (Altacor®), também uma diamida, em *C. flavipes*, não observaram mortalidade significativa de adultos após 24 horas de exposição. Entretanto, Legaspi et al. (2000) concluíram que a flubendiamida é tóxica para *T. galloi* e pode ser seletiva à *C. flavipes*, desde que aplicada nas folhas das culturas manejadas um dia antes da liberação dos parasitoides. Oliveira (2023), em estudo recente, também enfatizam a dificuldade do parasitismo de *T. galloi* em laboratório, obtendo uma taxa de parasitismo de 80% utilizando uma proporção de cinco parasitoides para um ovo, sendo que, no presente estudo, a proporção utilizada foi de um parasitoide para cerca de 30 ovos. A ausência de parasitismo dos ovos de *D. saccharalis* tratados com flubendiamida pode ainda ter ocorrido pela rejeição do parasitoide ao ovo impregnado, ou ainda, devido à inviabilização do ovo ou morte do embrião em início de desenvolvimento, após contato com o produto durante a oviposição.

A partir desses estudos e resultados, é importante considerar que as metodologias adotadas para avaliação de toxicidade de produtos químicos a pragas e inimigos naturais podem não apenas influenciar resultados, mas resultar em resultados conflitantes.

O inseticida metoxifenoazida (Intrepid®) é um regulador de crescimento que age como um hormônio envolvido no processo de ecdise dos insetos, sendo amplamente utilizado no controle de pragas da ordem Lepidoptera (LOETTI e BELLOCQ, 2017). Entretanto, Desneux et al. (2007) indicaram que alguns inseticidas pertencentes a esse grupo afetam o desenvolvimento de parasitoides e predadores, especialmente quando são avaliados efeitos subletais. No presente estudo foi observada uma redução da taxa de parasitismo de *C. flavipes* próxima a 70% em lagartas, sendo este inseticida classificado como levemente nocivo a essa espécie. Por outro lado, a metoxifenoazida resultou em um aumento de cerca de 73% (em relação ao grupo controle) no parasitismo de *T. galloi* em ovos de *D. saccharalis*, sendo considerado inócuo ao parasitoide. Resultados semelhantes foram obtidos por Bueno et al. (2008) com outra espécie de *Trichogramma*, ao verificarem mais de 90% de parasitismo de *T. pretiosum* em ovos de *A. kuehniella* tratados com metoxifenoazida, concluindo que este inseticida foi inócuo também a essa espécie.

O inseticida espinetoram (Exalt®) apresentou elevada toxicidade residual a adultos de *C. flavipes* e *T. galloi*, com 100% de mortalidade a ambas as espécies em um período de 24 horas após contato. Semelhante toxicidade foi também observada por Khan et al (2015) a adultos de *Trichogramma pretiosum* expostos a 25% e 50% da concentração de espinetoram recomendada para uso no campo. Também Parra (2018) encontrou elevada toxicidade do espinetoram à *T. pretiosum*, sendo este inseticida classificado como moderadamente nocivo (classe 3). Embora a longevidade de *T. galloi* no tratamento com espinetoram tenha sido menor que a do controle no presente estudo, este parâmetro não foi significativamente afetado pelo inseticida, contrastando com a reduzida longevidade observada por Parra (2018) em estudo com *T. pretiosum*.

Com relação à associação metoxifenoazida + espinetoram (Revolux®), seu efeito levemente nocivo observado em relação ao parasitismo de *C. flavipes* pode ter sido decorrente da ação da metoxifenoazida, uma vez que esse inseticida, aplicado isoladamente, demonstrou ser levemente nocivo, enquanto o espinetoram foi inócuo. Por outro lado, o efeito moderadamente nocivo da associação ao parasitismo de *T. galloi* não pode ser explicado pelos inseticidas componentes, uma vez que ambos se mostraram inócuos a este parâmetro. Entretanto, torna-se importante ressaltar que,

como salientado por Foerster (2002), os inertes presentes nas formulações de produtos comerciais podem apresentar efeitos adicionais, positivos ou negativos, nos parasitoides.

