

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

**PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Diatraea saccharalis*
(Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) E INFLUÊNCIA
NA DESCENDÊNCIA DO PARASITOIDE *Cotesia flavipes*
Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae)**

Kelly Fernanda de Almeida

Bióloga

2025

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

**PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Diatraea saccharalis*
(Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) E INFLUÊNCIA
NA DESCENDÊNCIA DO PARASITOIDE *Cotesia flavipes*
Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae)**

Discente: Kelly Fernanda de Almeida

Orientador: Prof. Dr. Guilherme Duarte Rossi

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

2025

Almeida, Kelly Fernanda

A447p PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) E INFLUÊNCIA NA DESCENDÊNCIA DO PARASITOIDE *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) / Kelly Fernanda Almeida. -- Jaboticabal, 2025
44 p. : tabs.

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Guilherme Duarte Rossi

1. Controle Biológico. 2. Interação tritrófica. 3. Nutrição de hospedeiros. 4. Resistência de plantas a insetos

Registro de impacto

O presente estudo apresenta alternativas sustentáveis para o manejo de pragas que, por sua vez, atendem aos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) da Organização das Nações Unidas (ONU) na agenda 2030, com destaque para os objetivos: Fome zero; Consumo e produção sustentável; Vida na água; Vida terrestre.

Impact record

The present study presents sustainable alternatives for pest management, which, in turn, align with the United Nations (UN) Sustainable Development Goals (SDGs) in the 2030 Agenda, highlighting the following goals: Zero Hunger; Sustainable Consumption and Production; Life Below Water; Life on Land.


CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) E INFLUÊNCIA NA DESCENDÊNCIA DO PARASITOIDE *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae)


AUTORA: KELLY FERNANDA DE ALMEIDA

ORIENTADOR: GUILHERME DUARTE ROSSI


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

Documento assinado digitalmente
 **GUILHERME DUARTE ROSSI**
Data: 27/02/2025 17:12:57-0300
verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. GUILHERME DUARTE ROSSI (Participação Virtual)
Departamento de Fitossanidade / FCAV UNESP Jaboticabal

Documento assinado digitalmente
 **RENATO SOARES CAPELLARI**
Data: 28/02/2025 17:23:49-0300
verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. RENATO SOARES CAPELLARI (Participação Virtual)
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de São Paulo (IFSP) / Avaré/SP

Documento assinado digitalmente
 **DANIEL JUNIOR DE ANDRADE**
Data: 27/02/2025 18:20:53-0300
verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. DANIEL JUNIOR DE ANDRADE (Participação Virtual)
Departamento de Fitossanidade / FCAV UNESP Jaboticabal

Jaboticabal, 27 de fevereiro de 2025

DADOS CURRICULARES DA AUTORA

KELLY FERNANDA DE ALMEIDA - natural de Uberaba, MG, nascida em 29 de agosto de 1999, filha de Nilsa Aparecida de Almeida. Formada em Licenciatura em Ciências Biológicas pelo Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Triângulo Mineiro (IFTM) - *Campus* Uberaba. Durante a graduação, desenvolveu projetos de iniciação científica na área de taxonomia e filogenia de Diptera sob orientação do Prof. Dr. Renato Soares Capellari. Em 2023, iniciou o curso de Mestrado sob a orientação do Prof. Dr. Guilherme Duarte Rossi no Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) na UNESP de Jaboticabal, SP, sendo bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e desenvolvendo o projeto de dissertação na linha de pesquisa de Biotecnologia e Resistência de Plantas a Insetos, Ácaros e Nematoides.

“Wake up child, I have a story to tell

Once upon a time...”

Nightwish

Dedico...

À minha mãe, que é meu maior exemplo de perseverança, humildade e respeito.

Ofereço...

À Heloísa Regina Lázaro (Ya Helo Ty Osun/*in memoriam*)
que sempre acreditou em mim, mesmo quando eu não conseguia.

AGRADECIMENTOS

A minha mãe Òsún e pai Òsála, e à espiritualidade, que me amam incondicionalmente sempre me trazendo luz, proteção e discernimento para caminhar pela vida.

A minha Ya Helo (*in memoriam*) por todo amor, carinho, respeito e confiança, por sempre ter cuidado tão bem de mim e da minha espiritualidade. Motumbá, mãe.

A minha mãe Nilsa Aparecida de Almeida, meu padrasto Wagner Luiz da Silva pelo apoio, força, compreensão e valiosos conselhos.

Ao Prof. Dr. Guilherme Duarte Rossi pela excelente orientação, confiança depositada em mim, ensinamentos, compreensão e incentivo. Um exemplo de ética e profissionalidade.

À Dra. Andressa Peres Bini, por sempre estar disposta a auxiliar durante todo o processo.

À Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” e à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal – UNESP/FCAV, pela oportunidade de realização do curso.

Ao meu orientador da graduação, Prof. Dr. Renato Soares Capellari por me inserir no mundo da Entomologia, pela amizade, paciência, incentivos e ensinamentos.

Ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola) pelos conhecimentos transmitidos no decorrer do curso.

Aos Professores Dra. Nilza Maria Martinelli e Dr. Luan dos Santos Odorizzi, pela participação e colaboração no meu Exame Geral de Qualificação.

Aos professores Dr. Daniel Andrade Junior e Dr. Renato Soares Capellari pela participação e importante colaboração na minha defesa.

Aos amigos Amanda Nunes, Sabrina Santos, Juliana Batista, Felipe Michelin, Raissa Marinho, o amor, carinho, paciência, conselhos foram muito valiosos durante essa etapa.

A todos os funcionários e demais estudantes do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Entomologia Agrícola), pela amizade e bom convívio.

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

Por fim, agradeço a todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

MUITO OBRIGADA!!

Sumário

RESUMO.....	ii
ABSTRACT	iii
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1. Cana-de-açúcar	3
2.2. <i>Diatraea saccharalis</i>	4
2.2.1. Manejo Integrado de <i>Diatraea saccharalis</i>	6
2.3. Bioecologia de <i>Cotesia flavipes</i>	8
2.3.1. Uso de <i>Cotesia flavipes</i> para o manejo de <i>Diatraea saccharalis</i> no Brasil.....	9
2.4. Resistência de plantas a insetos	10
2.5. Interações tritróficas.....	13
3. MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1. Insetos	15
3.2. Dieta artificial para alimentação de <i>Diatraea saccharalis</i>	15
3.3. Alimentação de lagartas de <i>Diatraea saccharalis</i> com colmos das variedades selecionadas	16
3.4. Medição da largura da cápsula cefálica para determinação dos ínstars de <i>Diatraea saccharalis</i>	16
3.5. Ensaios de preferência alimentar com chance de escolha por colmos das variedades de cana-de-açúcar	17
3.6. Ensaios de preferência alimentar com chance de escolha por folhas das variedades de cana-de-açúcar	17
3.7. Parasitismo	18
3.8. Análises estatísticas.....	20
4. RESULTADOS.....	21
4.1. Medida da largura da cápsula cefálica de lagartas de <i>Diatraea saccharalis</i>	21
4.2. Preferência alimentar com chance de escolha por colmos e folhas das variedades de cana-de-açúcar	22
4.3. Parasitismo por <i>Cotesia flavipes</i> sobre hospedeiros alimentados com diferentes dietas	22
5. DISCUSSÃO	23
6. CONCLUSÕES	25
REFERÊNCIAS	26

**PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794)
(Lepidoptera: Crambidae) E INFLUÊNCIA NA DESCENDÊNCIA DO
PARASITOIDE *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae)**

RESUMO - O parasitoide *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) desempenha um papel fundamental no manejo da broca-da-cana, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae). Grandes quantidades desse parasitoide são produzidas em biofábricas por meio do parasitismo da broca-da-cana alimentada com dieta artificial. O estágio de desenvolvimento bem como a qualidade da nutrição do hospedeiro desempenham importantes influências sobre o desenvolvimento de insetos parasitoides associados. Considerando a importância do parasitoide *C. flavipes*, o presente estudo foi conduzido, primeiramente, para determinar a correlação entre o ínstar de desenvolvimento da broca-da-cana e a largura de sua cápsula cefálica para garantir que insetos do mesmo ínstar fossem utilizados nas investigações. Em seguida, foi avaliada a preferência de escolha entre folhas e colmos das variedades SP80-3280 e IAC91-1099, que quando comparadas apresentam suscetibilidade (SP80-3280) e resistência moderada (IAC91-1099). Por fim, foi avaliada a quantidade de descendentes de *C. flavipes* formados após parasitismo em hospedeiros de 5º ínstar alimentados com colmos da variedade IAC91-1099 ou com dieta artificial. A fase larval de *D. saccharalis* apresentou 5 instares. As lagartas apresentaram preferência alimentar por folhas da variedade de cana-de-açúcar SP80-3280 em relação a folhas da variedade IAC91-1099, mas, de forma contrária, por colmos de IAC91-1099 em relação a colmos de SP80-3280. Lagartas de 5º ínstar foram obtidas apenas quando alimentadas com colmos de IAC91-1099. Após duas picadas por fêmeas distintas, uma prole inferior ($48,0 \pm 4,0$ descendentes) foi observada após parasitismo em hospedeiros de 5º ínstar alimentados com colmos de IAC91-1099 em relação à prole formada em hospedeiros de 5º ínstar alimentados com dieta artificial ($120,5 \pm 8,7$ descendentes).

Palavras-chaves: Controle Biológico; Interação tritrófica; Nutrição de hospedeiros; Resistência de plantas a insetos

FOOD PREFERENCE OF *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) AND INFLUENCE IN THE PROGENY OF THE PARASITOID *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae)

ABSTRACT - The parasitoid *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) plays a crucial role in managing the sugarcane borer, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae). Large amounts of this parasitoid are produced in biofactories using the sugarcane borer larvae fed on an artificial diet as hosts. It is known that the developmental stage and nutritional quality of hosts significantly influence the development of associated parasitoid insects. Considering the importance of the parasitoid *C. flavipes*, this study was firstly conducted to determine the correlation between the developmental instars of the sugarcane borer with the width of their head capsule to ensure that hosts at the same instar were used in the investigations. Subsequently, it was evaluated the preference between for leaves and stems of two sugarcane varieties (SP80-3280 – susceptible or IAC91-1099 – moderate resistant). Finally, the number of *C. flavipes* offspring formed after parasitism of 5th instar hosts fed with IAC91-1099 variety stems or artificial diet was assessed. The larval stage of *D. saccharalis* presented 5 instars. The larvae showed a feeding preference for leaves of the SP80-3280 sugarcane variety over leaves of the IAC91-1099 variety, but, conversely, for stems of IAC91-1099 over stems of SP80-3280. Fifth instar larvae were obtained only when fed on IAC91-1099 stems. After two bouts of distinct females, a lower progeny (48.0 ± 4.0 parasitoids) was observed after parasitism of 5th instar hosts fed on IAC91-1099 stems compared to the progeny formed in 5th instar hosts fed on an artificial diet (120.5 ± 8.7 parasitoids).

Keywords: Biological Control; Host nutrition; Plant resistance to insects; Tritrophic interaction

1. INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar é uma cultura de destaque global e o Brasil é o maior produtor mundial. A produção de cana-de-açúcar é considerada de grande importância para a economia brasileira, com previsão de produção de 689,8 milhões de toneladas em uma área de cerca de 8,3 milhões de hectares para a safra 2024/2025 (CONAB, 2024). Contudo, a produção de cana-de-açúcar é reduzida por doenças e pragas da cultura, com destaque para a broca-da-cana, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) que causa danos significativos à cultura reduzindo a produtividade (Beuzelin et al., 2024).

A broca-da-cana é um inseto nativo do hemisfério ocidental, está atualmente distribuída por todo continente americano e é considerada uma praga-chave da cultura da cana-de-açúcar no Brasil (Beuzelin et al., 2024). Devido ao seu hábito oligófago, *D. saccharalis* também causa danos a culturas de interesse econômico da família Poaceae como milho, sorgo e arroz (Cruz, 2007; Vilela et al., 2017; Rocha et al., 2024). Os danos causados por *D. saccharalis* são classificados em diretos, dados pela alimentação das lagartas que pode implicar no sintoma do coração morto (ressecamento da gema apical que resulta na morte da planta) e em danos indiretos, como a doença da podridão vermelha que é causada por fungos dos gêneros *Colletotrichum* e *Fusarium* que colonizam as galerias formadas após entrada das lagartas nos colmos das plantas (Pannuti et al., 2013; Francischini et al., 2019; Costa et al., 2021; Chaibub et al., 2024).

O manejo de *D. saccharalis* por meio de inseticidas químicos é dificultado devido ao hábito comportamental das lagartas entrarem no colmo das plantas para se alimentarem, o que reduz contato de produtos fitossanitários com a praga (Parra e Coelho Jr., 2022). Além disso, a utilização de inseticidas químicos para o manejo de insetos pragas requer atenção por apresentarem efeitos colaterais negativos como a possível contaminação do ambiente e de organismos não alvos e a evolução da resistência nas populações dessas pragas (Hardstone e Scott, 2010; Matioli et al., 2019; Parven et al., 2021; Lopes-Ferreira et al., 2022; Andrade et al., 2023; Meftaul et al., 2023; Hassan et al., 2024;).

Para minimizar as limitações e impactos negativos associados ao controle químico, o manejo integrado de pragas (MIP) tem sido implementado para associação

de táticas mais sustentáveis, eficazes e ambientalmente seguras (Dara, 2019; Deguine et al., 2021; Zhou et al., 2024). A adoção do MIP está alinhada aos valores da ODS (Objetivos de desenvolvimento sustentável) (Zeshan et al., 2024) e One Health (Pitt e Gunn, 2024; Schaffner et al., 2024).

