



**SÓSTENES EDUARDO LEAL TRUJILLO**

**DIVERSIDADE DE HIMENÓPTEROS PARASITÓIDES EM  
CANA-DE-AÇÚCAR (*Saccharum officinarum* L.) COM  
DIFERENTES ARRANJOS ESPACIAIS DE PLANTAS  
ENTOMÓFILAS**

**LAVRAS-MG  
2020**

**SÓSTENES EDUARDO LEAL TRUJILLO**

**DIVERSIDADE DE HIMENÓPTEROS PARASITÓIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR  
(*Saccharum officinarum* L.) COM DIFERENTES ARRANJOS ESPACIAIS DE  
PLANTAS ENTOMÓFILAS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, área de concentração Manejo Integrado de Pragas e Controle Biológico, para a obtenção do título de Mestre.

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira

Orientador

**LAVRAS-MG  
2020**

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca  
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

Leal, Sóstenes.

Diversidade de himenópteros parasitoides em cana-de-  
açúcar (*Saccharum officinarum* L.) com diferentes arranjos  
espaciais de plantas entomófilas / Sóstenes Leal. - 2020.  
41 p. : il.

Orientador: Luís Cláudio Paterno Silveira.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade  
Federal de Lavras, 2020.  
Bibliografia.

1. Controle biológico conservativo. 2. Inimigo natural. 3.  
Manejo de pragas. I. Silveira, Luís Cláudio Paterno. II. Título.

**SÓSTENES LEAL**

**DIVERSIDADE DE HIMENÓPTEROS PARASITÓIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR  
(*Saccharum officinarum* L.) COM DIFERENTES ARRANJOS ESPACIAIS DE  
PLANTAS ENTOMÓFILAS**

**DIVERSITY OF PARASITOID HYMENOPTERES IN SUGAR CANE (*Saccharum  
officinarum* L.) WITH DIFFERENT SPACE ARRANGEMENTS OF ENTOMOPHILE  
PLANTS**

Dissertação apresentada à  
Universidade Federal de Lavras,  
como parte das exigências do  
Programa de Pós-Graduação em  
Entomologia, área de concentração  
em Entomologia, para a obtenção  
do título de Mestre.

APROVADA em 11 de fevereiro de 2020.  
Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira UFLA  
Dr. Alcides Moino Junior UFLA  
Dr. Wellington Garcia Campos UFSJ

Prof: Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira  
Orientador

**LAVRAS-MG  
2020**

*A Deus por me guiar ao longo desta aventura da minha vida sendo o apoio e a força naqueles momentos de dificuldade e fraqueza, tudo o que tenho é graças a ele.*

**DEDICO**

## **AGRADECIMENTOS**

À Universidade Federal de Lavas (UFLA) e ao Departamento de Entomologia.

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

Ao professor Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira pelas orientações e confiança no presente trabalho.

A meu filho Emilio Alejandro e esposa Vivian Linsi por todo o seu amor, carinho e apoio.

Aos meus pais, Jhony Leal e Maria del Carmen, pelo grande amor e apoio incondicional, na formação da minha vida profissional e pessoal.

Aos meus irmãos Jhony Alexander e Sulman Beatriz por sempre estar comigo e com minha família.

À Usina Pantaleon pelo apoio e motivação mostrado neste processo, especialmente a Rolando Acevedo, Erik Corado e Christian Ufer.

A Randy Vasquez, Laura Perez, Glenis Tecun, Miguel Coronado e José Angel López, pelo apoio e esforço nos resultados deste trabalho.

Aos meus grandes amigos Marvin Pec, Jannet Simonetti, Dayana Blando e Mayra Toro pelo grande apoio e amizade.

Aos amigos do Departamento de Entomologia (DEN/UFLA): Emanuel Costa, Amanda Guimarães, Lara Martins, Rosa Coelho, Pablo Garcia, Humberto Stein, Kulian Marques e Isadora Peres por tudo que fizeram por mim.

## RESUMO

O aumento da diversidade floral com plantas entomófilas nos cultivos poderia constituir uma estratégia adicional nos programas de manejo integrado, proporcionando recursos alimentícios alternativos e refúgio para inimigos naturais em condições adversas, além de reduzir a utilização de produtos químicos. O objetivo deste projeto foi avaliar a influência da distribuição espacial de plantas entomófilas em associação com cultivo de cana-de-açúcar sobre os himenópteros parasitoides. O projeto foi conduzido na usina “El Balsamo”, Escuintla, Guatemala, e foi constituído por três tratamentos: 1) *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa* plantadas entre os sulcos da cana-de-açúcar em forma de faixas; 2) *T. erecta* e *B. pilosa* plantadas entre sulcos em forma dispersa e 3) monocultivo de cana (testemunha), com três repetições. Foram realizadas seis amostras por unidade experimental, de abril a setembro de 2019 ( $n = 324$ ), além da amostragem de injúria de *D. crambidoides* e parasitismo em ovos sentinelas. Os dados foram analisados por meio de Modelo Linear Generalizado (GLM). Também foram analisados os índices ecológicos de riqueza, abundância, diversidade, similaridade e as curvas de rarefação e acumulação de espécies e indivíduos. O tratamento faixas mostrou uma maior riqueza de táxons (64) e acúmulo de indivíduos (1.566), seguida pelo tratamento disperso (56 táxons e 1.065 indivíduos) e testemunha (46 táxons e 656 indivíduos). Essa diferença foi mostrada pela análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS), resultando numa clara separação entre os tratamentos ( $\text{stress} = 0,1338$ ). Também a análise de Cluster mostrou que os tratamentos faixas e disperso são mais similares (72%) que a testemunha (57%). No estudo, as famílias Scelionidae (22,12%), Diapriidae (21,33%), Ceraphronidae (17,98%), Encyrtidae (8,70%), Bethyidae (7,27%) e Platygasteridae (6,33%) representaram 83,72% de toda abundância de insetos coletados. Os tratamentos faixas e disperso não mostraram diferença com relação à testemunha na abundância de himenópteros parasitoides, de acordo com a análise estatística GLM ( $p = 0,0066$ ). A injúria de *D. crambidoides* na cana-de-açúcar, os resultados mostraram que todos os tratamentos foram diferentes (análise GLM Quasibinomial,  $p < 0,05$ ) sendo menor no tratamento faixas. A distribuição espacial de *T. erecta* e *B. pilosa* (faixas e disperso) aumentou a presença de himenópteros parasitoides na cultura de cana-de-açúcar, ajudando na regulação *D. crambidoides*.