O lufenuron (Match®) mostrou-se inócuo em relação ao parasitismo de *C. flavipes* em lagartas de *D. saccharalis* e moderadamente nocivo para *T. galloi* em ovos deste lepidóptero. De forma semelhante, Fonseca et al. (2015) verificaram que este inseticida não afetou o parasitismo de *C. flavipes* em ovos de *Diatraea flavipenella* Box, 1931 (Lepidoptera: Crambidae), entretanto, provocou atraso no desenvolvimento do parasitoide, o que foi observado no presente estudo apenas durante a fase pupal. Tal divergência pode ter ocorrido em função do hospedeiro, evidenciando sua importância nestas avaliações. Contrastando com os estudos mencionados, Assine et al. (2023) relataram total inibição do parasitismo de *C. flavipes* em hospedeiro tratado com 25% da dose recomendada.

Rodrigues et al. (2017) estudaram o efeito de lufenuron (Match®) em *T. galloi*, *T. exiguum* Pinto & Platner, 1978 e *T. atopovirilia* Oatman & Platner, 1983, classificando o inseticida entre nocivo e levemente nocivo, e que, em especial para *T. galloi*, o produto foi levemente nocivo em relação à emergência dos insetos, corroborando com o resultado encontrado neste trabalho, enquanto em relação ao parasitismo ocorreu toxicidade para *T. galloi*.

6. CONCLUSÃO

O inseticida Belt® (flubendiamida) não apresenta toxicidade significativa a adultos de *C. flavipes*, no entanto, causa significativa mortalidade a adultos de *T. galloi*. O Exalt® (espinetoram) aplicado em *D. saccharalis* (ovos e lagartas) é o mais seletivo dos inseticidas estudados, não afetando significativamente o parasitismo e emergência das referidas espécies de parasitoides. Os inseticidas Intrepid® (metoxifenoazida), Match® (lufenuron) e Revolux® (metoxifenoazida + espinetoram) apresentaram elevada toxicidade e reduzida seletividade aos parasitoides estudados.

7. REFERÊNCIAS

- AGROFIT. (2023). Sistema De Agrotóxicos Fitossanitários. Consulta de praga. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/ap_praga_detalhe_cons?p_id_cultura_praga=3003&p_tipo_janela=NEW>. Acesso em: 07 nov. 2023.
- AGROLINK. (2021). Bula Exalt/Extreme. Disponível em: <https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/produto/exalt-extreme_10069.html>. Acesso em: 11 set. 2023.
- ALMEIDA, L. C. (2005). Bicudo da cana-de-açúcar. **Boletim Técnico do Centro de Tecnologia Canavieira**. Piracicaba, 3.
- ASSINE, A.; TAVARES, F. S.; RAMALHO, D. G.; DE BORTOLI, S. A. (2023). Uso de lufenuron e flubendiamida influenciam na capacidade de parasitismo e emergência de *Cotesia flavipes*. In: BARBOSA, F. C. (org.). **Ciências agrárias: estudos fundamentais**. Piracanjuba: Editora Conhecimento Livre. p. 60-66.
- ÁVILA, C. J.; NAKANO, O. (1999). Efeito do regulador de crescimento lufenuron na reprodução de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 28, n. 2, p. 293-299.
- BARROS, L. S. (2016). **Seletividade de inseticidas ao parasitoide de ovos *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**. 82 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia (Proteção de Plantas), Faculdade de Ciências Agrônômicas, Unesp, Botucatu.
- BOTELHO, P. S. M.; MACEDO, N. (2002). *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (eds.). **Controle Biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Editora Manole, p. 409-426.
- BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F.; PARRA, J. R. P.; VIEIRA, S. S. (2008). Effects of pesticides used in soybean crops to the egg parasitoid *Trichogramma pretiosum*. **Ciência Rural**, v. 38, p. 1495-1503. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000600001>
- BUENO, A. F.; BATISTELA, M. J.; BUENO, R. C. O.; BARROS, F. N. J.; NISHIKAWA, M. A. N.; LIBÉRIO FILHO, A. (2011). Effects of integrated pest management, biological control, and prophylactic use of insecticides on the management and sustainability of soybean. **Crop Protection**, v.30, p. 937-945. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2011.02.021>
- CALVIN, D. D.; KNAPP, M. C.; WELCH, S. M.; POSTON, F. L.; ELZINGA, R. J. (1984). Impact of environmental factors on *Trichogramma pretiosum* reared on southwestern corn borer eggs. **Environmental Entomology**, v. 13, n. 3, p. 774-780.
- CARMO, E. L.; BUENO, A. F.; BUENO, R. C. O. F.; VIEIRA, S. S.; GOBBI, A. L.; VASCO, F. R. (2009). Seletividade de diferentes agrotóxicos usados na cultura da soja ao parasitoide de ovos *Telenomus remus*. **Ciência Rural**, v. 39, n. 8, p. 2293-2300.