Além do controle químico, destacam-se o controle biológico e o controle cultural entre as táticas de controle de insetos pragas para incorporação ao MIP. O controle biológico consiste na utilização de inimigos naturais como entomopatógenos, insetos predadores e parasitoides e o controle cultural pode ser exemplificado pelo uso de plantas com graus de resistência para manutenção da densidade populacional de insetos pragas em condições economicamente adequadas (Pell et al., 2010; Dinardo-Miranda et al., 2012; Parra e Coelho Jr., 2022; Koller et al., 2023).

Os parasitoides são insetos que utilizam seus hospedeiros como substrato durante seu desenvolvimento imaturo e, ao final da fase parasítica, levam seus hospedeiros à morte (Poulin e Randhawa, 2015; Hardy e Mesterton-Gibbons, 2023). Os parasitoides possuem grande importância ecológica e agrícola, uma vez que, após estabelecimento da relação parasítica, há o controle populacional de insetos pragas (Eggleton e Belshaw, 1992; Polaszek e Vilhemsen, 2023).

No Brasil, a vespa parasitoide *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) é utilizada para o manejo da broca-da-cana. Considerando a importância econômica do cultivo de cana-de-açúcar no Brasil (CONAB, 2024) e os impactos negativos causados pela broca-da-cana (Francischini et al., 2019), a produção do parasitoide *C. flavipes* para liberações inundativas tem se estabelecido como uma importante atividade econômica (Parra e Coelho Jr., 2022).

De maneira geral, a produção massal do parasitoide *C. flavipes* é realizada em biofábricas por meio do parasitismo de lagartas de *D. saccharalis* alimentadas com dieta artificial (Parra e Coelho Jr., 2022). Sabe-se que a nutrição de insetos herbívoros influencia tanto parâmetros biológicos dos herbívoros (Awmack e Leathermilan, 2002; Panizzi e Parra, 2012) como parâmetros biológicos de um inseto parasitoide que parasita o herbívoro (Stoepler et al., 2011; Hervet et al., 2023).

Comumente, hospedeiros alimentados com substratos que proporcionam as melhores condições de desenvolvimento implicam em melhores condições para o desenvolvimento de um inseto parasitoide (Hare e Luck, 1991; Turlings e Benrey,

2016). Especificamente, metabólitos secundários presentes nas plantas podem impactar negativamente o desenvolvimento do inseto herbívoro e, conseqüentemente, alterar o desenvolvimento do inseto parasitoide associado ao herbívoro (Orr e Boethel, 1986).

Para o presente estudo, as variedades SP80-3280 e IAC91-1099 foram escolhidas por apresentarem suscetibilidade (SP80-3280) e resistência moderada a lagartas da broca-da-cana.

Sob a hipótese de que a fonte de alimento do herbívoro pode alterar o desenvolvimento do mesmo e, conseqüentemente, de um endoparasitoide associado a esse herbívoro, os objetivos principais da realização do presente estudo foram (i) avaliar a preferência alimentar de lagartas de 3º ínstar de *D. saccharalis* entre folhas e colmos das variedades SP80-3280 e IAC91-1099 e (ii) avaliar a qualidade de lagartas de 5º ínstar de *D. saccharalis* como hospedeiras do parasitoide *C. flavipes*. Os objetivos específicos foram: (i) determinar o tamanho da cápsula cefálica de cada ínstar *D. saccharalis* para padronizar o estágio de desenvolvimento das lagartas nos ensaios; (ii) obter lagartas de 5º ínstar de *D. saccharalis* alimentadas com diferentes substratos alimentares e (iii) avaliar o rendimento do parasitismo de *C. flavipes* em lagartas de 5º ínstar de *D. saccharalis* alimentadas com diferentes substratos alimentares.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Cana-de-açúcar

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.), nativa do sudeste asiático, é uma planta perene da família Poaceae, amplamente cultivada devido ao seu alto teor de sacarose e utilizada na produção de açúcar, etanol e outros derivados. É uma das culturas mais importantes do mundo, especialmente em regiões tropicais e subtropicais (Matos et al., 2020).

A planta é composta por raízes que se aderem fortemente ao substrato, o colmo é o caule da planta, composto por nós e entrenós, responsável pela sustentação das folhas e abrigar as gemas. As folhas são alternas e opostas, fixadas aos nós do colmo compostas por um limbo e uma bainha (Cheavegatti-Gianotto et al., 2011).

Desde a introdução da cultura no Brasil no século XVI, as indústrias que usam a cana-de-açúcar se multiplicaram. Novas técnicas de produção foram introduzidas e o País alcançou altos índices produtivos para fornecimento de matéria-prima para as agroindústrias do açúcar, etanol e demais produtos. Além disso, os subprodutos e resíduos gerados pelo processamento industrial da cana-de-açúcar são aproveitados, por exemplo, para a produção de ração animal, fertilização de plantações e geração de energia elétrica por meio da cogeração (Santos et al., 2012; Medina et al., 2021; De Oliveira et al., 2021; Maia, 2022; Viana et al., 2023; Silva et al., 2023).

Atualmente, o Brasil é o maior produtor mundial da cana-de-açúcar, com previsão de produção para a safra 2024/2025 de 689,8 milhões de toneladas em uma área de cerca de 8,3 milhões de hectares (CONAB, 2024). Contudo, apesar da relevância para o mercado nacional, a produtividade na cultura de cana-de-açúcar é prejudicada por doenças e pragas (Dinardo-Miranda et al., 2011; Pavlu e Molin, 2016; Casteliani et al., 2020; Costa et al., 2023).

2.2. *Diatraea saccharalis*

Diatraea saccharalis (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), também chamada de broca-da-cana ou broca-do-colmo, é uma espécie originária do hemisfério ocidental e é amplamente distribuída pelo continente americano (Francischini et al., 2019; Beuzelin et al., 2024). *Diatraea saccharalis* é um inseto holometábolo, apresentando fase de ovo, larva, pupa e adulto e seu ciclo de vida pode variar de 33 a 134 dias (ovo: 4-24 dias; lagarta: 20-86 dias e pupa: 8-24 dias) em função da nutrição, fatores genéticos e abióticos (King e Martin, 1975; Melo e Parra, 1988; Borges et al., 2018; Parra e Coelho Jr., 2022).

Os ovos de *D. saccharalis* apresentam coloração amarela esbranquiçada logo após a oviposição e coloração enegrecida ao final do desenvolvimento embrionário. Os ovos são ovipositados sobre as folhas e bainhas da planta e são observados em grupos de 2 a 40 ovos sobrepostos (Lima Filho e Lima, 2001; Parra e Coelho Jr., 2022).

Após a eclosão, as lagartas alimentam-se das folhas e adentram ao colmo. Os imaturos de 5^o ínstar de *D. saccharalis* possuem 25 mm de comprimento e seu corpo é de coloração amarela com pináculos na cor marrom e a cápsula cefálica é marrom

escura. Em condições de laboratório, o inseto pode apresentar de cinco a seis instares, sendo que o 6º instar ocorre comumente em baixas temperaturas (Melo e Parra, 1988). As maiores injúrias às culturas hospedeiras de *D. saccharalis* ocorrem durante o último instar.

As pupas, também conhecidas como crisálidas, possuem coloração marrom e medem em média 17 mm de comprimento e 4 mm de largura. É possível observar o dimorfismo sexual na fase de pupa em função da presença da abertura genital (bolsa copuladora) em pupas de fêmeas em forma de pequeno risco ou corte entre o 8º e 9º segmentos abdominais. Nos machos, a abertura genital está localizada na borda inferior do 9º segmento abdominal, sendo ladeada por duas saliências em forma de almofadas (Silva e Mendonça, 1996). Durante a fase pupa, não há alimentação e locomoção do inseto (fase quiescente).

Os adultos de *D. saccharalis* são mariposas de coloração amarelo-palha. A asa tem aspecto estriado com pequenos pontos marrons que formam uma linha em diagonal em forma de "V" invertido no terço apical. A asa posterior é da mesma coloração da anterior. O aparelho bucal apresenta palpos labiais desenvolvidos (Zucchi et al., 1993; Gallo et al., 2002). Os adultos de *D. saccharalis* apresentam baixa dispersão e, sem o auxílio do vento, alcançam cerca de 200 a 300m (Francischini et al., 2019).

Apesar de ser a praga-chave da cana-de-açúcar no Brasil, *D. saccharalis*, devido a oligofagia, também pode se alimentar de outras culturas da família Poaceae como milho, sorgo e arroz causando prejuízos a esses setores (Geremias, 2013; Cruz, 2007; Vilela et al., 2017; Beuzelin et al., 2024; Rocha et al., 2024).

Ao alimentar-se de plantas de cana-de-açúcar, as lagartas de *D. saccharalis* causam injúrias que implicam em danos diretos à cultura da cana em função da morte do meristema apical, sintoma conhecido como coração morto, e conseqüente morte da planta. Além disso, em plantas adultas, a formação de galerias no interior dos colmos diminui o peso do colmo e sua produtividade e favorece a quebra dos colmos pelo vento (Francischini et al., 2019).

Os danos indiretos em função da formação das galerias nos colmos das plantas podem ser observados pela contaminação dos colmos por fungos oportunistas do gênero *Fusarium* e *Colletotrichum* que se beneficiam do orifício de entrada criado

pelas lagartas acarretando doenças como a podridão vermelha (Pannuti et al., 2013; Costa et al., 2021; Chaibub et al., 2024).

Estima-se que a cada 1% de plantas que apresentam entrenós brocados por *D. saccharalis* resulta em prejuízos de 1,14% na produção de cana (tonelada de colmos por hectare - TCH), 0,42% na produção de açúcar e 0,25% na produção de etanol (Francischini et al., 2017).

2.2.1. Manejo Integrado de *Diatraea saccharalis*

O Manejo Integrado de Pragas (MIP) é uma abordagem que visa ao manejo de pragas de forma eficaz e ambientalmente segura. A implementação do MIP depende de fatores como capacitação técnica, condições econômicas e sociais, conscientização ambiental, políticas governamentais e preferências do consumidor. Em função do MIP ser uma filosofia flexível e dinâmica para adequação às necessidades específicas de cada situação, a implementação do MIP geralmente combina táticas biológicas, culturais, físicas e químicas de controle para reduzir prejuízos econômicos, ambientais e de saúde. Dessa forma, a implementação do MIP pode ser baseada em simples rotações de pesticidas até a combinação de táticas que eliminem a utilização de pesticidas (Dara, 2019, Deguine et al., 2021; Zhou et al., 2024).

Algumas formas de controle comumente utilizadas para manejo de pragas são incluídas nas categorias controle cultural, controle químico e controle biológico. O controle cultural, que pode abranger diversas ferramentas como a rotação com culturas não hospedeiras ou tolerantes fará com que a praga tenha seu ciclo interrompido, reduzindo a população a cada ano (Wright, 1984; Mohler e Johnson, 2009; Dara, 2019). O controle cultural também pode ser baseado no uso de genótipos de plantas com diferentes graus de resistência, nos quais as plantas expressam características físicas, químicas e/ou morfológicas que afetam de forma negativa o desenvolvimento do inseto praga (Dinardo-Miranda et al., 2012; Douglas, 2018; Liu et al., 2021).

O controle químico refere-se à utilização de moléculas químicas sintéticas para a formulação de inseticidas que provocam a morte dos insetos pragas. O controle químico de insetos pragas apresenta efeitos colaterais negativos como contaminação

do ambiente e de organismos não alvos e a possibilidade da evolução da resistência em função de exercerem alta pressão de seleção (Whalon et al., 2008; Hardstone e Scott, 2010; Gould et al., 2018; Matioli et al., 2019; Parven et al., 2021; Lopes-Ferreira et al., 2022; Andrade et al., 2023; Parven et al., 2025).

O controle biológico consiste na utilização de inimigos naturais como entomopatógenos, insetos predadores e parasitoides para manter a densidade populacional dos insetos pragas em condições economicamente adequadas (Pell et al., 2010; Ruiu et al., 2013; Parra, 2014; Glare et al., 2018; Deka et al., 2021; Hanif et al., 2022; Manochaya et al., 2022, Parra e Coelho Jr., 2022).

Para o manejo de *D. saccharalis*, o monitoramento da praga é feito utilizando-se de armadilhas que contém pupas de fêmeas. Ao emergirem, as fêmeas liberam feromônio sexual que será atrativo para adultos machos que serão presos nas armadilhas que contém cola entomológica. A contagem dos machos capturados é feita para verificação se a população da praga atinge o nível de controle (NC) de forma a auxiliar a tomada de decisão (Lima Filho e Riscado, 1988; Koppert, 2025).

Inseticidas de diferentes grupos químicos como neonicotinoides, diamidas antranílicas, piretroides, espinosinas, benzoilureias e pirazóis podem ser utilizados para o controle de *D. saccharalis* (AgroLink, 2023). Atualmente, existem 74 produtos registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle de *D. saccharalis* (MAPA, 2025). Porém, o manejo desta praga por meio de inseticidas químicos é dificultado devido ao hábito comportamental das lagartas de *D. saccharalis* de adentrarem ao colmo que reduz o contato direto do produto fitossanitário com a praga.

O maior e mais bem-sucedido programa de controle biológico para *D. saccharalis* em cana-de-açúcar no Brasil é realizado pela liberação do parasitoide *Cotesia flavipes* Cameron, 1891 (Hymenoptera: Braconidae) nos canaviais. As fêmeas de *C. flavipes* localizam a broca-da-cana no colmo guiando-se por cairomônios liberados pela praga e, ao encontrar seu hospedeiro, a vespa realiza a picada e libera seus ovos no interior das lagartas. As larvas do parasitoide eclodem e se alimentam do conteúdo da hemolinfa do hospedeiro e, próximo à pupação, rompem o tegumento da lagarta, matando-a (Botelho e Macedo, 2002; Rossi et al., 2014; Rôdas e Glaeser, 2019; Parra et al., 2021).