**Palavras-chave:** Controle biológico conservativo. Inimigo natural. Manejo de pragas.

## ABSTRACT

Increasing floral diversity with entomophilous plants in crops could be an additional strategy in integrated management programs, providing alternative food resources and shelter for natural enemies in adverse conditions, and reducing the use of chemicals. The objective of this project was to evaluate the influence of spatial distribution of entomophilous plants in association with sugarcane cultivation on parasitoid hymenoptera. The project was conducted at “El Balsamo” farm, Escuintla, Guatemala, and consisted of three treatments: 1) *T. erecta* and *B. pilosa* planted between the sugarcane furrow in the form of strips; 2) *T. erecta* and *B. pilosa* planted between furrow in dispersed form and 3) monoculture sugarcane (control), with three replications. Six samples per experimental unit were held from April to September ( $n = 324$ ). Sampling of *D. crambidoides* injury and parasitism in sentinel eggs were also performed. The data were analyzed using the Generalized Linear Model (GLM). Ecological indices of richness, abundance, diversity, similarity and curves of rarefaction and accumulation of species and individuals were also analyzed. The spatial distribution of *T. erecta* and *B. pilosa* (strips and dispersal) increased the presence of parasitoid hymenoptera in the sugarcane crop, helping in the regulation of pests, especially *D. crambidoides*. The strip treatment showed a greater richness of taxa (64) and accumulation of individuals (1566), followed by dispersed treatment (56 taxa and 1.065 individuals) and control (46 taxa and 656 individuals). This difference was shown by the analysis of non-metric multidimensional scaling (NMDS), resulting in a clear separation between treatments (stress = 0.1338). Cluster analysis also showed that the strips and dispersed treatments are more similar (72%) than the control (57%). In the study, the families Scelionidae (22.12%), Diapriidae (21.33%), Ceraphronidae (17.98%), Encyrtidae (8.70%), Bethyidae (7.27%) and Platygasteridae (6.33 %) represented 83.72% of all abundance of insects collected. Strip and dispersed treatments showed no significant difference with respect to the control in the abundance of parasitoid hymenopterans, according to the statistical analysis GLM ( $p = 0.0066$ ). The injury of *D. crambidoides* in sugar cane, the results showed that all treatments were different (GLM Quasibinomial analysis,  $p < 0.05$ ) being lower in the treatment bands. The spatial distribution of *T. erecta* and *B. pilosa* (strips and dispersal) increased the presence of parasitoid hymenopterans in the culture of sugarcane, helping in the regulation of *D. crambidoides*.

**Keywords:** Conservative biological control. Natural enemy. Pest management.



## LISTA DE FIGURAS

|                                                                                                                                                                                                                                                              |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 1 – Distribuição dos tratamentos e das repetições. A porcentagem de intensidade de infestação de <i>D. crambidoides</i> do ano 2018 foi importante para a distribuição dos tratamentos. Usina Pantaleon, Escuintla, Guatemala, 2018. ....             | 14 |
| Figura 2 – Distribuição dos tratamentos (faixa, disperso e testemunha), em campo de cana-de-açúcar com plantas de <i>Tagetes erecta</i> e <i>Bidens pilosa</i> misturadas. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                              | 15 |
| Figura 3 – Mudas antes de serem levadas ao campo, sob viveiro irrigado. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                                                                                                  | 16 |
| Figura 4 – Plantio de <i>Tagetes erecta</i> e <i>Bidens pilosa</i> no campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                                                                                             | 16 |
| Figura 5 – Coletas de insetos com armadilhas tipo “pan trap” amarelas e armazenamento para posterior identificação. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                                                      | 17 |
| Figura 6 – Gaiola com fêmeas copuladas de <i>Diatraea crambidoides</i> para gerar os ovos sentinelas em campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                                                                                          | 19 |
| Figura 7 – Curvas de rarefação de Coleman dos himenópteros parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                          | 20 |
| Figura 8 – Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                                                                                   | 21 |
| Figura 9 – Análise de Cluster (índice de similaridade de Bray-Curtis) para os tratamentos Faixas, Disperso e Testemunha. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                                                                                | 22 |
| Figura 10 – Análise não multidimensional (NMDS) para os tratamentos Faixas (verde), Disperso (azul) e Testemunha (vermelho). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                                                                            | 22 |
| Figura 11 – Abundância e riqueza nos tratamentos Faixas, Disperso e Testemunha nos meses de avaliação. O maior (High) e menor (Low) valor. Método de distância inversa ponderada (IDW), Arc Gis 10.4.1. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. .... | 23 |
| Figura 12 – Análise GLM Quasipoisson (abundância média, $\pm$ erro padrão) de parasitoides nos tratamentos Faixas, Disperso e Testemunha, onde letras diferentes ao lado das linhas                                                                          |    |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                        |    |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| indicam diferença pelo Teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                                                                                                                                                 | 28 |
| Figura 13 – Análise GLM Quasibinomial para a variável da injúria de <i>D. crambidoides</i> nos diferentes tratamentos, onde letras diferentes ao lado das linhas indicam diferença significativa pelo Teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. .... | 29 |
| Figura 14 – Confirmação de ovos de <i>Diatraea crambidoides</i> parasitados (a-e) e não parasitados (f) em campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.....                                                                                                                  | 30 |