CARVALHO, L. W. (2011a). **Estudo de três lepidópteros pragas e suas interações em cana-de-açúcar**. 101 f. Tese (Doutorado em Química e Biotecnologia). Universidade Federal de Alagoas, Maceió.

CARVALHO, J. S. (2011b). **Distribuição espacial e amostragem sequencial de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), na cultura de cana-de-açúcar**. 61 f. Tese (Doutorado em Agronomia - Entomologia Agrícola), Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

CHILSON-FUREY, A.; O'DONOVAN, M.; O'KEEFFE, M.; BOLAND, T. M. (2019). Unravelling the effects of management interventions on soil and herbage quality indicators in permanent grassland: a case study in South-East Ireland. **Grass and Forage Science**, v. 74, n. 3, p. 505–515.

CLOYD, R. A.; BETHKE, J. A. (2011). Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interior scape environments. **Pest Management Science**, v. 67, n. 1, p. 3–9. DOI: <https://doi.org/10.1002/ps.2015>

CONAB. (2023). **Acompanhamento da safra brasileira: cana-de-açúcar**. v.11. Safra 2023/24 Terceiro levantamento Novembro. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/cana/boletim-da-safra-de-cana-de-acucar>>. Acesso em: 09 dez. 2023.

CRUZ, I. (2007). **A broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis*, em milho, no Brasil**. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/476711>>. Acesso em: 28 mai. 2023

CRUZ, I.; VIANA, P. A.; WAQUIL, J. M. (2002). **Cultivo do milho: pragas da fase vegetativa e reprodutiva**. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo. p. 8. (Comunicado Técnico, 49).

DE BORTOLI, S. A.; VACARI, A. M.; MAGALHÃES, G. O.; DIBELLI, W.; DE BORTOLI, C. P.; ALVES, M. P. (2012). Subdosagens de *Bacillus thuringiensis* em *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) e *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: trichogrammatidae). **Revista Caatinga**, v. 25, n. 2, p. 50-57.

DE-COCK, A.; DE-CLERCQ, P.; TIRRY, L.; DEGHEELE, D. (1996). Toxicity of diafenthiuron and imidacloprid to the predatory bug, *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). **Environmental Entomology**, v. 25, n. 2, p. 476-480.

DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; DELPUECH, J. M. (2007). The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. **Annual Review of Entomology**, v. 52, p. 81-106.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V.; COSTA, V. P.; ANJOS, I. A.; LOPES, D. O. P. (2013). Reação de cultivares de cana-de-açúcar à broca do colmo. **Bragantia**, v. 72, p. 29-34.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V.; COSTA, V. P.; ANJOS, I. A.; LOPES, D. O. P. (2014). Dispersão de *Cotesia flavipes* em canavial e implicações para a liberação de parasitoides. **Bragantia**, v. 73, p. 163–170.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V.; PERECIN, D. (2011). Variabilidade espacial de populações de *Diatraea saccharalis* em canaviais e sugestão de método de amostragem. **Bragantia**, v. 70, p. 577-585.

DOUTT, R. L. (1959). The biology of parasitic Hymenoptera. **Annual Review of Entomology**, v. 4, n. 1, p. 161-182.

EMANA, G. D. (2007). Comparative studies of the influence of relative humidity and temperature on the longevity and fecundity of the parasitoid, *Cotesia flavipes*. **Journal of Insect Science**, v. 7, n. 1, p. 19.

FOERSTER, L. A. (2002). Seletividade de inseticidas a predadores e parasitoides. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (eds.). **Controle biológico no Brasil – parasitoides e predadores**. Piracicaba: Ed. Manole, p. 71-93.

FONSECA, A. P. P.; MARQUES, E. J.; TORRES, J. B.; SILVA, L. M.; SIQUEIRA, H. Á. A. (2015). Lethal and sublethal effects of lufenuron on sugarcane borer *Diatraea flavipennella* and its parasitoid *Cotesia flavipes*. **Ecotoxicology**, v. 24, p. 1869-1879. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10646-015-1523-8>

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BATISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. (2002). **Entomologia Agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 920 p.