Concomitante ao uso de *C. flavipes*, o uso do parasitoide de ovos *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hymenoptera: Trichogrammatidae) se mostra eficiente em regiões com alta infestação de *D. saccharalis*, mas a predação de ovos por inimigos naturais é baixa (Botelho et al., 1999; Gomes et al., 2024). O uso associado dos parasitoides *C. flavipes* e *T. galloi* apresentam o potencial de um controle eficaz, uma vez que os parasitoides irão agir em diferentes estágios de desenvolvimento da praga (Parra et al., 2021).

No Brasil, o manejo das áreas infestadas por *D. saccharalis* é realizado majoritariamente pelo controle biológico, principalmente com o uso do parasitoide *C. flavipes*. Porém, a combinação do controle biológico com a utilização de genótipos de cana-de-açúcar com diferentes graus de resistência também se mostra uma ferramenta eficaz em programas de manejo integrado (Smith, 2005; Dinardo-Miranda et al., 2012).

2.3. Bioecologia de *Cotesia flavipes*

O parasitoide *C. flavipes* é um microhimenóptero nativo das ilhas do arquipélago da Polinésia, é um inseto gregário, cenobionte, proovigênico, haplodiploide e holometábolo, possuindo as fases de ovo, larva, pupa e adulto. Seu ciclo de vida pode variar de 18 a 33,5 dias em função de fatores bióticos como a idade e nutrição do hospedeiro, abióticos e genéticos (Flanders, 1950; Overholt, 1992; Campos-Farinha et al., 2000; Brodeur e Boivin, 2004; Emaná, 2007; Smaniotto et al., 2019; Parra et al., 2021).

Os ovos de *C. flavipes* são colocados dentro do hospedeiro, medem aproximadamente 0,09 mm e são redondos na porção cefálica. Após o parasitismo, as larvas eclodem em três dias e passam por aproximadamente 3 instares, período esse que dura de 4 a 12 dias. As larvas de 3º instar medem aproximadamente 3 mm e possuem coloração branco-leitosa brilhante, corpo segmentado e afilado nas extremidades. Em aproximadamente três dias após alcançar o 3º instar, as larvas rompem o tegumento do hospedeiro para formação das pupas fora do corpo do hospedeiro (Parra et al., 2021).

As pupas ficam agrupadas e são envoltas por um casulo de fios de seda construído pelas larvas como forma de proteção e permanecem nesse período de

cinco a dez dias dependendo da temperatura. A cópula ocorre logo após a emergência dos adultos e a luminosidade é um fator importante para que ocorra a reprodução (Mohyuddin, 1971; Parra et al., 2021).

Os adultos apresentam coloração preta e asas hialinas, medindo cerca de 4 mm. Além disso, há dimorfismo sexual em que as fêmeas possuem antenas menores que a dos machos. A reprodução desse parasitoide é do tipo haplodiploide, na qual ovos não fertilizados dão origem a vespas machos, enquanto as fêmeas são originadas de ovos fertilizados (Narang et al., 1994; Pinto et al., 2009; Scandiuizzi et al., 2009).

O parasitismo ocorre após as fêmeas do parasitoide localizarem o hospedeiro através de caimônios liberados durante sua alimentação. Ao encontrar o hospedeiro, a vespa de *C. flavipes* realiza a picada e deposita seus ovos na hemocele. Além dos ovos, as vespas de *C. flavipes* também podem liberar outras substâncias como veneno e outros compostos para suprimir o sistema imunológico de seu hospedeiro e, assim, garantir a sobrevivência da sua prole (Mahmoud et al., 2011; Passos et al., 2014; Pinto et al., 2021; Parra et al., 2021).

As fêmeas de *C. flavipes* são proovigênicas e possuem um número fixo de aproximadamente 144 de ovos. Em uma primeira picada, o número médio da progênie é de 46 indivíduos. As fêmeas podem realizar até três picadas, liberando 80% da sua carga de ovos, porém a partir da 4ª picada a fêmea, apesar de realizar picadas, já não possui ovos (Potting et al., 1997).

2.3.1. Uso de *Cotesia flavipes* para o manejo de *Diatraea saccharalis* no Brasil

A primeira tentativa de introdução de *C. flavipes* para controle de *D. saccharalis* aconteceu em 1971 pela Copersucar e pelo Departamento de Entomologia da USP/Esalq com populações de *C. flavipes* de Trinidad e Tobago. Porém, essas tentativas foram limitadas apenas a observações e poucas liberações e não obtiveram êxito devido à dificuldade em estabelecer uma criação em laboratório desse parasitoide. Além disso, não houve recuperação do parasitoide nas plantações de cana-de-açúcar tratadas (Botelho, 1992; Parra, 2023).

Entre os anos de 1974 e 1976, populações de *C. flavipes* provenientes de Trinidad e Tobago foram novamente introduzidas na região Nordeste do País para

controle de *D. saccharalis* e *Diatraea impersonatella* (Walker, 1863) (Lepidoptera: Crambidae) e na região sudeste para controle de *D. saccharalis* pelo Instituto de Açúcar e Álcool (IAA)/Planalsucar. Após liberação, foram recuperadas pupas do parasitoide em *D. impersonatella* mostrando que o parasitismo foi eficiente. A partir disso, o parasitoide foi introduzido ao programa para controle biológico de *Diatraea* spp. (Riscado e Lima Filho, 1976; Pereira et al., 1977; Riscado et al., 1977; Parra et al., 2021).

Atualmente, a produção em larga escala de *C. flavipes* para controle de *D. saccharalis* ocorre em biofábricas, onde o hospedeiro também é criado e alimentado com dieta artificial. Após seleção prévia, a lagarta é oferecida para uma fêmea copulada (24 horas após a emergência) do parasitoide e o parasitismo ocorre de maneira forçada para aumentar os índices de sucesso, uma vez que, quando o parasitismo é realizado de forma livre, as lagartas podem defender-se e influenciarem negativamente o rendimento do parasitismo (Lopes et al., 2009a; Lopes et al., 2009b; Parra et al., 2021).

A liberação de *C. flavipes* nos canaviais é feita com a utilização de drones de forma inundativa em áreas em que o nível de controle foi atingido (presença de 800 a 1.000 lagartas maiores do que 1,5 cm por hectare ou dez lagartas por hora-homem de coleta) (Botelho e Macedo, 2002; Pinto et al., 2006; Pinto et al., 2015).

Atualmente, cerca de 3,5 milhões de hectares de cana-de-açúcar são tratados com liberações inundativas de *C. flavipes* para controle de *D. saccharalis* no Brasil. Considerando a importância econômica e a extensão do cultivo de cana-de-açúcar no País (CONAB, 2024), bem como os impactos negativos causados por *D. saccharalis* (Dinardo-Miranda et al. 2012; Dinardo-Miranda et al., 2013; Francischini et al., 2019; Assis et al., 2022; Li et al., 2024), a produção do parasitoide tem se estabelecido como uma importante atividade econômica. Atualmente existem 27 produtos utilizando *C. flavipes* registrados no MAPA para controle de *D. saccharalis* (Parra e Coelho Jr., 2022, Agrofit, 2025).

2.4. Resistência de plantas a insetos

Uma planta resistente recebe essa denominação quando a sua constituição genotípica é menos danificada que outra em igualdade de condições. Conforme essa

definição, deve-se considerar que a resistência é relativa, hereditária, específica, deve ter repetibilidade e pode ser múltipla. Deve ser relativa, pois, para definir se uma planta é resistente ou não, deve-se compará-la com outros genótipos. Hereditária, pois as próximas gerações devem apresentar resistência semelhante aos parentais. Repetibilidade, pois a resistência expressa deve ser similar nas demais repetições. Múltipla, pois um genótipo pode ser resistente a mais de uma espécie de inseto. São dois os tipos de resistência que uma planta pode expressar, a resistência induzida e a resistência constitutiva (Panda e Khush, 1995; Gatehouse, 2002; Dinardo-Miranda et al., 2012).

A resistência induzida é extrínseca, ou seja, é dependente de fatores externos para que seja expressa. Esse tipo de resistência ocorre devido a algum estresse que desencadeia um processo fisiológico responsável pelo aumento do nível de resistência da planta. Já a resistência constitutiva é intrínseca, ou seja, está no genoma da planta e é expressa independente de fatores externos (Smith, 1989).

Os níveis de resistência que uma planta pode expressar são imunidade, alta resistência, resistência moderada, suscetibilidade e alta suscetibilidade, sendo que só é possível aferir esses níveis a partir da comparação entre genótipos. A resistência das plantas aos insetos pode ser expressa em categorias: antibiose, antixenose e tolerância, sendo que uma planta pode apresentar as 3 categorias de resistência, visto que os fatores genéticos que condicionam podem ser independentes (Wiseman, 1994).

A antixenose ou não preferência ocorre quando um genótipo é menos utilizado pelo inseto para alimentação, oviposição ou abrigo quando comparado a outro genótipo nas mesmas condições. A antibiose ocorre quando o inseto se alimenta do genótipo, mas este exerce efeito adverso sobre o desenvolvimento do herbívoro, como aumento na mortalidade, aumento do período de desenvolvimento, redução do tamanho, peso ou fertilidade. A tolerância é a capacidade que o genótipo tem de suportar ou regenerar tecidos frente ao ataque do inseto, mantendo a mesma produtividade. Os efeitos de antixenose, antibiose e tolerância apresentados pelas plantas podem ser dados por características físicas, morfológicas ou químicas das plantas (Painter, 1958; Tiffin, 2000; Sulistyo e Inayati, 2016; Zhang et al., 2024).

Entende-se por características físicas em resistência de plantas, as variações de coloração nas estruturas dos vegetais que podem influenciar o comportamento dos insetos. As características morfológicas são as variações estruturais das plantas que atuam de forma negativa sobre o inseto herbívoro, como a densidade de tricomas ou dureza das folhas. As características químicas são dadas por uma série de compostos sintetizados pelas plantas através do metabolismo secundário como defesa à herbivoria. Esses compostos químicos são classificados em compostos nitrogenados, terpenoides, fenólicos e proteínas de defesa (Felton e Gatehouse, 1966; Harbone, 1999; Mithöfer e Boland, 2012; Ahmed et al., 2017; Aljbory e Chen, 2018).

Dentre os metabólitos secundários vegetais, os terpenoides, substâncias cuja origem biossintética deriva de unidades do isopreno, constituem o maior grupo. Os terpenos podem ser classificados em diferentes subgrupos com base no número de unidades de carbono presentes em suas estruturas. Os terpenoides atuam principalmente na defesa contra herbívoros e patógenos, sendo os monoterpenos e sesquiterpenos responsáveis pela emissão de voláteis que atuam na repelência de fitófagos e/ou atração de inimigos naturais. Por exemplo, as piretrinas são encontradas em algumas plantas e possuem potente atividade inseticida. As piretrinas são amplamente utilizadas na formulação de inseticidas piretroides devido à sua eficácia (Degenhardt et al., 2003; Ashour et al., 2010; Lattanzio, 2013; Kroes et al., 2017; Qasim et al., 2024; Abdelgaleil et al., 2024).

Os compostos nitrogenados são aqueles cuja estrutura possui átomos de nitrogênio (N) e podem ser subdivididos em: glicosídeos cianogênicos, alcaloides e aminoácidos não proteicos (Waller et al., 1978; Vetter, 2000; Vranova et al., 2011; Cressey e Reeve, 2019; Adibah e Azzreena, 2019; Negi e Borthakur, 2021).

Os glicosídeos cianogênicos (GlcsCN) são compostos nitrogenados que atuam principalmente na defesa química vegetal e são formados por dois componentes. No tecido vegetal intacto, os glicosídeos cianogênicos e suas enzimas correspondentes (β -glicosidases) são separados espacialmente e esses componentes apenas se misturam após um dano tecidual causados pela herbivoria, o que faz com que ocorra a liberação de cianeto de hidrogênio tóxico (HCN) que pode inibir a respiração celular dos herbívoros e os levar à morte. Esse processo é chamado de cianogênese (Zagrobelyny et al., 2008; Ballhorn et al., 2009; Møller, 2010, Martinez e Diaz, 2024).

Os alcaloides são compostos orgânicos que contêm pelo menos um átomo de nitrogênio em sua estrutura, geralmente em forma de amina cíclica e atuam na defesa química vegetal, podendo estar presente na resistência induzida e constitutiva das plantas. Esses metabólitos secundários possuem propriedades tóxicas ou amargas, que podem repelir herbívoros ou inibir o crescimento de organismos patogênicos. Dentre os componentes desse grupo, pode-se destacar a nicotina ($C_{10}H_{14}N_2$), utilizada na formulação de diversos inseticidas neonicotinoide pela sua toxicidade ao sistema nervoso (SN) dos insetos (Steppuhn e Baldwin, 2007; Macel, 2011; Kanmani et al., 2021; Leite e D'Auria, 2025).

Os aminoácidos não proteicos são estruturalmente semelhantes aos aminoácidos proteicos mas diferem em pequenos aspectos, como a presença de grupos funcionais adicionais ou rearranjos químicos. Os aminoácidos não proteicos podem ser incorporados nas proteínas durante a tradução ribossômica e são importantes componentes da defesa vegetal devido à sua capacidade de interferir em vias metabólicas essenciais. Por exemplo, quando um análogo da arginina é incorporado erroneamente em proteínas, isso leva a proteínas disfuncionais no herbívoro e, conseqüentemente, prejudica seu desenvolvimento (Huang et al., 2011; Staszek et al., 2017).

Todos os mecanismos de defesa vegetal podem estar presentes na defesa química induzida e constitutiva. A principal vantagem da resistência constitutiva das plantas aos insetos é que essa resistência é expressa a todo momento independente dos fatores bióticos e abióticos. Plantas que apresentam mecanismos constitutivos de resistência apresentam vantagens como facilidade de utilização, não possuir custo adicional e compatibilidade com outros métodos (Sharma e Ortiz, 2002; Vendramim e Guzzo, 2012).