## LISTA DE TABELAS

|                                                                                                                                                                                                                     |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabela 1 – Probabilidade pela análise ANOSIM nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                                                                                       | 23 |
| Tabela 2 – Riqueza, abundância e frequência relativa das famílias de parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....      | 25 |
| Tabela 3 – Riqueza, abundância e frequência relativa das morfoespecies de parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. .... | 26 |
| Tabela 4 – Número de plantas por metro linear, flores por planta e flores por metro linear nos tratamentos em faixas ou disperso. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019. ....                              | 29 |
| Tabela 5 – Ovos sentinelas de <i>Diatraea crambidoides</i> parasitados e inférteis nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, maio a setembro de 2019. ....                                                  | 30 |

## SUMÁRIO

|                                                                                                  |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1 INTRODUÇÃO .....                                                                               | 5  |
| 2 REFERENCIAL TEÓRICO.....                                                                       | 7  |
| 2.1 Importância do cultivo de cana-de-açúcar na Guatemala.....                                   | 7  |
| 2.2 Pragas em cana-de-açúcar na Guatemala .....                                                  | 7  |
| 2.3 Manejo das pragas da cana-de-açúcar na Guatemala .....                                       | 9  |
| 2.4 Diversidade de himenópteros parasitoides em cana-de-açúcar na Guatemala .....                | 10 |
| 2.5 <i>Tagetes erecta</i> e <i>Bidens pilosa</i> como plantas entomófilas .....                  | 11 |
| 3 OBJETIVOS .....                                                                                | 13 |
| 3.1 Objetivo Geral .....                                                                         | 13 |
| 3.2 Objetivos Específicos .....                                                                  | 13 |
| 4 METODOLOGIA.....                                                                               | 14 |
| 4.1 Área experimental.....                                                                       | 14 |
| 4.2 Delineamento experimental.....                                                               | 15 |
| 4.3 Amostragem de himenópteros parasitoides .....                                                | 17 |
| 4.4 Amostragem de floração em <i>Tagetes erecta</i> e <i>Bidens pilosa</i> .....                 | 18 |
| 4.5 Amostragem da injúria de <i>Diatraea crambidoides</i> .....                                  | 18 |
| 4.6 Parasitismo de ovos de <i>Diatraea crambidoides</i> com sentinelas.....                      | 18 |
| 4.7 Análise dos dados .....                                                                      | 19 |
| 5 RESULTADOS .....                                                                               | 20 |
| 5.1 Análises faunísticas .....                                                                   | 20 |
| 5.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e similaridades ..... | 21 |
| 5.3 Abundância e diversidade de himenópteros parasitoides .....                                  | 23 |
| 5.4 Amostragem de floração em <i>Tagetes erecta</i> e <i>Bidens pilosa</i> .....                 | 28 |
| 5.5 Amostragem da injúria de <i>Diatraea crambidoides</i> .....                                  | 29 |
| 5.6 Parasitismo de ovos de <i>Diatraea crambidoides</i> com sentinelas.....                      | 30 |
| 6 DISCUSSÃO .....                                                                                | 31 |
| 7 CONCLUSÕES .....                                                                               | 34 |

## 1 INTRODUÇÃO

A Guatemala é um produtor importante de cana-de-açúcar, contribuindo à geração de divisas e emprego para o país. O aumento da produção também aumentou a expansão territorial estimulando as práticas da gestão da cultura, promovendo pragas importantes como *Diatraea crambidoides*, *Diatraea saccharalis*, *Aeneolamia postica*, *Aeneolamia prosapia*, *Saccharosydne saccharivora* e *Phyllophaga* spp. Essas pragas causam danos de até 40% na produtividade da cana-de-açúcar, além dos custos de controle.

As perdas provocadas pelas pragas ao cultivo forçaram a tomar medidas de controle, principalmente químico. Também foram necessárias utilizações de medidas biológicas, como, liberação de *Cotesia flavipes*, *Trichogramma exiguum*, aplicações de *Bacillus thuringiensis*, Vírus da Poliedrose Nuclear (VPN), além de outros métodos como utilização de feromônios e práticas culturais. Mas o controle biológico com parasitoides na Guatemala sofreu uma diminuição nos últimos anos, devido à baixa eficiência desses insetos no controle de pragas importantes, tais como *D. crambidoides*, resultando em um incremento na utilização de químicos para o controle das pragas.

Uma alternativa para reduzir as aplicações químicas e uma ferramenta para o controle biológico é a utilização de plantas entomófilas dentro do cultivo de cana-de-açúcar. Essa prática fomenta o incremento de inimigos naturais aumentando assim, o controle biológico natural. Os inimigos naturais são atraídos pelo oferecimento de recursos florais como néctar e pólen essenciais, para o estabelecimento desses insetos dentro do sistema agrícola. Existem estudos que mostram o incremento da abundância e diversidade de inimigos naturais próximas às faixas de plantas entomófilas e diminuição de insetos fitófagos. Por esta razão é importante incrementar as plantas entomófilas dentro do sistema agrícola para melhorar o controle biológico pelos inimigos naturais. As faixas constituídas por plantas entomófilas também são necessárias para fazer as junções entre os corredores biológicos e os cultivos agrícolas, permitindo a movimentação de inimigos naturais para as áreas dos cultivos agrícolas.