GITAHY, P. M.; GALVÃO, P. G.; ARAÚJO, J. L. S.; BALDANI, J. I. (2006). **Perspectivas biotecnológicas de *Bacillus thuringiensis* no controle biológico da broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis***. Seropédica: Embrapa, 44 p. (Documentos, 214)

GLENN, D. C.; HOFFMANN, A. A. (1997). Developing a commercially viable system for biological control of light brown apple moth (Lepidoptera: Tortricidae) in grapes using endemic *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 90, n. 2, p. 370-382.

GUEVARA, L. A.; WIENDL, F. M. (1980). Aspectos da biologia, em condições de campo, da broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794). **Agricultura Técnica**, v. 1, p. 32-39.

HASSAN, S. A.; KOHLER, E.; ROST, W. M. (1988). Mass production and utilization of *Trichogramma*: 10. Control of the codling moth *Cydia pomonella* and the summer fruit tortrix moth *Adoxophyes orana* [Lep.: Tortricidae]. **Entomophaga**, v. 33, p. 413-420.

HENSLEY, S. D. (1971). Management of sugarcane borer populations in Louisiana, a decade of change. **Entomophaga**, v. 16, p. 133-146.

IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). (2021). The IRAC mod of action classification online. Disponível em: <<https://irac-online.org/modes-of-action/>>. Acesso em: 30 set. 2022.

ITO-HARASHIMA, S.; MATSUURA, M.; KAWANISHI, M.; NAKAGAWA, Y.; YAGI, T. (2017). New reporter gene assays for detecting natural and synthetic molting hormone

agonists using yeasts expressing ecdysone receptors of various insects. **FEBS Open Bio**, v. 7, n. 7, p. 995-1008.

IVAN, E. A. F.; DIAS, T. A. M.; VASCONCELOS, G. D. R.; PINTO, A. S. (2013). Quantidade liberada de *Cotesia flavipes* para o controle de baixa infestação de *Diatraea saccharalis* em cana-de-açúcar. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 13, Resumos. Bonito.

KAPLAN, E.L.; MEIER, P. (1958). Nonparametric estimation from incomplete observations. **Journal of the American Statistical Association**, v. 53, n. 282, p. 457-481.

KHAN, M. A.; KHAN, H.; RUBERSON, J. R. (2015). Lethal and behavioral effects of selected novel pesticides on adults of *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Pest Management Science**, v. 71, p. 1640-1648.

KO, K.; LIU, Y.; HOU, M.; BABENDREIER, D.; ZHANG, F.; SONG, K. (2015). Toxicity of insecticides targeting rice planthoppers to adult and immature stages of *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 108, n. 1, p. 69-76.

LEGASPI, J. C., FRENCH, J. V.; LEGASPI, B. C. (2000). Toxicity of novel and conventional insecticides to selected beneficial insects. **Subtropical Plant Science**, v. 52, p. 23-32.

LOETTI, V.; BELLOCQ, I. (2017). Effects of the insecticides methoxyfenozide and cypermethrin on non-target arthropods: a field experiment. **Austral Entomology**, v. 56, n. 3, p. 255-260. DOI <https://doi.org/10.1111/aen.12230>

LOPES, J. R. S. (1988). **Estudos bioetológicos de *Trichogramma galloi* Zucchi, 1986 (Hym., Trichogrammatidae) para o controle de *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794) (Lep., Pyralidae)**. 141 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, USP, Piracicaba.

MA, R.; HAJI-GHASSEMI, O.; MA, D.; JIANG, H.; LIN, L.; YAO, L.; YUCHI, Z. (2020). Structural basis for diamide modulation of ryanodine receptor. **Nature Chemical Biology**, v. 16, n. 11, p. 1246-1254.

MACEDO, N.; MACEDO, D.; CAMPOS, M. B. S.; NOVARETTI, W. R. T.; FERRAZ, L. C. C. B. (2015). Management of pests and nematodes. In: SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. (eds.). **Sugarcane: agricultural production, bioenergy and ethanol**. London: Academic Press, p. 89-113.

MACEDO, N.; ARAÚJO, J. R. (2000). **Controle biológico da broca da cana-de-açúcar**. Piracicaba: IAA/Planalsucar, 24 p.