2.5. Interações tritróficas

Interações interespecíficas são relações ecológicas que ocorrem entre indivíduos de espécies diferentes dentro de um ecossistema. Os diferentes ecossistemas naturais são formados por interações complexas de pelo menos três níveis tróficos: plantas, herbívoros e inimigos naturais que interagem entre si através

de sinais químicos (Vet e Dicke, 1992; Takabayashi e Shiojiri, 2019; Mitra e Barik, 2024).

As interações inseto-planta são sinalizadas por semioquímicos, substâncias voláteis derivadas do metabolismo secundário das plantas que podem atuar como cairomônios, alomônios ou sinomônios (Lara, 1991; El-Kareim et al., 2017). Os cairomônios, são sinais que, quando liberados, beneficiam somente o agente receptor em detrimento do emissor. Por exemplo, voláteis produzidos por herbívoros durante a alimentação atraem inimigos naturais. Por outro lado, sinomônios são compostos que beneficiam o receptor e o emissor. Por exemplo, uma planta sob ataque de um herbívoro pode liberar voláteis que atrairão o inimigo natural da praga. E, por fim os alomônios são substâncias que beneficiam apenas o emissor (Kahl et al., 2000; Gullan e Cranston, 2014; Murali-Baskaran et al., 2018; Ayelo et al., 2022).

As propriedades de uma planta, como a presença de compostos originados do metabolismo secundário, tricomas e a rigidez dos tecidos, podem influenciar as relações entre herbívoros e seus inimigos naturais, exercendo efeitos diretos sobre o herbívoro, inimigos naturais ou em ambos (Price et al., 1980; Orr e Boethel, 1986; Turlings e Erb, 1998; Ode, 2006).

A nutrição do inseto é um fator essencial para sua sobrevivência e a qualidade da planta hospedeira influencia tanto parâmetros biológicos do inseto herbívoro (Awmack e Leathermilan, 2002; Panizzi e Parra, 2012; Nation, 2022) como parâmetros biológicos de um inseto parasitoide que parasita o herbívoro (Barros e Vendramim, 1999; Stoepler et al., 2011; Hervet et al., 2023).

Do ponto de vista de um inseto parasitoide, aqueles hospedeiros que são alimentados em plantas com melhores recursos, fornecem também melhores recursos para o desenvolvimento do parasitoide (Hare e Luck, 1991; Turlings e Benrey, 1998), podendo o contrário também ocorrer. Metabólitos secundários das plantas podem alterar indiretamente e de maneira negativa o desenvolvimento de um inseto parasitoide que se alimentou de um herbívoro mal nutrido ou que se alimentou de plantas cujas defesas influenciaram no desenvolvimento desse herbívoro (Orr e Boethel, 1986).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Insetos

Insetos das espécies *D. saccharalis* e *C. flavipes* foram obtidos de uma biofábrica localizada na região de Pradópolis-SP que faz a produção de grandes quantidades de *C. flavipes* em condições controladas para posterior liberação em campo. As lagartas de *D. saccharalis* têm sido continuamente criadas em condições controladas alimentando-se de dieta artificial (item 3.2) sem introduções de insetos coletados em campo há, pelo menos, 10 anos.

3.2. Dieta artificial para alimentação de *Diatraea saccharalis*

Como padrão de criação, o hospedeiro *D. saccharalis* foi alimentado com dieta artificial baseada em sacarose, farelo de soja, germe de trigo e levedura de cerveja (modificada de Hensley e Hammond Jr., 1968) (Tabela 1).

Tabela 1. Dieta de alimentação utilizada para lagartas de *Diatraea saccharalis*.

Componentes	Quantidade
Farelo de soja	450 g
Germe de trigo	200 g
Levedura de cerveja	800 g
Sacarose (comercial)	85 g
Mistura de sais de Wesson	20 g
4-hidroxibenzoato de metila (Nipagin)	33 g
Ácido ascórbico	20 g
Ácido sórbico	10 g
Cloreto de colina	3 g
Iota-Carragenina	106 g
Complexo de vitamina B +solução de ácido fólico ¹	20 mL
Solução de formaldeído (37% em H ₂ O)	10 mL
VitaGold Potenciado ²	3 mL
Ampicilina (500 mg) ³	2 pílulas
Meflagina® (Metronidazol, 400 mg) ⁴	2 pílulas
Água	7100mL

¹Um litro da solução vitamínica do complexo B contendo ácido fólico é composto por 1 g de niacina (B3), 1 g de ácido pantotênico (B5), 0,5 g de riboflavina (B2), 0,25 g de tiamina (B1), 0,25 g de piridoxina (B6), 0,02 mg de biotina (B7), 2 g de vitamina B12 e 0,1 g de ácido fólico;

²VitaGold Potenciado (Fabiani Saúde Animal, São Paulo-SP, Brasil) é uma solução comercial de vitaminas e um litro de VitaGold Potenciado é composto por 15.106 UI (unidades internacionais) de vitamina A, 4.106 UI de vitamina D3, 1 g de vitamina E, 4 g de vitamina B1, 1,5 g de vitamina B2, 2 g de vitamina B6, 4,8 mg de vitamina B12 e 10 g de nicotinamida (B3).

³Ampicilina (EMS, Hortolândia-SP, Brazil)

⁴Meflagin® (Metronidazol - Multilab, São Jerônimo-RS, Brazil)

3.3. Alimentação de lagartas de *Diatraea saccharalis* com colmos das variedades selecionadas

Gemas da variedade SP80-3280 (suscetível) e da variedade IAC91-1099 (moderadamente resistente) foram plantadas em bandejas de 50 células (comprimento x largura x profundidade: 57 cm x 30 cm x 9 cm) contendo substrato Carolina Soil (Carolina Soil do Brasil Ltda.) e as mudas brotadas foram transplantadas para vasos de 5 L (18 cm x 17cm) contendo uma mistura de 50% do substrato Terra vegetal (SoloFértil, Jaboticabal-SP) com 50% do substrato Terra Orgânica (Insumax, Nova Europa-SP). A irrigação foi realizada diariamente 2x (7:00am e 2:00pm) com aproximadamente 100 mL de água por vaso. Adubações de cobertura foram realizadas pela aplicação de 10 g de NPK (4:14:8) por vaso a cada 30 dias. Plantas com aproximadamente 6-12 meses de idade foram utilizadas como substrato alimentar (colmos) para lagartas de *D. saccharalis*. Lagartas de 3^o ínstar de *D. saccharalis* foram colocadas em recipientes transparentes com tampa (altura x comprimento x profundidade - 40cm x 35cm x 10cm) contendo pedaços de colmos (aproximadamente 21cm) da variedade IAC91-1099 e SP80-3280. Os colmos cortados tiveram suas extremidades cobertas por cera de abelha para evitar perda de água e fermentação. Em seguida, as lagartas de 3^o ínstar foram colocadas para iniciar a alimentação de cada variedade correspondente. Os colmos foram trocados por novos a cada 20 dias e a cápsula cefálica das lagartas foram medidas para confirmar que as mesmas chegaram ao ponto de parasitismo (5^o ínstar).

3.4. Medição da largura da cápsula cefálica para determinação dos ínstars de *Diatraea saccharalis*

Lagartas alimentadas com dieta artificial e mantidas em condições controladas ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$; fotofase diária de 12h) tiveram suas cápsulas cefálicas medidas desde a eclosão até a formação da pupa. As medições foram feitas utilizando estereomicroscópio com câmera acoplada (DigiLab, Piracicaba-SP). Foram utilizadas 20 lagartas em cada medição realizada em períodos após a eclosão e cada lagarta foi considerada uma repetição. A medição da cápsula cefálica foi feita no programa Micro-capture software.

3.5. Ensaio de preferência alimentar com chance de escolha por colmos das variedades de cana-de-açúcar

Pedaços de colmo (2,5cm x 1cm) das variedades SP80-3280 e IAC91-1099 com 12 meses de idade, foram dispostos em lados opostos de arenas (altura x comprimento x profundidade – 40cm x 35cm x 6cm). Em seguida, 10 lagartas de 3º ínstar foram liberadas no centro das arenas e as avaliações ocorreram após 24h. Os experimentos de preferência alimentar por colmos das variedades foram realizados em delineamento inteiramente casualizado com 40 repetições (arenas) (Figura 1).



Figura 1. Montagem e execução do bioensaio de preferência com chance de escolha utilizando pedaços de colmos das variedades SP80-3280 e IAC91-1099.

3.6. Ensaio de preferência alimentar com chance de escolha por folhas das variedades de cana-de-açúcar

Pedaços de folhas (2cm x 8mm) das variedades SP80-3280 e IAC91-1099 foram dispostos em lados opostos de arenas (altura x comprimento x profundidade - 40cm x 35cm x 10cm). Em seguida, 10 lagartas de 3º ínstar foram liberadas no centro das arenas e as avaliações da preferência das lagartas ocorreram após 24h. Os experimentos de preferência alimentar por folhas das variedades foram realizados em delineamento inteiramente casualizado com 20 repetições (arenas) (Figura 2).



Figura 2. Montagem e execução do bioensaio de preferência com chance de escolha utilizando pedaços de folhas das variedades SP80-3280 e IAC91-1099.

3.7. Parasitismo

Para observação do parasitismo, lagartas de *D. saccharalis* de 5^o ínstar obtidas após alimentação em colmos de IAC91-1099 ou dieta artificial foram transferidas para um recipiente (6 cm de diâmetro x 2 cm de altura) contendo 1 fatia de dieta de realimentação (aproximadamente 1 cm de largura x 1 cm de comprimento x 0,5 cm de altura, modificada de Hensley e Hammond Jr., 1968) (Tabela 2) e foram mantidas em condições controladas ($26\pm 1^{\circ}\text{C}$, fotofase diária de 12 h) por 1 dia.

Tabela 2. Dieta de realimentação para lagartas de *Diatraea saccharalis* após o parasitismo.

Componente	Quantidade
Farelo de soja	800 g
Germe de trigo	150 g
Levedura de cerveja	50 g
Sacarose (comercial)	540 g
Nipagin	10 g
Ácido ascórbico	10 g
Ácido sórbico	20 g
Cloreto de colina	4 g
Carragenanato (lota)	212 g
Complexo de vitamina B +solução de ácido fólico ¹	60 mL
Solução de formaldeído (37% em H ₂ O)	20 mL
Vitagold Potenciado ²	4 mL
Ácido acético	80 mL
Ampicilina ³ (500 mg)	2 pílulas
Meflagin [®] Metronidazol (400 mg) ⁴	2 pílulas
Água	7800 mL

¹Um litro da solução vitamínica do complexo B contendo ácido fólico é composto por 1 g de niacina (B3), 1 g de ácido pantotênico (B5), 0,5 g de riboflavina (B2), 0,25 g de tiamina (B1), 0,25 g de piridoxina (B6), 0,02 mg de biotina (B7), 2 g de vitamina B12 e 0,1 g de ácido fólico;

²VitaGold Potenciado (Fabiani Saúde Animal, São Paulo-SP, Brasil) é uma solução comercial de vitaminas e um litro de Vitagold Potenciado é composto por 15.106 UI (unidades internacionais) de vitamina A, 4.106 UI de vitamina D3, 1 g de vitamina E, 4 g de vitamina B1, 1,5 g de vitamina B2, 2 g de vitamina B6, 4,8 mg de vitamina B12 e 10 g de nicotinamida (B3).

³Ampicilina (EMS, Hortolândia-SP, Brazil)

⁴Meflagin[®] (Metronidazol - Multilab, São Jerônimo-RS, Brazil)

Em seguida, as lagartas foram parasitadas por 2 vespas (uma picada por vespa) de *C. flavipes* que foram previamente mantidas em grupos após emergência por 24-48 horas para acasalamento antes do parasitismo. O número de vespas que emergiram das pupas foi contado e a razão sexual da prole foi avaliada. A razão sexual foi definida pela divisão do número de fêmeas pelo total de adultos da população em

cada grupo de descendentes formadas após parasitismo em um hospedeiro (Figura 3).

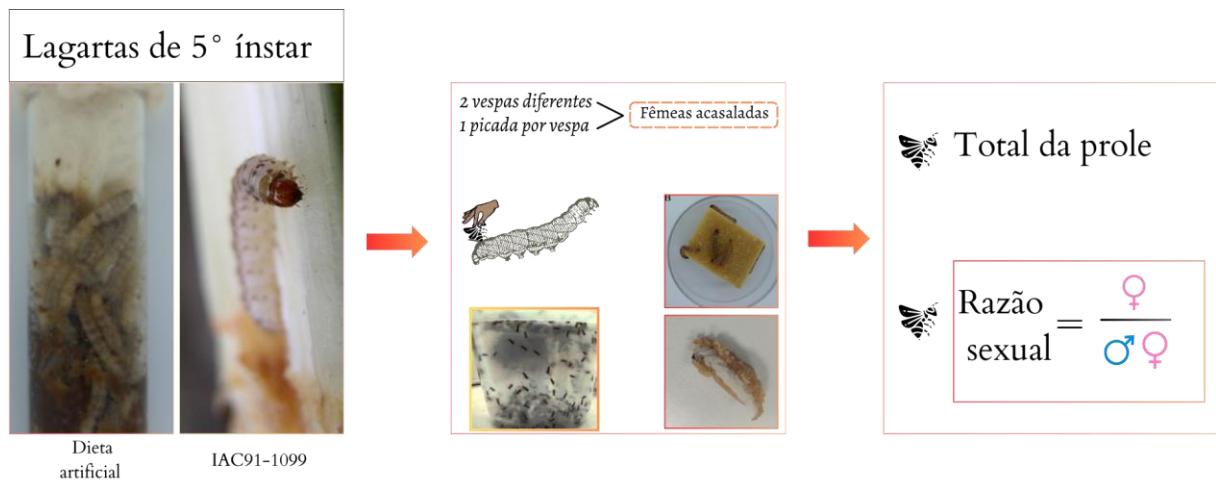


Figura 3. Parasitismo de lagartas de *Diatraea saccharalis* alimentadas com dieta artificial e colmos da variedade IAC91-1099 por *Cotesia flavipes*.