Estudos também mostraram que a associação de cana-de-açúcar com *Tagetes erecta*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria spectabilis* e *Canavalia ensiformis* reduz as populações de *D. crambidoides*. *Bidens pilosa*, como planta entomófila, tem mostrado uma associação com inimigos naturais importantes, além de ser uma planta com características de adaptabilidade às condições dos sistemas produtivos. A mistura de *T. erecta* e *B. pilosa* tem grande potencial como plantas entomófilas de gerar condições favoráveis aos inimigos naturais, principalmente himenópteros parasitoides, e incrementar a eficiência do controle biológico nas pragas. Além

disso, é importante estudar como a distribuição espacial das plantas entomófilas melhoram a dispersão dos himenópteros parasitoides dentro do cultivo de cana-de-açúcar.

## 2 REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Importância do cultivo de cana-de-açúcar na Guatemala

A Guatemala tem mais de 200 mil hectares cultivados com cana-de-açúcar, sendo uma das culturas de maior importância para o país (FAOSTAT, 2017; USDA, 2017; MENESES; MELGAR; DE BRAN, 2018). É o quinto exportador de açúcar a nível mundial, segundo na América Latina e terceiro lugar em produtividade (toneladas métricas de açúcar/hectare) (FAOSTAT, 2017; USDA, 2017). Além disso, o açúcar é o segundo produto agrícola em geração de divisas, contribuindo assim para a economia do país (BANGUAT, 2018).

A Guatemala possui 11 principais usinas, sendo que cinco destas respondem por 72% da produção nacional (SIB, 2016), gerando 82 mil empregos diretos e 410 mil indiretos, o que representa 5% do total de trabalhos formais no país (PAREDES, 2017; BANGUAT, 2018).

### 2.2 Pragas em cana-de-açúcar na Guatemala

O cultivo de cana-de-açúcar na Guatemala aumentou a área de produção em quase 50% nos últimos 10 anos, da safra 2000-2001 até a safra 2017-2018 (MENESES; MELGAR; DE BRAN, 2018). Com esta expansão da cultura, também aumentou a ocorrência de pragas importantes, bem como novas pragas surgiram.

As principais pragas de cana-de-açúcar na Guatemala são: as brocas-do-colmo *Diatraea crambidoides* (Grote, 1980) e *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae); as cigarrinhas *Aeneolamia postica* (Walter, 1858) e *Prosapia simulans* (Walker, 1858) (Hemiptera: Cercopidae), e *Saccharosydne saccharivora* (Westwood, 1833) (Hemiptera: Delphacidae). Menos frequentes são *Leptodictya tabida* (Herrich-Schaffer, 1839) (Hemiptera: Tingidae), *Sipha flava* (Forbes, 1884) (Hemiptera: Aphididae), *Phassus phalerus* Druce, 1887 (Lepidoptera: Hepialidae), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller, 1848) (Lepidoptera: Pyralidae). Além destas pragas da parte aérea existe um complexo de pragas de solo, com diferentes espécies de *Phyllophaga* spp. (Moser, 1918) (Coleoptera: Scarabaeidae), *Dipropus* spp. Germar, 1839 (Coleoptera: Elateridae) e *Podischnus* spp. Olivier, 1789 (Coleoptera: Scarabaeidae) (MÁRQUEZ, 2012).

O gênero *Diatraea* é um dos mais importantes para a cultura de cana-de-açúcar (SANDOVAL; SENÔ, 2010), sendo que o índice de infestação chega a 40%, dependendo da cultivar sendo, portanto, necessário a adoção de medidas de controle (MIORELLI et al., 2008).

As proporções de ocorrência de *D. crambidoides* e *D. saccharalis* na Guatemala são de 73% e 27% respectivamente, provocando injúrias da ordem de 0,34 quilogramas de açúcar por tonelada métrica na produtividade (MÁRQUEZ; LÓPEZ, 2002). Na safra 2017-2018 houve uma redução significativa do dano de 34,5% em relação à safra 2016-2018, após três safras com incrementos consecutivos (MÁRQUEZ, 2018a). As perdas de açúcar são produzidas também pela entrada de diversos microrganismos, especialmente fungos, que causam a “podridão vermelha”, após as injúrias do inseto à planta. Ocorre uma redução do teor de açúcar nas plantas devido à inversão da sacarose armazenada na planta e sua transformação em glicose e levulose. Na indústria, os microrganismos presentes na planta contaminam o caldo, prejudicando os processos industriais, inibindo a fermentação e dificultando a obtenção de açúcar de qualidade e (PARRA, 2002; DINARDO-MIRANDA et al., 2016).

Outra praga importante são as cigarrinhas-das-raízes, sendo que o gênero *Aeneolamia* representa 96% da abundância contra 4% de *Prosapia*. Existem muitas variáveis em relação as injúrias causados por cigarrinhas em função de: precipitação no inverno, aumento da colheita mecanizada e controle de ninfas e adultos na estação chuvosa (DINARDO-MIRANDA; FERREIRA; CARVALHO, 2001; MÁRQUEZ, 2018a). O começo da estação chuvosa (março – abril) é o evento que proporciona a eclosão das ninfas a partir de ovos em diapausa, iniciando o ciclo (MÁRQUEZ, 2017a).