MATIOLI, T. F.; ZANUZO, Z. O.; TAKAO, Y. P. (2019). Impacts of seven insecticides on *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae). **Ecotoxicology**, v. 28, n. 10, p. 1210-1219. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10646-019-02129-8>

MENDONÇA, A. F.; SEREGATTE, A. S.; MORAES, F. A.; OLIVEIRA, W. H. (1996). Manejo integrado da broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lep.:

Pyralidae) na Agroserra, Maranhão, Brasil. In: MENDONÇA, A. F. (ed.). **Pragas da cana-de-açúcar**. Maceió: Insetos e Cia, p. 219-225.

MILLS, N.; PICKEL, C.; MANSFIELD, S.; MCDUGALL, S.; BUCHNER, R.; CAPRILE, J.; EDSTROM, J.; ELKINS, R.; HASEY, J.; KELLEY, K.; KRUEGER, B.; OLSON, B.; STOCKER, R. (2000). Mass releases of wasps can reduce damage from codling moth. **California Agriculture**, v. 54, n. 6, p. 22-25.

MONJE, J. C. (1995). Present significance of *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) for the control of sugarcane borers in Americas. **Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie**, v. 27, p. 287-290.

MOURA, A. P.; CARVALHO, G. A.; PEREIRA, A. E.; ROCHA, L. C. D. (2006). Selectivity evaluation of insecticides used to control tomato pests to *Trichogramma pretiosum*. **BioControl**, v. 51, p. 769. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10526-006-0001-x>

MOUTIA, L. A.; COURTOIS, C. M. (1952). Parasites of the moth-borers of sugarcane in Mauritius. **Bulletin of Entomological Research**, v. 43, n. 2, p. 325-359.

NEWTON, P. J.; ODENDAAL, W. J. (1990). Commercial inundative releases of *Trichogrammatoidea cryptophlebiae* (Hym.: Trichogrammatidae) against *Cryptophlebia leucotreta* (Lep.: Tortricidae) in citrus. **Entomophaga**, v. 35, p. 545-556.

OATMAN, E. R.; PLATNER, G. R. (1985). Biological control of two avocado pests. **California Agriculture**, v. 39, n. 11, p. 21-23.

OLIVEIRA, J. S., REIGADA, C. (2023). Functional response and parasitism rate of *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae), a parasitoid of eggs of sugarcane borer. **Neotropical Entomology**, v. 52, p. 725–730. <https://doi.org/10.1007/s13744-023-01046-0>

OZBUN, T. (2023). Production of sugar cane in Brazil from crop year 2010/11 to 2023/24. Disponível em: <<https://www.statista.com/statistics/742530/sugar-cane-production-volume-331-brazil/>>. Acesso em: 27 out 2023

PÁDUA, L. E. M.; PARRA, J. R. P.; HADDAD, M. L. (1994). Efeito da temperatura e umidade relativa do ar na biologia de *Cotesia flavipes* (Cameron). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 23, n. 1, p. 105-14.

PAIVA, A. C. R. (2016). **Toxicidade e efeito subletal dos principais inseticidas utilizados na cultura da soja para *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae)**. 63 f. Tese (Doutorado em Ciências – Entomologia), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, USP, Piracicaba.

PARRA, J. R. P. (2000). A biologia de insetos e o manejo de pragas: da criação em laboratório a aplicação em campo. In: GUEDES, J. C.; COSTA, I. D.; CASTIGLIONI, E. (eds.). **Bases técnicas do manejo de insetos**. Santa Maria: Universidade Federal de Santa Maria, p. 59-68.

PARRA, J. R. P.; COELHO JÚNIOR, A. (2019). Applied biological control in Brazil: from laboratory assays to field application. **Journal of Insect Science**, v. 19, n. 2, p. 5.

PARRA, J. R. P.; COELHO JÚNIOR, A. (2022). Insect rearing techniques for biological control programs, a component of sustainable agriculture in Brazil. **Insects**, v. 13, n. 1, p. 105.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (1997). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: Fealq, 324 p.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (2004). *Trichogramma* in Brazil: feasibility of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 3, p. 271-281.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (2002a). Controle biológico: uma visão inter e multidisciplinar. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Eds.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole. p. 477-494.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; FERREIRA, B. S. C.; BENTO, J. M. S. (2002b). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Editora Manole, p. 143-164.