3.8. Análises estatísticas

Os dados de preferência alimentar de *D. saccharalis* por folhas e colmos das variedades SP80-3280 e IAC91-1099 foram submetidos ao teste do χ^2 utilizando o PROC FREQ do SAS ($\alpha=0,05$). Os dados de razão sexual do parasitoide *C. flavipes* que parasitou lagartas de *D. saccharalis* alimentadas com diferentes substratos foram submetidos ao teste t de Student utilizando o PROC TTEST do SAS do software SAS para experimento independente (SAS Institute, 2024). Os resultados obtidos foram ilustrados através de gráficos criados no programa SigmaPlot 15.0.

4. RESULTADOS

4.1. Medida da largura da cápsula cefálica de lagartas de *Diatraea saccharalis*

Foram observados 5 ínstaras durante a fase larval de *D. saccharalis*, sendo que a cápsula cefálica em neonatas (primeiro ínstar) apresentou largura de $0,31 \pm 0,002\text{mm}$, no segundo ínstar $0,46 \pm 0,003\text{mm}$, no terceiro $0,75 \pm 0,006\text{mm}$, no quarto ínstar $1,20 \pm 0,012\text{mm}$ e no quinto ínstar $1,86 \pm 0,010$, com um aumento de largura da cápsula cefálica em 33%, 39%, 38% e 35% a cada ecdise (Figura 4).

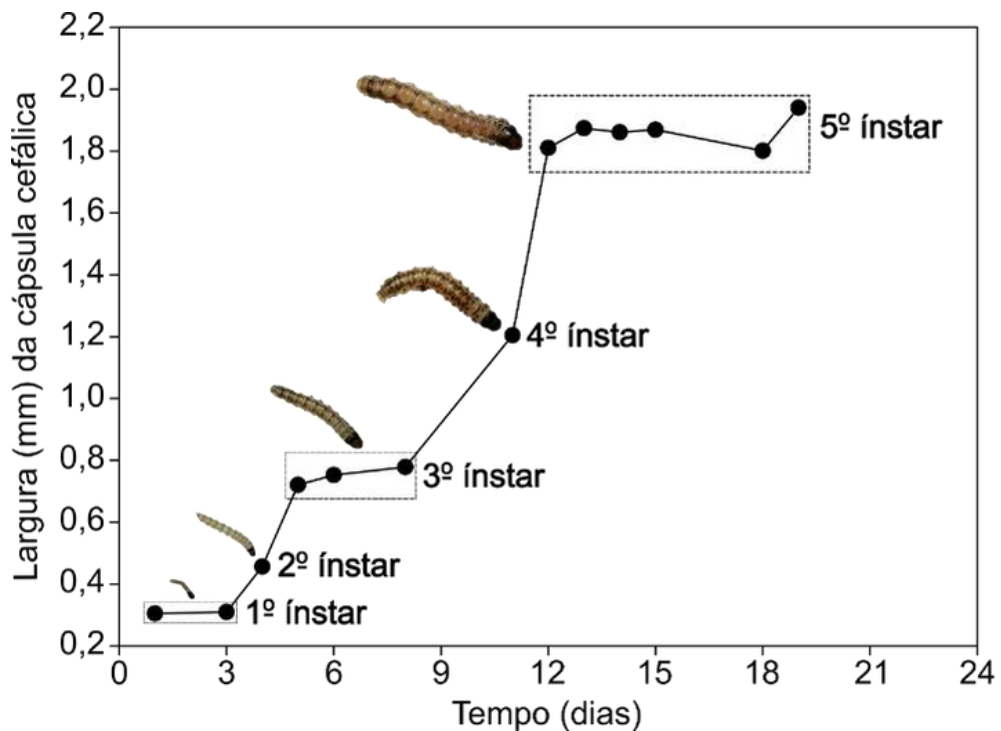


Figura 4. Largura da cápsula cefálica (mm) de lagartas de *Diatraea saccharalis* durante sua fase larval.

4.2. Preferência alimentar com chance de escolha por colmos e folhas das variedades de cana-de-açúcar

Foi observada preferência ($\chi^2=13.03$; GL=1; $P<0.0003$) das lagartas de *D. saccharalis* por colmos da variedade IAC91-1099 ($56 \pm 4\%$) em relação aos colmos da variedade SP80-3280 ($44 \pm 4\%$). Por outro lado, foi observada preferência ($\chi^2=42,1.6$; GL=1; $P<0.0001$) das lagartas de *D. saccharalis* por folhas da variedade SP80-3280 ($61 \pm 6\%$) em relação às folhas da variedade IAC91-1099 ($39 \pm 6\%$) (Figura 5).

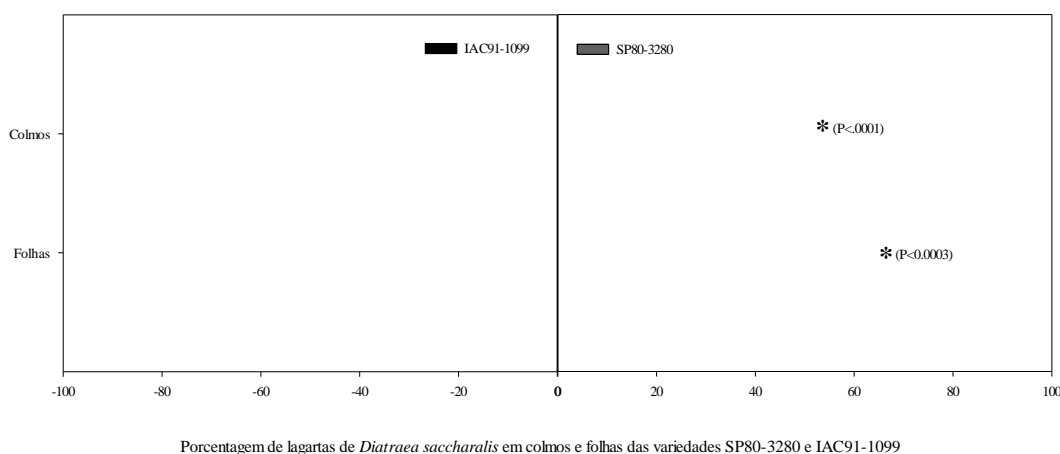


Figura 5. Preferência alimentar de lagartas de 3º instar de *Diatraea saccharalis* por colmos ou folhas das variedades SP80-3280 e IAC91-1099. *indica diferença significativa entre as médias (teste χ^2 ; $P<0,05$).

4.3. Parasitismo por *Cotesia flavipes* sobre hospedeiros alimentados com diferentes dietas

O hospedeiro *D. saccharalis* não se desenvolveu em colmos da variedade SP80-3280 e, conseqüentemente, não foi possível obter hospedeiros em 5º instar para avaliar o parasitismo. Já em dieta artificial e na variedade IAC91-1099 as lagartas chegaram até o 5º instar (ponto de parasitismo). O número total da prole foi influenciado pela alimentação do hospedeiro *D. saccharalis* ($t= 7,53$; GL= 65; $P<0,0001$) mas não a razão sexual ($t= 0,77$; GL=65; $P= 0,44$) a razão sexual não foi afetada entre os descendentes de *C. flavipes* que se desenvolveram em hospedeiros alimentados com colmos de IAC91-1099 e dieta artificial (Tabela 3).

Tabela 3. Número de descendentes de *Cotesia flavipes* formados após parasitismo (2 picadas de diferentes vespas) em lagartas de *Diatraea saccharalis* alimentadas com dieta artificial ou colmos da variedade IAC91-1099.

Tratamentos	Descendentes	Razão sexual
IAC91-1099	48,0 ± 4,0 b	0,61 ± 0,05 ^{ns}
Dieta artificial	120,5 ± 8,7 a	0,66 ± 0,04 ^{ns}

Médias ± desvio padrão; Letras minúsculas diferentes ou ^{ns} nas colunas indicam, respectivamente, a presença ou ausência de diferença significativa entre as médias (teste t de Student; P<0,05)

5. DISCUSSÃO

O estágio larval de *Diatraea saccharalis* foi composto por cinco ínstaes, conforme determinado pela medição da cápsula cefálica, uma estrutura altamente esclerosada. A cada ecdise, registrou-se um aumento de aproximadamente 30% no tamanho da cápsula cefálica, um padrão de crescimento também observado em outros lepidópteros (Dyar, 1890; Ramaiah et al., 2020).

A preferência alimentar é um fator essencial para a adaptação e sobrevivência dos insetos. Diferentemente do esperado, as lagartas apresentaram maior preferência por colmos da variedade IAC91-1099 em relação aos da variedade SP80-3280. Inicialmente, esperava-se uma menor preferência pelas lagartas por colmos da IAC91-1099, pois esta é classificada como uma variedade com certo grau de resistência à broca-da-cana (Dinardo-Miranda et al., 2013), enquanto a SP80-3280 é considerada suscetível (Boiça Jr. et al., 2011; Rossato Jr. et al., 2011; Mello et al., 2020).

Por outro lado, a preferência por folhas de IAC91-1099 foi menor em relação à preferência por folhas de SP80-3280. A menor atratividade das folhas de IAC91-1099 pode estar relacionada à alta densidade de tricomas (Dinardo-Miranda et al., 2012) e, complementarmente, uma taxa de permanência de lagartas foi inferior em plantas de IAC91-1099 em relação a plantas SP80-3280 (Sousa et al., 2024). Tais características observadas em plantas de IAC91-1099 podem induzir a movimentação (menor preferência) e resultar em maior mortalidade natural das lagartas em campo com consequentes níveis inferiores de infestação de *D. saccharalis* nessa variedade.

Após ultrapassada a primeira camada de interação entre as lagartas e as plantas de cana-de-açúcar dada pela alimentação nas folhas, o desenvolvimento de *D. saccharalis* se mostrou adequado em colmos de IAC91-1099.

Em campo, é possível observar lagartas de *D. saccharalis* alimentando-se de colmos de IAC91-1099 (Dinardo-Miranda et al. 2012). Dessa forma, considerando que a interação de *D. saccharalis* com plantas de cana-de-açúcar inicia-se pela alimentação das folhas, os resultados obtidos no presente trabalho sugerem que os mecanismos de resistência observados em IAC91-1099 estejam relacionados com as folhas dessa variedade e não com o colmo.

Ao analisar a interação tritrófica (alimento-herbívoro-parasitoide), observou-se que a dieta artificial utilizada para nutrição de *D. saccharalis* em condições controladas resulta em uma produção muito superior (aproximadamente 2,5x maior) de parasitoides em relação capacidade de produção de parasitoides em hospedeiros alimentados com colmos da variedade IAC91-1099.

A qualidade nutricional do hospedeiro é um fator determinante para o sucesso do desenvolvimento de parasitoides. Por exemplo, lagartas de *Sesamia calamistis* (Hampson, 1910) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Eldana saccharina* Walker, 1865 (Lepidoptera: Pyralidae) apresentaram maior sobrevivência larval e peso de pupas quando alimentadas com dieta artificial em relação a lagartas alimentadas com caules de cinco espécies de gramíneas (Shanower et al., 1993). Taxas de desenvolvimento mais adequadas de lagartas de *Helicoverpa armigera* (Hübner, [1808]) (Lepidoptera: Noctuidae) foram observadas quando alimentadas com dietas artificiais em relação a dietas naturais (Silva et al., 2021).

Dessa forma, hospedeiros diferencialmente nutridos podem influenciar no desenvolvimento de parasitoides associados. Por exemplo, o período ovo-adulto do parasitoide *Copidosoma floridanum* Ashmead, 1900 (Hymenoptera: Encyrtidae) foi mais lento quando o hospedeiro *Chrysodeixis includens* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) alimentou-se de um genótipo resistente de soja quando comparado a um genótipo suscetível (Orr e Boethel, 1986). Melhores parâmetros biológicos do parasitoide *Glyptapanteles militaris* (Walsh) (Hymenoptera: Braconidae) foram observados quando o hospedeiro *Mythimna unipuncta* (Haworth, 1809) (Lepidoptera: Noctuidae) foi alimentado com folhas de azevém (*Lolium perenne* L.) ou milho (*Zea mays* L.) quando comparados a hospedeiros alimentados em dieta artificial (Reis et al., 2003).

6. CONCLUSÕES

Conclui-se que a dieta artificial utilizada para nutrição do hospedeiro *D. saccharalis* resulta em uma alta capacidade de suporte para o desenvolvimento do parasitoide *C. flavipes* quando comparada a lagartas nutridas com colmos da variedade IAC91-1099, apesar disso, a razão sexual não foi influenciada. Destaca-se a importância de uma nutrição adequada do hospedeiro para a produção do parasitoide. Complementarmente, destaca-se que os resultados de experimentações com lagartas de *D. saccharalis* nutridas com dieta artificial podem não refletir a dinâmica da interação entre *D. saccharalis* e *C. flavipes* em situações em que estejam envolvidas diferentes variedades de cana-de-açúcar na nutrição de *D. saccharalis*, principalmente resultados de números de descendentes.