Quando a injúria foliar é maior que 60%, estando em um período crítico de 6 a 8 meses de idade da cultura, as perdas podem atingir 8,21 toneladas de cana por hectare e 5,83 quilogramas de açúcar por tonelada, para cada adulto da praga por planta da cana-de-açúcar (MÁRQUEZ; LÓPEZ, 2002). Os adultos injetam toxinas produzindo lesões nas folhas da planta, que com o passar do tempo reduzem sensivelmente a capacidade fotossintética e conteúdo de sacarose da planta (ALMEIDA; BATISTA FILHO, 2002), bem como a qualidade da cana. No Brasil o ataque de *Mahanarva fimbriolata* (Stål, 1854) (Hemiptera: Cercopidae) causa impactos negativos como a redução significativa na qualidade da cana-de-açúcar, ao diminuir teores de sólidos solúveis, teores de sacarose, açúcares redutores totais e pH, e aumentar os compostos fenólicos e a acidez total e volátil do caldo (RAVANELI et al., 2011).

A espécie *S. saccharivora* tornou-se importante dentro dos programas de manejo integrado na Guatemala, devido ao aumento da área danificada pelo inseto. As infestações que causam perdas econômicas estão associadas a cultivos com idades entre 8 e 62 dias depois do corte, enquanto que para infestação com 90 dias de idade, não houve evidência de efeito significativo de redução no desenvolvimento e capacidade de produção de cana e açúcar. A perda estimada foi de 13,1 a 33,4 toneladas de cana por hectare (TCH) quando a infestação



ocorreu 8 dias depois do corte (MÁRQUEZ, 2014). Resultados similares foram encontrados na Florida, USA (WILSON; BEUZELIN; WHITE, 2018).

Os adultos de *S. saccharivora* estão presentes em densidades mais baixas que ninfas e pensa-se que migram de campos infestados quando as densidades populacionais são altas. Os fatores que influenciam esses surtos não são claros, embora condições ambientais como temperatura e precipitação sejam parâmetros chave (WILSON, 2019).

### 2.3 Manejo das pragas da cana-de-açúcar na Guatemala

Na Guatemala o controle de *Diatraea* está baseado em métodos biológicos, mecânicos, físicos e químicos. Dentre os agentes de controle biológico destacam-se o parasitoide de larvas *Cotesia flavipes* (Cameron, 1981) (Hymenoptera: Braconidae), o parasitoide de ovos *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner, 1978 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), a bactéria *Bacillus thuringiensis* Berliner, 1915 (Bacillales: Bacillaceae), e o Vírus da Poliedrose Nuclear (VPN) (Baculoviridae). São utilizados também armadilhas de luz para captura de adultos, corte de plantas com injúrias para extração de larvas (Entresaque), a técnica do inseto estéril, e o controle químico (MÁRQUEZ, 2017b) .

O uso do parasitoide de larvas *C. flavipes* para regulação de *D. saccharalis* é um dos agentes mais eficientes para o controle biológico da praga no mundo, diminuindo sensivelmente o impacto da broca sobre a cana (NAVA; PINTO; SILVA, 2009; SALAMANCA; MANZANO, 2016; ARBOLEDA; VARGAS, 2019). No entanto, na Guatemala foi registrada uma diminuição de 33% das áreas com controle biológico de *Diatraea* na safra 2017-2018. *Cotesia flavipes* foi o parasitoide mais utilizado (mais de 22 mil ha), porém houve um aumento de 146% das áreas aplicadas com controle químico (MÁRQUEZ, 2018a).

Para o manejo de *Aeneolamia* e *Prosapia* são utilizados o *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Hypocreales: Clavicipitaceae) e métodos culturais, como a renovação de plantios, revolvimento mecanizado do solo para manejo de ovos, manutenção de drenos, além do controle químico, principalmente com neonicotinoides (MÁRQUEZ, 2018a).

Porém, a colheita mecanizada contribuiu no aumento das injúrias de *Aeneolamia* e *Prosapia* no cultivo de cana de açúcar, pois a palhada é mantida no solo, não havendo adequado controle dos ovos em diapausa (DINARDO-MIRANDA; FERREIRA; CARVALHO, 2001; DINARDO-MIRANDA; GARCIA; PARAZZI, 2002; MÁRQUEZ, 2018a). O revolvimento do solo ajudaria a diminuir ovos férteis da praga no solo, quando esses são expostos ao sol ou cobertos por uma quantidade do solo, dependendo da mecanização feita (MÁRQUEZ, 2011).

Isto, associado às aplicações de inseticidas e herbicidas, pode contribuir para um aumento progressivo das pragas em geral nos canaviais (ALTIERI; NICHOLLS, 2009).

Com relação a *S. saccharivora*, atualmente seu manejo é feito com neonicotinoides (MÁRQUEZ, 2014, 2018b).

Os níveis de dano econômico para as diversas pragas citadas são muito variáveis, dependendo da espécie, época de ocorrência, condição climática, status do canavial e decisões de manejo de cada usina (MÁRQUEZ, 2012).

## **2.4 Diversidade de himenópteros parasitoides em cana-de-açúcar na Guatemala**

A monocultura de cana-de-açúcar causa mudanças no ambiente, alterando as características do meio físico, reduzindo a biodiversidade, e refletindo de formas diferentes sobre a biota local, sendo prejudicial a algumas espécies de insetos (MACHADO; HABIB, 2009). Assim, observa-se que no manejo integrado das pragas da cana são utilizados métodos culturais, biológicos e químicos. Uma alternativa para a diminuição das aplicações químicas e fomento das populações de inimigos naturais é o uso do controle biológico conservativo, utilizando-se plantas entomófilas em corredores, em faixas, em bordadura ou dispersas no cultivo (ALTIERI; NICHOLLS, 2009). Estas plantas são utilizadas como fontes de inimigos naturais porque os atraem, conservam e os distribuem para o agroecossistema produtivo (PERES et al., 2009; GÓMEZ, 2017).