PARRA, J. R. P.; COELHO, A. (2019). Applied biological control in Brazil: from laboratory assays to field application. **Journal of Insect Science**, v.19, n. 2. DOI:<https://doi.org/10.1093/jisesa/iey112>.

PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; COELHO JÚNIOR, A.; GEREMIAS, L. D.; CÔNSOLI, F. L. (2015). *Trichogramma* as a tool for IPM in Brazil. In: VINSON S.B.; GREENBERG, S.M.; LIU, T.; RAO, A.; VOLOSCIUK, L. F. (eds.). **Augmentative biological control using *Trichogramma* spp.: current status and perspectives**. Shaanxi: Nothwest A&F University Press, p. 472-496.

PARRA, L. M.; PEREIRA, N. N. D. S.; HOBACK, W. W.; OLIVEIRA, R. C. D. (2023). Release of Adults and Pupae of *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Scelionidae) For the Management of *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae) In Soybean. **Preprints**. DOI: <https://doi.org/10.20944/preprints202304.1083.v1>

PARRO, E. A. (2018). **Influência de inseticidas recomendados para a tomaticultura no parasitoides *Trichogramma pretiosum***. 31 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Engenharia Agrônômica), Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Usp, Piracicaba.

PINTO, J. D. (1997). Trichogrammatidae. In: GIBSON, G. A. P.; HUBER, J. T.; WOOLLEY, J. B. (eds.). **Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)**. Ottawa: NRC Research Press, p. 726-752.

PINTO, J. D. (1998). Systematics of the north american species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Memoirs of the Entomological Society of Washington**, v. 22, p. 1-287.

- PINTO, J. H.; STOUTHAMER, R. (1994). Systematics of the Trichogrammatidae with emphasis on *Trichogramma*. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S.A. (eds.). **Biological control with egg parasitoids**. Wageningen: University Press, p. 1-36.
- PINTO, A. S.; GARCIA, J. F.; BOTELHO, P. S. M. (2006). Controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: PINTO, A. S. (ed.). **Controle de pragas da cana-de-açúcar**. Sertãozinho: Biocontrol, p. 9-13.
- QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. (2003a). New species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with lepidopterous eggs in Brazil. **Zootaxa**, v. 163, n. 1, p. 1-10.
- QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. (2003b). Caracterização morfológica de dez espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) registradas na América do Sul. **Neotropical Entomology**, v. 32, p. 597-613.
- QUERINO, R. B.; ZUCCHI, R. A. (2012). **Guia de identificação de *Trichogramma* para o Brasil**. Brasília: Embrapa, 103 p.
- RENKEMA, J. M.; KREY, K.; DEVKOTA, S.; LIBURD, O. E.; FUNDERBURK, J. (2020). Efficacy of insecticides for season-long control of thrips (Thysanoptera: Thripidae) in winter strawberries in Florida. **Crop Protection**, v. 127, n. 1, 104945. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2019.104945>
- RÔDAS, P. L.; OLIVEIRA, H. N.; GLAESER, D. F. (2019). Liberação do parasitoide *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) em *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) na cana-de-açúcar. **Interciência**, v.44, n. 5, p. 287-290.
- RODRIGUES, A. D.; PINTO, A. S.; SEGATO, S. V. (2012). Controle químico e biológico da broca-peluda, *Hyponeuma* sp. (Lepidoptera: Noctuidae), na cana-de-açúcar. **Nucleus**, v. 9, n. 1, p. 283-290.
- RODRIGUES, R.; JARAS, L. I.; POLTRONIERI, A. S.; PIMENTEL, I. C.; ZAWADNEAK, M. A. C. (2017). Seletividade de inseticidas reguladores de crescimento e botânico no parasitismo de três espécies de *Trichogramma* em ovos de *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae). **EntomoBrasilis**, v. 10, n. 1, p. 26-32. DOI: <https://doi.org/10.12741/ebrasilis.v10i1.666>
- ROSA, J. O.; FERNANDES, O. A. (2020). Aumento e expansão do ataque de *Hyponeuma taltula* nas regiões produtoras de cana-de-açúcar do Estado de São Paulo e estudos de comportamento e danos comparativos à *Sphenophorus levis*. **STAB: Açúcar Alcool e Subprodutos**, v. 38, n. 4, p. 38-41.
- SABER, M.; ABEDI, Z. (2013). Effects of methoxyfenozide and pyridalyl on the larval ectoparasitoid *Habrobracon hebetor*. **Journal of Pest Science**, v. 86, p. 685-693. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10340-013-0528-4>
- SAS INSTITUTE. (2022). SAS/IML® 350 User's guide. SAS Institute Inc., Cary, NC, USA.
- SCHROEDER, W. J.; BEAVERS, J. B.; SUTTON, R. A.; SELHIME, A. G. (1976). Ovicidal effect of Thompson-Hayward TH 6040 in *Diaprepes abbreviatus* on citrus in Florida. **Journal of Economic Entomology**, v. 69, n. 6, p. 780-782.