REFERÊNCIAS

Abdelgaleil SAM, Gad HA, Ramadan GR, El-Bakry AM, El-Sabroun AM (2024) Monoterpenes: chemistry, insecticidal activity against stored product insects and modes of action-a review. **International Journal of Pest Management** 70(3):267-289. <https://doi.org/10.1080/09670874.2021.1982067>

Adibah KZM, Azzreena MA (2019) Plant toxins: alkaloids and their toxicities. **GSC Biological and Pharmaceutical Sciences** 6(2):21-29. <https://doi.org/10.30574/gscbps.2019.6.2.0003>

Andrade JC, Galvan D, Kato LS, Conte-Junior CA (2023) Consumption of fruits and vegetables contaminated with pesticide residues in Brazil: A systematic review with health risk assessment. **Chemosphere** 322:138244. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2023.138244>

Ahmed E, Arshad M, Khan MZ, Amjad MS, Sadaf HM, Sabir S, Saboon NA (2017) Secondary metabolites and their multidimensional prospective in plant life. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry** 6(2):205-214.

Aljbory Z, Chen MS (2018) Indirect plant defense against insect herbivores: a review. **Insect Science** 25(1):2-23. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12436>

Ashour M, Wink M, Gershenzon J (2010) Biochemistry of terpenoids: monoterpenes, sesquiterpenes and diterpenes. **Annual Plant Reviews** 40:258-303. <https://doi.org/10.1002/9781444320503.ch5>

Assis HLBD, Paiva PEB, Dinardo-Miranda LL, Yamamoto PT (2022) Estimating the relationship of sugarcane borer larvae and crop damage based on adult captures and climate variables. **Scientia Agricola** 80:e20210274. <https://doi.org/10.1590/1678-992X-2021-0274>

Awmack CS, Leather SR. (2002). Host plant quality and fecundity in herbivorous insects. **Annual Review of Entomology** 47(1):817-844. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.47.091201.145300>

Ayelo PM, Yusuf AA, Chailleux A, Mohamed SA, Pirk CW, Deletre E (2022) Chemical cues from honeydew and cuticular extracts of *Trialeurodes vaporariorum* serve as kairomones for the parasitoid *Encarsia formosa*. **Journal of Chemical Ecology** 48(4):370-383. <https://doi.org/10.1007/s10886-022-01354-6>

Ballhorn DJ, Kautz S, Heil M, Hegeman AD (2009) Cyanogenesis of wild lima bean (*Phaseolus lunatus* L.) is an efficient direct defence in nature. **PLoS One** 4(5):e5450. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0005450>

Barros R, Vendramim JD (1999) Efeito de cultivares de repolho, utilizadas para criação de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), no desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**. 28(3):469-476. <https://doi.org/10.1590/S0301-80591999000300012>

Beuzelin J, Huang F, Reagan TE, Stout MJ (2024) *Diatraea saccharalis* (sugarcane stalk borer). **CABI Compendium**. Disponível em: <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.18771>. Acesso em: 15 jan. 2025.

Boiça Jr. AL, Leonelo AF, Jesus FG (2011) Dietas artificiais incorporadas ou não a colmos triturados de variedades de cana-de-açúcar na biologia de *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Crambidae). **Semina: Ciências Agrárias** 32(1):39-48. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2011v32n1p39>

Borges Filho RDC, Bernardi D, Sturza VS, Cunha USD, Diez-Rodríguez GI, Pinto AS, Nava DE (2018) Importance of sugar for the development of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) on artificial diet. **Journal of Economic Entomology** 111(6):2693-2698. <https://doi.org/10.1093/jee/toy286>

Botelho PSM (1992) Quinze anos de controle biológico da *Diatraea saccharalis* utilizando parasitóides. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 27(13):255-262.

Botelho PSM, Parra JRP, Chagas Neto JF, Oliveira CPB (1999) Associação do parasitoide de ovos *Trichogramma galloi* Zucchi (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e do parasitoide larval *Cotesia flavipes* (Cam.) (Hymenoptera: Braconidae) no controle de *Diatraea saccharalis*, (Fabr.) (Lepidoptera: Crambidae) em cana-de-açúcar. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 28(3):491-496. <https://doi.org/10.1590/S0301-80591999000300015>

Botelho PSM, Macedo N (2002) *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*. In: Parra JRP, Botelho PSM, Correa-Ferreira BS, Bento JMS. (Eds.). **Controle Biológico no Brasil: Parasitoides e Predadores**. São Paulo: Manole, p. 409-425.

Broca da cana (*Diatraea saccharalis*): ciclo e controle. **Agroadvance**. Disponível em: <<https://agroadvance.com.br/blog-broca-da-cana-diatraea-saccharalis/>>. Acesso em: 8 jan. 2025.

Broca do colmo (*Diatraea saccharalis*). **Portal Agrolink**. Disponível em: <https://www.agrolink.com.br/problemas/broca-do-colmo_375.html>. Acesso em: 8 jan. 2025.

Brodeur J, Boivin G (2004) Functional ecology of immature parasitoids. **Annual Reviews of Entomology** 49:27-49. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.49.061703.153618>

Campos-Farinha AEC, Chaud Netto J, Gobbi N (2000) Biologia reprodutiva de *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae). iv. Discriminação entre lagartas parasitadas e não parasitadas de *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Pyralidae), tempo de desenvolvimento e razão sexual dos parasitoides. **Arquivos do Instituto Biológico** 67(2):229-234. <https://doi.org/10.1590/1808-1657v67n2p2292000>

Cantori LV, Gomes AAD, Fonseca EA, Rossi M (2013) Parasitismo de *Diatraea saccharalis* por *Cotesia flavipes* liberado pela técnica de espalhamento de pupas protegidas por cápsulas em canavial. **VII Workshop Agroenergia**. Ribeirão Preto-SP.

Casteliani A, De-Fatima ML, Cardoso JFM, Silva MSO, Silva RSA, Chacon-Orozco JG, Castellani AGB, Půža V, Harakava R, Leite LG (2020) Behavioral aspects of *Sphenophorus levis* (Coleoptera: Curculionidae), damage to sugarcane and its natural infection by *Steinernema carpocapsae* (Nematoda: Rhabditidae). **Crop Protection**, 137:105262. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2020.105262>

Cheavegatti-Gianotto A, De Abreu HMC, Arruda P, Bessalho Filho JC, Burnquist WL, Creste S, Ciero LD, Ferro JA, Figueira AVOF, Filgueiras TS, Grossi-de-Sá MF, Guzzo EC, Hoffmann HP, Landell MGA, Macedo N, Matsuoka S, Reinach FC, Eduardo Romano, Silva WJ, Filho MCS, Ulian EC (2011) Sugarcane (*Saccharum X officinarum*): a reference study for the regulation of genetically modified cultivars in Brazil. **Tropical Plant Biology** 4:62-89. <https://doi.org/10.1007/s12042-011-9068-3>

Chaibub AA, Gundim JAB, de Sousa NM (2024) *Colletotrichum falcatum* e complexo de espécies de *Fusarium* spp. na cana-de-açúcar: caracterização das doenças e estratégias de controle. **Caderno Pedagógico** 21(5):e4146-e4146. <https://doi.org/10.54033/cadpedv21n5-134>

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar, safra 2024/25. Disponível em: <http://www.conab.gov.br>
Acesso em: 15 jan.

Costa MM, Silva BA, Moreira GM, Pfenning LH (2021) *Colletotrichum falcatum* and *Fusarium* species induce symptoms of red rot in sugarcane in Brazil. **Plant Pathology** 70(8):1807-1818. <https://doi.org/10.1111/ppa.13423>

Cressey P, Reeve J (2019) Metabolism of cyanogenic glycosides: A review. **Food and Chemical Toxicology** 125:225-232. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2019.01.002>

Cruz I (2007) A broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis*, em milho, no Brasil. **Circular Técnica** 90:12p.

Dara SK (2019) The new integrated pest management paradigm for the modern age. **Journal of Integrated Pest Management** 10(1):12. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmz010>

Degenhardt J, Gershenzon J, Baldwin IT, Kessler A (2003) Attracting friends to feast on foes: engineering terpene emission to make crop plants more attractive to herbivore enemies. **Current Opinion in Biotechnology** 14(2):169-176. [https://doi.org/10.1016/S0958-1669\(03\)00025-9](https://doi.org/10.1016/S0958-1669(03)00025-9)

Deguine JP, Aubertot JN, Flor RJ, Lescourret F, Wyckhuys KA, Ratnadass A (2021) Integrated pest management: good intentions, hard realities. A review. **Agronomy for Sustainable Development** 41:38. <https://doi.org/10.1007/s13593-021-00689-w>

Deka B, Baruah C, Babu A (2021) Entomopathogenic microorganisms: their role in insect pest management. **Egyptian Journal of Biological Pest Control** 31:1-8. <https://doi.org/10.1186/s41938-021-00466-7>

Dinardo-Miranda LL, Fracasso JV, Perecin D (2011) Variabilidade espacial de populações de *Diatraea saccharalis* em canaviais e sugestão de método de amostragem. **Bragantia** 70:577-585. <https://doi.org/10.1590/S0006-87052011005000008>

Dinardo-Miranda LL, Anjos IAD, Costa VPD, Fracasso JV (2012) Resistance of sugarcane cultivars to *Diatraea saccharalis*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 47:1-7. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2012000100001>

Dinardo-Miranda LL, Fracasso JV, Costa VPD, Anjos IAD, Lopes DOP (2013) Reaction of sugarcane cultivars to sugarcane borer. **Bragantia** 72:29-34. <https://doi.org/10.1590/S0006-87052013005000012>

Douglas AE (2018) Strategies for enhanced crop resistance to insect pests. **Annual Review of Plant Biology** 69:637-660. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-042817-040248>

Dyar HG (1890) The number of molts of lepidopterous larvae. **Psyche: A Journal of Entomology** 5:420-422. <https://doi.org/10.1155/1890/23871>

Eggleton P, Belshaw R (1992) Insect parasitoids: an evolutionary overview. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences** 337(1279):1-20. <https://doi.org/10.1098/rstb.1992.0079>

El-Kareim A, El-Naggar ME, Mohammad SKR (2017) Semiochemicals and tritrophic interaction among leguminous plants, aphids and coccinellid predators. **Journal of Plant Protection and Pathology** 8(1):7-13. <https://dx.doi.org/10.21608/jppp.2017.46131>

Emana GD (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** 7(1):19. <https://doi.org/10.1673/031.007.1901>

Felton GW, Gatehouse JA (1996) Antinutritive plant defence mechanisms. In: Lehane MJ, Billingsley PF (Eds.) **Biology of the Insect Midgut**. London: Chapman Hall, p. 373-416. <https://doi.org/10.1007/978-94-009-1519-0>

Flanders SE. (1950) Regulation of ovulation and egg disposal in the parasitic Hymenoptera. **Canadian Entomologist** 82:134-140. <https://doi.org/10.4039/Ent82134-6>

Francischini FJ, Campos JB, Alves-Pereira A, Viana JPG, Grinter CC, Clough SJ, Zucchi M (2017) Morphological and molecular characterization of Brazilian populations of *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) and the evolutionary relationship among species of *Diatraea* Guiling. **PLOS ONE** 12:e0186266. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0186266>

Francischini FJB, Cordeiro EMG, Campos JB, Alves-Pereira A, Viana JPG, Wu X, Wei W, Brown P, Joyce A, Murua G, Fogliata S, Clough SJ, Zucchi M (2019) *Diatraea saccharalis* history of colonization in the Americas. The case for human-mediated dispersal. **PLOS ONE** 14(7):e0220031. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0220031>

Gallo D, Nakano O, Silveira Neto S, Carvalho RPL, Batista GC, Berti Filho E, Parra JRP, Zucchi RA, Alves SB, Vendramim DJ, Marchini LC, Lopes JRS, Omoto C (2002) **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ. 920p.

Gatehouse JA (2002) Plant resistance towards insect herbivores: a dynamic interaction. **New Phytologist** 156(2):145-169. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00519.x>

Geremias LD. (2013) **Exigências térmicas e danos de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae) em milho e base para seu controle com *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988 (Hymenoptera)**. 91 p. Tese (Doutorado em Entomologia) em Universidade de São Paulo/ Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". <https://doi.org/10.11606/T.11.2013.tde-26082013-143612>

Glare TR, Jurat-fuentes JL, O'callaghan M (2017) Basic and applied research: entomopathogenic bacteria. In: **Microbial control of insect and mite pests**. New York, Academic Press, p. 47-67. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803527-6.00004-4>

Gomes Garcia A, Wajnberg E, Parra JRP (2024) Optimizing the releasing strategy used for the biological control of the sugarcane borer *Diatraea saccharalis* by *Trichogramma galloi* with computer modeling and simulation. **Scientific Reports** 14(1):9535. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-60146-y>

Gould F, Brown ZS, Kuzma J (2018) Wicked evolution: Can we address the sociobiological dilemma of pesticide resistance? **Science** 360:728-732. <https://doi.org/10.1126/science.aar3780>

Gullan P, Craston P (2014) Semiochemicals: kairomones, allomones, and synomones. **The Insects: An Outline of Entomology**, Fifth Edition; Canberra: John Wiley & Sons, Ltd. 2014.

Harbone JB. (1999) Classes and functions of secondary products from plants. In.: Walton NJ, Brown DE (Eds.) **Chemicals from plants: perspectives on plant secondary products**. London: Imperial College Press.