Normalmente, a maior diversidade de inimigos naturais se encontra nos pontos próximos às plantas entomófilas (GÓMEZ, 2007, 2017; PERES et al., 2009; HARO; SILVEIRA; WILBY, 2018). Assim, os cultivos que não fazem vizinhança com este tipo de vegetação, ou de outras plantas atrativas, são menos adequados para os inimigos naturais (DRIESCHE; REARDON, 2007; ALTIERI; NICHOLLS, 2009). Por esta razão deve-se estimular a implantação de faixas ou corredores de plantas entomófilas, arbustivas, que produzam néctar e pólen, para aumentar a sobrevivência da fauna de artrópodes benéficos dentro da cultura (ALTIERI; NICHOLLS, 2009; BUSTILLO, 2009, 2013; JAMONT; DUBOIS-POT; JALOUX, 2014; AMARAL et al., 2016). A manutenção dessas faixas de plantas atrativas dentro dos cultivos de cana-de-açúcar pode aumentar a eficiência do controle biológico com parasitoides e predadores, sendo uma ferramenta a mais nos programas de manejo integrado de pragas (FUSARO et al., 2016; OGBURN et al., 2016).

A manutenção de parasitoides e predadores dentro do sistema agrícola é uma solução durável e sustentável, sendo estimulada com a preservação de plantas atrativas ou corredores biológicos dentro ou nas margens dos campos de cultivo, fornecendo refúgio e alimento variado (FUSARO et al., 2016; OGBURN et al., 2016). Por exemplo, plantas como *Bidens pilosa* L. (Asteraceae), *Lippia nodiflora* L. (Verbenaceae) e *Acmella oppositifolia* Lam. (Asteraceae) atraem a espécie *Jaynesleskia jaynesi* (Townsend, 1934) (Diptera: Tachinidae), inimigo natural de *Diatraea* spp. (VARGAS; OBANDO; GÓMEZ, 2006).

Na Guatemala, os estudos de diversidade de insetos em cana-de-açúcar tem mostrado que as famílias Braconidae, Encyrtidae e Mymaridae são as mais encontradas em faixas de vegetação, estando diretamente relacionadas ao controle biológico de pragas em cana-de-açúcar (GÓMEZ, 2017).

Associar espécies de *Crotalaria juncea* L. (Fabaceae), *Crotalaria spectabilis* L. (Fabaceae), *Zea mays* L. (Poaceae), *Tagetes erecta* L. (Asteraceae), *Canavalia ensiformis* (L.) (Fabaceae) e *Cucúrbita moschata* Duch. (Cucurbitaceae) em associação com cana-de-açúcar diminui a infestação de *Diatraea crambidoides* (Grote, 1880) (Lepidoptera: Crambidae) (MÁRQUEZ, 2017c).

As plantas entomófilas também podem ser hospedeiros de pragas importantes, portanto, essas áreas também devem ser cuidadosamente escolhidas e amostradas, como no caso de *Aeneolamia varia* (Fabr., 1787) (Hemiptera: Cercopidae) que pode se hospedar em poáceas como *Brachiaria* sp. (Poaceae), *Cynodon nlemfuensis* Van. (Poaceae) e *Rottboellia* sp. (Poaceae) (BUSTILLO, 2013; VARGAS; GUTIÉRREZ, 2017), muito comuns nos arredores de canaviais.

Assim, o manejo integrado de pragas deve considerar a conservação dos inimigos naturais mediante o estímulo do estabelecimento e proliferação dos agroecossistemas diversificados (VARGAS; OBANDO; GÓMEZ, 2006; ALTIERI; NICHOLLS, 2009).

## 2.5 *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa* como plantas entomófilas

As plantas de *B. pilosa* e *T. erecta* têm características importantes na atração e conservação de inimigos naturais, as quais podem ser introduzidas dentro das culturas como fontes de néctar e pólen, ajudando a melhorar a eficiência do controle biológico.

A associação de plantas entomófilas como *T. erecta* e *B. pilosa* com cana-de-açúcar, tem sido pouco estudada em relação à abundância de himenópteros parasitoides. Na Guatemala

a associação de *T. erecta* com cana-de-açúcar mostrou um incremento de himenópteros parasitoides e diminuição da injúria causado por *D. crambidoides* (MÁRQUEZ et al., 2019).

Em cultivos como pimentão, a associação com *T. erecta* melhorou a eficiência de parasitismo e sobrevivência do parasitoide *Aphidius platensis* Brethes (Hymenoptera: Braconidae) para o controle de *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) ao fornecer néctar rico em açúcares (SOUZA et al., 2018a). Próximos a faixas de *T. erecta* no cultivo de melão, os himenópteros parasitoides apresentaram maior riqueza de espécies nas culturas proporcionando vantagens no uso da diversificação vegetal (PERES et al., 2009; SOUZA et al., 2018b).