- SELEGHIM, A. R. (2020). **Estratégias para o controle da broca peluda, *Hyponeuma taltula* (Schaus, 1904) (Lepidoptera, Erebidae), em cana-de-açúcar.** 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Entomologia Agrícola), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Unesp, Jaboticabal.
- SHAPIRO, S. S; WILK, M. B. (1965). An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, v. 52, n. 3/4, p. 591-611.
- SILVA, M. S. O. (2020). ***Steinernema rarum* para o controle de *Sphenophorus levis*, *Hyponeuma taltula* e *Leucothyreus* sp. na cultura da cana-de-açúcar e sua compatibilidade com vinhaça.** 60 f. Dissertação (Mestrado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio). Instituto Biológico, São Paulo.
- SNEDECOR, G. W.; COCHRAN, W. G. (1989). Statistical methods. 8th edition. Ames: Iowa State University Press, 491 p.
- SOUZA, B.; VAZQUEZ, L. L.; MARUCCI, R. C. (2019). **Natural enemies of insect pests in neotropical agroecosystems.** Biological control and functional biodiversity. New York: Springer Cham: Springer, 546 p.
- STANLEY, J; PREETHA, G. (2016). **Pesticide toxicity to non-target organisms: exposure, toxicity and risk assessment methodologies.** Berlin: Springer, 502 p.
- SVEDESE, V. M.; LIMA, E. Á. L. A.; PORTO, A.L.F. (2013). Horizontal transmission and effect of the temperature in pathogenicity of *Beauveria bassiana* against *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 56, p. 413-419.
- TRIANA, M. F. (2029). **Ecologia química da broca-das-sementes de andiroba, *Hypsipyla ferrealis* (Hampson, 1929) (Lepidoptera: Phycitidae), e das pragas da cana-de-açúcar: broca-peluda, *Hyponeuma taltula* (Schs., 1904) (Lepidoptera: Erebidae) e broca-gigante, *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae).** 118 f. Tese (Doutorado em Biotecnologia). Instituto de Biotecnologia, Universidade Federal de Alagoas, Maceió.
- VOLKOFF, A. N.; DAUMAL, J.; BARRY, P.; FRANÇOIS, M. C.; HAWLITZKY, N.; ROSSI, M. M. (1995). Development of *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hymenoptera: Trichogrammatidae): timetable and evidence for a single larval instar. **International Journal of Insect Morphology and Embryology**, v. 24, n. 4, p. 459-466.
- WAJNBERG, E.; HASSAN, S. A. (1994). **Biological control with egg parasitoids.** Berkshire: CAB International, 286 p.
- WHITE, W. H.; VIATOR, R. P.; DUFRENE, E. O.; DALLEY, C. D.; RICHARD JR, E. P.; TEW, T. L. (2008). Re-evaluation of sugarcane borer (Lepidoptera: Crambidae) bioeconomics in Louisiana. **Crop Protection**, v. 27, n. 9, p. 1256-1261.
- WILSON, B. E. (2021). Successful integrated pest management minimizes the economic impact of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on the Louisiana sugarcane industry. **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 1, p. 468-471.

WILSON, B. E.; VANWEELDEN, M. T.; BEUZELIN, J. M.; REAGAN, T. E.; PRADO, J. A. (2017). Efficacy of insect growth regulators and diamide insecticides for control of stem borers (Lepidoptera: Crambidae) in sugarcane. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n. 2, p. 453-463.

ZUCCHI, R. A. (1988). New species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with the sugar cane borer *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera. Pyralidae) in Brazil. **Colloques de l'INRA**, n. 43, p. 133-140.