Hardstone MC, Scott JG (2010) A review of the interactions between multiple insecticide resistance loci. **Pesticide Biochemistry and Physiology** 97:123-128. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2009.07.010>

Hardy ICW, Mesterton-Gibbons M (2023) The evolutionarily stable strategy, animal contests, parasitoids, pest control and sociality. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences** 378(1876):20210498. <https://doi.org/10.1098/rstb.2021.0498>

Hare JD, Luck RF (1991) Indirect effects of citrus cultivars on life history parameters of a parasitic wasp. **Ecology** 72(5):1576-1585. <https://doi.org/10.2307/1940957>

Hanif K, Zubair M, Hussain D, Ali S, Saleem M, Khan HAA, Nazir T, Hassan MW (2022) Biopesticides and insect pest management. **International Journal of Tropical Insect Science** 42(6):3631-3637. <https://doi.org/10.1007/s42690-022-00898-0>

Hassan AI, Bondouk I, Omar M, Esawii H, Saleh HM (2024) Chemical toxicity assessment and physiological investigation in rats exposed to pyrethroid insecticides. **Letters in Applied NanoBioscience** 13(1):38. <https://doi.org/10.2478/ebtj-2022-0002>

Hensley SD, Hammond Jr. AM (1968) Laboratory techniques for rearing the sugarcane borer on an artificial diet. **Journal of Economic Entomology** 61(6):1742-1743. <https://doi.org/10.1093/jee/61.6.1742>

Hervet VAD, Laird RA, Floate KD (2023) Protein deficient diets: cascade effects on a lepidopteran pest and its parasitoid wasp. **Annals of the Entomological Society of America** 116(3):162-173. <https://doi.org/10.1093/aesa/saac029>

Hough J, Howard JD, Brown S, Portwood DE, Kilby PM, Dickman MJ. (2022). Strategies for the production of dsRNA biocontrols as alternatives to chemical pesticides. **Frontiers in Bioengineering and Biotechnology**, 10, 980592. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.980592>

Huang T, Jander G, Vos M (2011) Non-protein amino acids in plant defense against insect herbivores: representative cases and opportunities for further functional analysis. **Phytochemistry** 72(13):1531-1537. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2011.03.019>

Kahl J, Siemens DH, Aerts RJ, Gäbler R, Kühnemann F, Preston CA, Baldwin IT (2000) Herbivore-induced ethylene suppresses a direct defense but not a putative indirect

defense against an adapted herbivore. **Planta** 210:336-342.
<https://doi.org/10.1007/PL00008142>

Kanmani S, Kumar L, Raveen R, Tennyson S, Arivoli S, Jayakumar M (2021) Toxicity of tobacco *Nicotiana tabacum* Linnaeus (Solanaceae) leaf extracts to the rice weevil *Sitophilus oryzae* Linnaeus 1763 (Coleoptera: Curculionidae). **The Journal of Basic and Applied Zoology** 82:1-12. <https://doi.org/10.1186/s41936-021-00207-0>

King EG, Brewer FD, Martin DF (1975) Development of *Diatraea saccharalis* [Lep.: Pyralidae] at constant temperatures. **Entomophaga** 20(3):301-306.
<https://doi.org/10.1007/BF02371955>

Koller J, Sutter L, Gonthier J, Collatz J, Norgrove L (2023) Entomopathogens and parasitoids allied in biocontrol: A systematic review. **Pathogens** 12(7):957.
<https://doi.org/10.3390/pathogens12070957>

Koppert.com.br. **Pherobox**. Disponível em: <<https://www.koppert.com.br/pherobox/>>. Acesso em: 16 jan. 2025.

Kroes A, Weldegergis BT, Cappai F, Dicke M, van Loon JJ (2017) Terpenoid biosynthesis in Arabidopsis attacked by caterpillars and aphids: effects of aphid density on the attraction of a caterpillar parasitoid. **Oecologia** 185(4):699-712.
<https://doi.org/10.1007/s00442-017-3985-2>

Lara FM (1991) **Princípios de resistência de plantas a insetos**. São Paulo: Ícone, 388p.

Lattanzio V (2013) Phenolic Compounds: Introduction. In: Lattanzio V (Ed.) **Natural Products: Phytochemistry, Botany and Metabolism of Alkaloids, Phenolics and Terpenes**. Berlin Heidelberg: **Springer-Verlag**, p. 1543-1580.
https://doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6_57

Leite DS, D'Auria JC (2025) The bitter truth: how insects cope with toxic plant alkaloids. **Journal of Experimental Botany** 76(1):5-15. <https://doi.org/10.1093/jxb/erae312>

Li AM, Chen ZL, Liao F, Zhao Y, Qin CX, Wang M, Pan YQ, Wei SL, Huang DL (2024) Sugarcane borers: species, distribution, damage and management options. **Journal of Pest Science** 97:1171-1201. <https://doi.org/10.1007/s10340-024-01750-9>

Liu S, Ladera-Carmona MJ, Poranen M., Van Bel AJ, Kogel KH, Imani J (2021) Evaluation of dsRNA delivery methods for targeting macrophage migration inhibitory factor MIF in RNAi-based aphid control. **Journal of Plant Diseases and Protection** 128(5):1201-1212. <https://doi.org/10.1007/s41348-021-00464-9>

Lima Filho M, Riscado GM (1988) Utilização de pupas fêmeas de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) em armadilhas de feromônio sexual. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, 17:29-43.

Lima Filho M, Lima JOG (2001) Massas de ovos de *Diatraea saccharalis* (Fabr.) (Lepidoptera: Pyralidae) em cana-de-açúcar: número de ovos e porcentagem de parasitismo por *Trichogramma spp.* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em condições naturais. **Neotropical Entomology** 30(3):483-488. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2001000300026>

Lopes-Ferreira M, Maleski ALA, Balan-Lima L, Bernardo JTG, Hipolito LM, Seni-Silva AC, Batista Filho J, Falcão MAP, Lima C (2022) Impact of pesticides on human health in the last six years in Brazil. **International Journal of Environmental Research and Public Health** 19(6):3198. <https://doi.org/10.3390/ijerph19063198>

Lopes VL, Vasconcelos GR, Moço Junior CA, Cunha T, Voltan DS, Pinto AS, Parra, JRP (2009a) Compressão do abdome de lagartas de *Diatraea saccharalis* antes e depois do parasitismo por *Cotesia flavipes*. In: Simpósio de Controle Biológico, 11, Resumos ... Gramado: UNISINOS / FIOCRUZ / IRGA.

Lopes VL, Lima AA, Pinto AS, Vasconcelos GR, Parra JRP (2009b) Parasitismo de *Cotesia flavipes* em lagartas de *Diatraea saccharalis* em forma de livre escolha. In: Simpósio de Controle Biológico, 11, Resumos ... Gramado: UNISINOS / FIOCRUZ / IRGA.

Macel M (2011) Attract and deter: a dual role for pyrrolizidine alkaloids in plant-insect interactions. **Phytochemistry Reviews** 10:75-82. <https://doi.org/10.1007/s11101-010-9181-1>

Maia VDS (2022) **Cogeração de energia a partir da queima do bagaço da cana-de-açúcar**. Trabalho de conclusão de curso (TCC). Alagoas.

Mariscal SZA, Cango MN (2019) Biology and behavior of *Cotesia flavipes* Cameron (Braconidae) parasitoid of *Diatraea saccharalis* Fabricius (Crambidae). **Ecologia Aplicada** 18(1):77-83. <https://doi.org/10.21704/rea.v18i1.1309>

Mahmoud AMA, De Luna-Santillana EJ, Rodriguez-Perez MA (2011) Parasitism by the endoparasitoid, *Cotesia flavipes* induces cellular immunosuppression and enhances susceptibility of the sugar cane borer, *Diatraea saccharalis* to *Bacillus thuringiensis*. **Journal of Insect Science** 11(1):119.

Manochaya S, Udikeri S, Srinath BS, Sairam M, Bandlamori SV, Ramakrishna K (2022) *In vivo* culturing of entomopathogenic nematodes for biological control of insect pests: A review. **Journal of Natural Pesticide Research** 1:100005. <https://doi.org/10.1673/031.011.11901>

Martinez M, Diaz I (2024) Plant cyanogenic-derived metabolites and herbivore counter-defences. **Plants** 13(9):1239. <https://doi.org/10.3390/plants13091239>

Matioli TF, Zanardi OZ, Yamamoto PT (2019) Impacts of seven insecticides on *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae). **Ecotoxicology** 28(10):1210-1219. <https://doi.org/10.1007/s10646-019-02129-8>

Matos M, Santos F, Eichler P (2020) Sugarcane world scenario. In: **Sugarcane biorefinery, technology and perspectives**. New York: Academic Press, p. 1-19. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814236-3.00001-9>

Medina EC, Franco ESDES, Pacheco AB, Nogueira KB (2021). Reuso da vinhaça na produção de mudas pré-brotadas de cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Agricultura Irrigada** 14(4):4154-4161. <https://doi.org/10.7127/rbai.v14n401187>

Meftaul IM, Venkateswarlu K, Annamalai P, Parven A, Megharaj, M (2023) Degradation of four pesticides in five urban landscape soils: human and environmental health risk assessment. **Environmental Geochemistry and Health** 45(5):1599-1614. <https://doi.org/10.1007/s10653-022-01278-w>

Melo AB, Parra JRP (1988) Exigências térmicas e estimativa do número de gerações anuais de broca-da-cana-de-açúcar em quatro localidades canavieiras de São Paulo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 23(7):691-696.

Mello US, Vidigal PMP, Vital CE, Tomaz AC, Figueiredo M, Peternelli LA, Barbosa MHP (2020) An overview of the transcriptional responses of two tolerant and susceptible sugarcane cultivars to borer (*Diatraea saccharalis*) infestation. **Functional & Integrative Genomics** 20(6):839-855. <https://doi.org/10.1007/s10142-020-00755-8>

Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Agricultura.gov.br. Disponível em: <https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 16 jan. 2025.

Mithöfer A Boland W (2012) Plant defense against herbivores: chemical aspects. **Annual Review of Plant Biology** 63(1):431-450. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-042110-103854>

Mitra S, Barik A (2024) The chemical language of plant defense: volatile organic compounds (VOCs) and tritrophic interactions. **Journal of Applied Bioscience** 50(2):63-72.

Møller BL (2010) Functional diversifications of cyanogenic glucosides. **Current Opinion in Plant Biology** 13(3):337-346. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2010.01.009>

Mohler CL Johnson SE (2009) **Crop rotation on organic farms a planning manual.** Natural Resource, Agriculture, and Engineering Service, Ithaca, NY.

Mohyuddin AI (1971) Comparative biology and ecology of *Apanteles flavipes* (Cam.) and *A. sesamiae* Cam. as parasites of graminaceous borers. **Bulletin of Entomological Research** 61(1):33-40. <https://doi.org/10.1017/S0007485300057424>

Murali-Baskaran RK, Sharma KC, Kaushal P, Kumar J, Parthiban P, Senthil-Nathan, S, Mankin RW (2018) Role of kairomone in biological control of crop pests-A review. **Physiological and Molecular Plant Pathology** 101:3-15. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2017.07.004>

Narang SK, Bartlett AC, Faust RM (1994) **Applications of genetics to arthropods of biological control significance.** Boca Raton: CRC Press, 213p. <https://doi.org/10.1201/9781351069762>

Nation JL (2022) **Insect physiology and biochemistry.** Boca Raton: CRC Press. 586p.

Negi VS, Pal A, Borthakur D (2021) Biochemistry of plants N–heterocyclic non-protein amino acids. **Amino Acids** 53(6):801-812. <https://doi.org/10.1007/s00726-021-02990-0>

Ode PJ (2006) Plant chemistry and natural enemy fitness: effects on herbivore and natural enemy interactions. **Annual Review of Entomology** 51(1):163-185. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.51.110104.151110>

Oliveira MW, Nascif C, Pereira MG, Rodrigues TC, Oliveira TBA, Gomes RJ, Santos DF (2021) Produção de cana-de-açúcar para a alimentação de bovinos. In: Galati RL (Org.) Alimentos & Alimentação Animal. Científica Digital, p. 81-117. <https://doi.org/10.37885/210805744>

Orr DB, Boethel DJ (1986) Influence of plant antibiosis through four trophic levels. **Oecologia** 70:242-249. <https://doi.org/10.1007/BF00379247>

Overholt WA (1992). The rearing of *Cotesia flavipes* for classical biological control of *Chilo partellus*. In: Ochieng'-Odero JPR (Eds.) **Techniques of insect rearing for the development of integrated pest and vector management strategies**. Vol. 2. Nairobi: Icipe Science Press. p. 331-345.

Painter RH (1958) Resistance of plants to insects. **Annual Review of Entomology** 3(1):267-290. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.03.010158.001411>

Panda N, Khush GA (1995) **Host plant resistance to insects**. Wallingford: CAB International, 431p.

Panizzi AR, Parra JR (Eds.) (2012) **Insect bioecology and nutrition for integrated pest management**. Boca Raton: CRC press, 750p.

Pannuti LEDR, Baldin ELL, Gava GJDC, Kölln OT, Cruz JCS (2013) Danos do complexo broca-podridão à produtividade e à qualidade da cana-de-açúcar fertirrigada com doses de nitrogênio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 48:381-387. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2013000400005>

Parra JRP (2014) Biological control in Brazil: an overview. **Scientia Agricola** 71:420-429. <https://doi.org/10.1590/0103-9016-2014-0167>

Parra JRP, Pinto ADS, Nava DE, Oliveira RCD, Diniz AJF (2021) **Controle biológico com parasitoides e predadores na agricultura brasileira**. Piracicaba: FEALQ. 592p.