Em manga, *B. pilosa* fornece recursos florais aos insetos himenópteros durante todo o período, isto é, antes, durante e depois da estação de floração (SIMBA et al., 2018). Estudos feitos em feijão, mostraram que *B. pilosa* tem extratos florais pequenos, esta produz grandes quantidades de néctar e pólen suficientes para apoiar aos himenópteros (HERNANDEZ; OTERO; MANZANO, 2013) além de aumentar a sobrevivência de *Cycloneda sanguínea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinellidae) no cultivo de pimentão (AMARAL et al., 2013). Uma característica de *B. pilosa* é sua capacidade de sobreviver às condições adversas como pouca água, exposição direta ao sol e alta temperatura; é uma planta resistente com boa produção de flores e sementes (LUCCHETTI et al., 2013).

Aumentar a diversidade floral nos cultivos poderia constituir um método adicional nos programas de manejo de pragas, proporcionando mais recursos como alimentos alternativos, hospedeiros e refúgio para os inimigos naturais, melhorando o controle biológico e as populações de parasitoides (DAMIEN et al., 2017), reduzindo assim, as quantidades de químicos aplicados para o manejo das pragas.

### 3 OBJETIVOS

#### 3.1 Objetivo Geral

Avaliar a influência da distribuição espacial de plantas entomófilas em associação com cultivo de cana-de-açúcar sobre os himenópteros parasitoides.

#### 3.2 Objetivos Específicos

Determinar a diversidade de himenópteros parasitoides nos sistemas de distribuição dispersa de plantas entomófilas em cana-de-açúcar.

Quantificar injúrias de *D. crambidoides* nos sistemas de distribuição de plantas entomófilas em cana-de-açúcar.

Quantificar o parasitismo de *D. crambidoides* utilizando ovos sentinelas em dois sistemas de distribuição de plantas entomófilas em cana-de-açúcar.

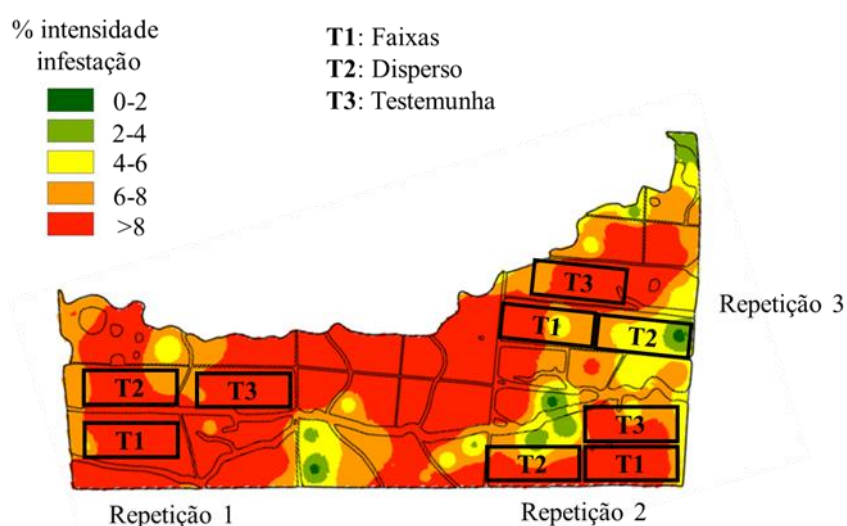
## 4 METODOLOGIA

### 4.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido na usina Pantaleon, Escuintla, Guatemala (14°16'11" N e 91°00'10" O), fazenda “El Balsamo”, talhão 602 (Figura 1). A altitude é de 336,58 metros, com precipitação média de 3.065 milímetros e temperatura mínima de 15°C e máxima 38°C (ICC, 2018). O canavial é área de cana soca, plantado com distância entre sulcos de 1,5 metros, com a variedade CP72-2086, com segundo corte em fevereiro de 2018.

As áreas experimentais foram realizadas práticas de manejo comercial, como, aplicações de herbicidas (as quais foram diferentes nas faixas), adubação com maquinaria agrícola, irrigação, aplicações de maturadores químicos para cana-de-açúcar, portanto, o experimento foi estabelecido para que as práticas de manejo não foram uma limitante. Não foi realizada nenhum trabalho para manejo de pragas só o que correspondia aos tratamentos estabelecidos.

Figura 1 – Distribuição dos tratamentos e das repetições. A porcentagem de intensidade de infestação de *D. crambidoides* do ano 2018 foi importante para a distribuição dos tratamentos. Usina Pantaleon, Escuintla, Guatemala, 2018.