Parra JRP, Coelho Jr. A (2022) Insect rearing techniques for biological control programs, a component of sustainable agriculture in Brazil. **Insects** 13(1):105. <https://doi.org/10.3390/insects13010105>

Parra JRP (2023) Biological Control in Brazil: state of art and perspectives. **Scientia Agricola** 80:e20230080. <https://doi.org/10.1590/1678-992X-2023-0080>

Parven A, Khan MSI, Prodhon MDH, Venkateswarlu K, Megharaj M, Meftaul IM (2021) Human health risk assessment through quantitative screening of insecticide residues in two green beans to ensure food safety. **Journal of Food Composition and Analysis** 103:104121. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2021.104121>

Parven A, Meftaul IM, Venkateswarlu K, Segovia AC, Megharaj M (2025) Potted garden pea grown in presence of pre-emergence herbicides: Impacts on soil enzymes and human health. **Journal of Food Composition and Analysis** 138:106985. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2024.106985>

Passos EMD, Wanderley-Teixeira V, Marques EJ, Teixeira AA, Brayner FA (2014) *Cotesia flavipes* (CAM)(Hymenoptera: Braconidae) supresses immune responses in *Diatraea flavipennella* (BOX)(Lepidoptera: Crambidae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 86(4):2013-2024. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201420130393>

Pavlu FA, Molin JP (2016) Plano de amostragem e distribuição espacial para controle localizado de *Sphenophorus Levis* em cana-de-açúcar. **Acta Scientiarum Agronomy** 38:279-287. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v38i3.28599>

Pell JK., Hannam JJ, Steinkraus DC (2010) Conservation biological control using fungal entomopathogens. **BioControl** 55:187-198. <https://doi.org/10.1007/s10526-009-9245-6>

Pereira CEF, Lima ROR, Vilas Boas, AM (1977) Introdução e adaptação de *Apanteles flavipes* Cam. (Braconidae), parasito de *Diatraea* spp. nos Estados de Pernambuco, Paraíba e Rio Grande do Norte. In: **Congresso Brasileiro de Entomologia**, 4, Resumos ... Goiânia: Embrapa / UFG.

Pinto AS, Garcia JF, Botelho PSM (2006) Controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: Pinto AS, Nava DE, Rossi MM & Malerbo-Souza DT (Orgs.) **Controle biológico de pragas na prática**. Piracicaba: CP2. 65-74.

Pinto AS, Lima AA, Vasconcelos GR, Parra JRP, Scandiuzzi GF (2009) influência da idade de *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) no parasitismo de lagartas de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae). In: **Simpósio de Controle Biológico**, Resumos ... Gramado: UNISINOS / FIOCRUZ / IRGA.

Pinto AS, Cantori LV, Ivan EAF (2015) Inovações tecnológicas no controle biológico de pragas da cana-de-açúcar. In: Busoli, AC (Ed.) **Tópicos em Entomologia Agrícola VIII**. Jaboticabal: Maria de Lourdes Brandel-ME. p. 125-135.

Pinto CP, Walker AA, Robinson SD, Chin YKY, King GF, Rossi GD (2021) Venom composition of the endoparasitoid wasp *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) and functional characterization of a major venom peptide. **Toxicon** 202:1-12. <https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2021.09.002>

Pitt SJ, Gunn A (2024) The One Health concept. **British Journal of Biomedical Science** 81:12366. <https://doi.org/10.3389/bjbs.2024.12366>

Polaszek A, Vilhemsen L (2023) Biodiversity of hymenopteran parasitoids. **Current Opinion in Insect Science** 101026. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2023.101026>

Potting RPJ, Overholt WA, Danso FO, Takasu K (1997) Foraging behavior and life history of the stemborer parasitoid *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). **Journal of Insect Behavior** 10:13-29. <https://doi.org/10.1007/BF02765472>

Poulin R, Randhawa HS (2015) Evolution of parasitism along convergent lines: from ecology to genomics. **Parasitology** 142(S1):S6-S15. <https://doi.org/10.1017/s0031182013001674>

Price PW, Bouton CE, Gross P, Pherson BA, Thompson JA, Weis AE (1980) Interaction among three trophic levels: influence of plants interactions between insect herbivores and natural enemies. **Annual Review of Ecology and Systematics** 11:41-65.

Qasim M, Islam W, Rizwan M, Hussain D, Noman A, Khan KA, Han X (2024) Impact of plant monoterpenes on insect pest management and insect-associated microbes. **Heliyon** 10(20):e39120. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e39120>

Ramaiah M, Sri NR, Maheswari TU (2020) Geometrics of growth in four species of *Spodoptera*. **Indian Journal of Entomology** 1:61-63. <https://doi.org/10.5958/0974-8172.2020.00015.2>

Reis J, Oliveira L, Garcia P (2003) Effects of the larval diet of *Pseudaletia unipuncta* (Lepidoptera: Noctuidae) on the performance of the parasitoid *Glyptapanteles militaris* (Hymenoptera: Braconidae). **Environmental Entomology** 32(1):180-186. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-32.1.180>

Riscado GM, Lima Filho M (1976) Situação da *Diatraea* spp. nos canaviais do Estado do Rio de Janeiro e Santos (Programa Nacional de Controle Biológico de *Diatraea* spp. no Brasil) IAA/Planalsucar. In: **Congresso Brasileiro de Entomologia**, Resumo ... Maceió: SEB.

Riscado GM, Lima Filho M, Barbosa, JT (1977) Complexo de Inimigos naturais de *Diatraea* spp. e sua ação de controle no Rio de Janeiro. In: **Congresso Brasileiro de Entomologia**, Resumos ... Goiânia: Embrapa/UFG.

Rocha RDA, Santos PV, Pazini JDB, Almeida ACDS, Silva ARD (2024) Rice responses to the stem borer *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) by infrared-thermal imaging: implications for field management. **Stresses** 4(4):744-751. <https://doi.org/10.3390/stresses4040048>

Rôdas PL, Oliveira HN, Glaeser DF (2019). Liberação do parasitoide *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) em *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) na cana-de-açúcar. **Revista Interciencia** 44(5):287-290.

Rossato Jr. JAS, Fernandes OA, Mutton MJR, Higley LG, Madaleno LL (2011) Sugarcane response to two biotic stressors: *Diatraea saccharalis* and *Mahanarva fimbriolata*. **International Sugar Journal** 113(1350):453.

Rossi GD, Salvador G, Consoli FL (2014) The parasitoid, *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae), influences food consumption and utilization by larval *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Crambidae). **Archives of Insect Biochemistry and Physiology** 87(2):85-94. <https://doi.org/10.1002/arch.21182>

Ruiu L, Satta A, Floris I (2013) Emerging entomopathogenic bacteria for insect pest management. **Bulletin of the Insectology** 66(2):181-186.

Santos FA, Queiróz JHD, Colodette JL, Fernandes SA, Guimarães VM, Rezende ST (2012) Potencial da palha de cana-de-açúcar para produção de etanol. **Química Nova** 35:1004-1010. <https://doi.org/10.1590/S0100-40422012000500025>

SAS Institute Inc (2024) SAS On Demand for Academics. SAS Institute, Cary, NC. https://www.sas.com/pt_br/software/on-demand-for-academics.html. Acesso em: 03 de abril.

Scandiuizzi GF, Lima AA, Pinto A, Vasconcelos GR, Parra JRP (2009) Proporção de machos e fêmeas de *Cotesia flavipes* e seu efeito no parasitismo em *Diatraea saccharalis*. In: **Anais do Simpósio de Controle Biológico**. Bento Gonçalves: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo.

Shanower TG, Schulthess F, Bosque-Pérez N (1993) The effect of larval diet on the growth and development of *Sesamia calamistis* Hampson (Lepidoptera: Noctuidae) and *Eldana saccharina* Walker (Lepidoptera: Pyralidae). **International Journal of Tropical Insect Science** 14(5-6):681-685
<https://doi.org/10.1017/S1742758400018117>

Sharma HC, Ortiz R (2002) Host plant resistance to insects: an eco-friendly approach for pest management and environment conservation. **Journal of Environmental Biology** 23(2):111-135.

Silva I F, Baldin ELL, Specht A, Roque-Specht VF, Morando R, Malaquias JV, Paula-Moraes SV (2021) Role of nutritional composition in the development and survival of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) on artificial diet and natural hosts. **Bulletin of Entomological Research** 111(3):257-269.
<https://doi.org/10.1017/S0007485320000449>

Silva JHB, Almeida LJM, Silva ES, Barboza JB, Farias GES, Dantas EA, Toledo LCM (2023) Uso de vinhaça concentrada e enriquecida como biofertilizante na cana-de-açúcar: Uma revisão. **Scientific Electronic Archives** 16(2).
<https://doi.org/10.36560/16220231651>

Schaffner U, Heimpel GE, Mills NJ, Muriithi BW, Thomas MB, Wyckhuys KA (2024) Biological control for One Health. **Science of the Total Environment** 951:175800.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.175800>

Smaniotto G, Borges Filho RC, Bernardi D, Diez-Rodríguez G I, Afonso-Rosa APS, Nava DE (2019) Biology of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) strains at different temperatures. **Environmental Entomology** 48(3):649-654. <https://doi.org/10.1093/ee/nvz020>

Smith CM (1989) **Plant resistance to insects**. A fundamental approach. Oxford: Academic Press. 286p. <https://doi.org/10.1093/ee/19.6.1906>

Sousa ACG, Pinto CPG, Santos ALZ, Fonseca SS, Camargo MS, Rossi GD (2024) Silicon application enhances sugarcane growth by impairing the development of larval sugarcane borer. **Silicon** 16(2):741- 751. <https://doi.org/10.1007/s12633-023-02719-6>

Staszek P, Weston LA, Ciacka K, Krasuska U, Gniazdowska A (2017) L-Canavanine: How does a simple non-protein amino acid inhibit cellular function in a diverse living system? **Phytochemistry Reviews** 16:1269-1282. <https://doi.org/10.1007/s11101-017-9536-y>

Steppuhn A, Baldwin IT (2007) Resistance management in a native plant: nicotine prevents herbivores from compensating for plant protease inhibitors. **Ecology Letters** 10(6):499-511. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01045.x>

Stoepler TM, Lill JT, Murphy SM (2011) Cascading effects of host size and host plant species on parasitoid resource allocation. **Ecological Entomology** 36(6):724-735. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.2011.01322.x>

Sulistyo A, Inayati A (2016) Mechanisms of antixenosis, antibiosis, and tolerance of fourteen soybean genotypes in response to whiteflies (*Bemisia tabaci*). **Biodiversitas Journal of Biological Diversity**, 17(2).

Takabayashi J, Shiojiri K (2019) Multifunctionality of herbivory-induced plant volatiles in chemical communication in tritrophic interactions. **Current Opinion in Insect Science** 32:110-117. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2019.01.003>

Tiffin P (2000) Are tolerance, avoidance, and antibiosis evolutionarily and ecologically equivalent responses of plants to herbivores? **The American Naturalist** 155(1):128-138. <https://doi.org/10.1086/303301>

Turlings TC, Benrey B (1998) Effects of plant metabolites on the behavior and development of parasitic wasps. **Ecoscience** 5(3):3. <https://doi.org/10.1080/11956860.1998.11682472>

Turlings TC, Erb M (2016) Tritrophic interactions mediated by herbivore-induced plant volatiles: mechanisms, ecological relevance, and application potential. **Annual Review of Entomology** 63(1):433-452. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043507>

Vendramim JD, Guzzo EC (2012) Plant resistance and insect bioecology and nutrition. In: Panizzi AR, Parra JR (Eds.) **Insect bioecology and nutrition for integrated pest management**. Boca Raton: CRC Press, p. 657-686.

Vet LE, Dicke M (1992) Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. **Annual Review of Entomology** 37:141-172. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.37.010192.001041>

Vetter J (2000) Plant cyanogenic glycosides. **Toxicon** 38(1):11-36. [https://doi.org/10.1016/S0041-0101\(99\)00128-2](https://doi.org/10.1016/S0041-0101(99)00128-2)

Viana AML, Santos PSB (2023) Reutilização da palha da cana-de-açúcar como fonte de biomassa para cogeração de energia: uma revisão sistemática da literatura. **Revista Científica Multidisciplinar**, 4(11):e4114351. <https://doi.org/10.47820/recima21.v4i11.4351>

Vilela M, Santos AJN, Simeone MLF, Parrella RAC, Silva DD, Parreira DF, Mendes SM (2017) Influence of *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) infestation on sweet sorghum productivity and juice quality. **African Journal of Agricultural Research** 12(39):2877-2885. <https://doi.org/10.5897/AJAR2017.12431>

Vranova V, Rejsek K, Skene KR, Formanek P (2011) Non-protein amino acids: plant, soil and ecosystem interactions. **Plant and Soil** 342:31-48. <https://doi.org/10.1007/s11104-010-0673-y>

Waller GR, Nowacki EK, Waller GR, Nowacki EK (1978) The role of alkaloids in plants. In: Waller GR, Nowacki EK (Auth.) **Alkaloid biology and metabolism in plants**. Boston: Springer, p. 143-181. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-0772-3_5

Whalon ME, Mota-Sanchez D, Hollingworth RM (2008) **Global pesticide resistance in arthropods**. Wallingford: CABI International. 165p.

Wiseman BR (1994) Plant resistance to insects in integrated pest management. **Plant Disease** 78(9):927.

Wright RJ (1984) Evaluation of crop rotation for control of Colorado potato beetles (Coleoptera: Chrysomelidae) in commercial potato fields on Long Island. **Journal of Economic Entomology** 77:1254-1259. <https://doi.org/10.1093/jee/77.5.1254>

Zagrobelny M, Bak S, Møller BL (2008) Cyanogenesis in plants and arthropods. **Phytochemistry** 69(7):1457-1468. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2008.02.019>

Zeshan MA, Iftikhar Y, Ghani MU (2024) Agricultural security to ensure the food safety under the plant protection. In: Abd-Elsalam KA, Abdel-Momen SM (Eds.) **Plant quarantine challenges under climate change anxiety**. Cham, Springer Nature Switzerland, p. 37-51. https://doi.org/10.1007/978-3-031-56011-8_2

Zhang W, Zhang TT, Machado RA, Dai CC (2024) Intercropping-induced leaf metabolic changes increase plant resistance to herbivory. **Plant and Soil** 1-18. <https://doi.org/10.1007/s11104-023-06437-1>

Zhou W, Arcot Y, Medina RF, Bernal J, Cisneros-Zevallos L, Akbulut ME (2024) Integrated Pest Management: an update on the sustainability approach to crop protection. **ACS Omega** 9(40):41130-41147. <https://doi.org/10.1021/acsomega.4c06628>

Zucchi R, Nakano O, Silveira Neto S (1993) **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba: FEALQ, 139p.