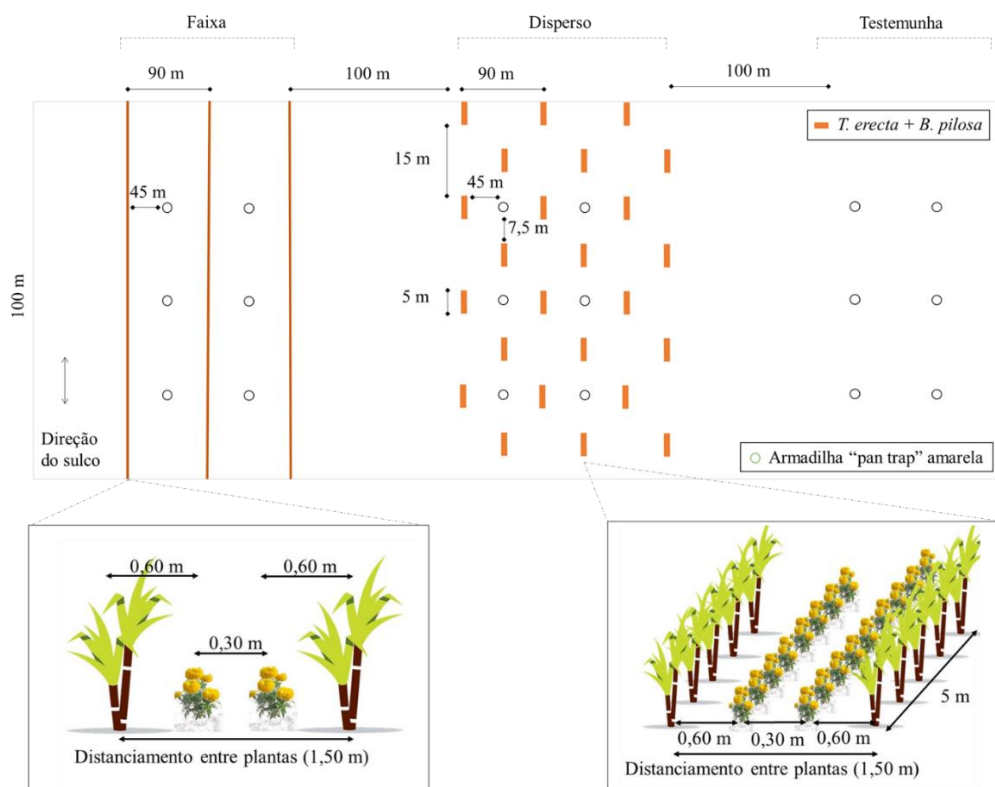


Fonte: Do Autor (2020)

## 4.2 Delineamento experimental

Para a distribuição dos tratamentos e repetições utilizou-se o mapa da injúria de *D. crambidoides* do ano 2018, de modo a alocar as unidades experimentais em regiões de infestação semelhante (Figura 1). O experimento foi composto por 3 tratamentos, com 3 repetições (Figura 2). O tratamento 1 (faixas), consistiu em linhas de *T. erecta* e *B. pilosa* misturadas, plantadas entre os sulcos da cana-de-açúcar, com comprimento de 100 metros. Foram instaladas três faixas, a uma distância de 90 metros uma da outra. O tratamento 2 (disperso), consistiu em faixas de cinco metros de *T. erecta* e *B. pilosa* misturadas, compostas por linhas duplas de plantas, uma em cada entrelinha, totalizando 4 linhas de 5 metros, paralelas em duas entrelinhas de cana. Cada conjunto de linhas duplas foi instalado a 15 metros no comprimento da entrelinha e a 45 metros de largura. O tratamento 3 (testemunha ou cana em monocultivo) foi composto unicamente pelas plantas de cana no espaçamento de 1,5 metros entre linhas.

Figura 2 – Distribuição dos tratamentos (faixa, disperso e testemunha), em campo de cana-de-açúcar com plantas de *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa* misturadas. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

Tanto nas faixas quanto no tratamento disperso as plantas entomófilas foram plantadas com espaçamento de 0,3 m entre plantas e a 0,6 m de distância da linha da cana-de-açúcar (Figura 2). Foram utilizadas, no total, 1.000 plantas de *T. erecta* e 1.000 plantas de *B. pilosa* em cada unidade experimental.

As mudas das entomófilas foram formadas em tubetes em viveiro, sendo adubadas e irrigadas (Figura 3). O plantio das mudas aconteceu em 12 de abril de 2019. As plantas tinham uma idade de 35 dias e 43,5% delas já apresentavam flores (Figura 4). O canavial tinha 60 dias depois da colheita. Depois do plantio foi preciso realizar três replantes em diversos pontos para substituir mudas mortas por motivos diversos.

Figura 3 – Mudas antes de serem levadas ao campo, sob viveiro irrigado. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

Figura 4 – Plantio de *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa* no campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)



### 4.3 Amostragem de himenópteros parasitoides

As coletas de insetos foram realizadas com armadilhas “pan trap” amarelas, construídas com pratos plásticos amarelos, os quais permaneceram no campo por 48 horas uma vez por mês. As armadilhas foram abastecidas com solução salina a 5% e gotas de detergente para romper a tensão superficial da água. Cada armadilha foi colocada a 45 metros de distância entre as faixas e a 20 metros em direção à armadilha seguinte (Figura 2), e a 50 cm do solo (Figura 5). Foram colocadas seis armadilhas no ponto mais distante das faixas em cada unidade experimental. Foram feitas cinco coletas de maio a setembro de 2019. A coleta de abril foi feita antes de plantar as entomófilas, com o objetivo de quantificar os parasitoides presentes antes de introduzir plantas com recursos florais. Os insetos capturados foram acondicionados em recipientes plásticos com solução de álcool 70 % (Figura 5) e levados ao laboratório da usina para triagem e identificação posterior, com a chave morfológica de GOULET e HUBER (1993).

Figura 5 – Coletas de insetos com armadilhas tipo “pan trap” amarelas e armazenamento para posterior identificação. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

#### **4.4 Amostragem de floração em *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa***

Foram realizadas seis amostragens para aferir a porcentagem de plantas em floração e a quantidade de plantas por metro linear de *T. erecta* e *B. pilosa* de abril a setembro. A primeira avaliação foi realizada no dia de plantio e ao longo dos meses para garantir igual quantidade de flores em cada unidade experimental. As plantas mortas foram substituídas por novas.

#### **4.5 Amostragem da injúria de *Diatraea crambidoides***

De junho a setembro de 2019 foram realizadas as amostragens de *D. crambidoides*, tomando-se ao acaso seis pontos por unidade experimental. Em cada ponto foi delimitado 5 m na linha de cana-de-açúcar, contabilizando o total de plantas. Plantas mortas ou com injúrias foram identificados (presença de furos na planta), os quais foram abertos ao meio para verificação do tamanho da injúria e contagem de larvas ou pupas de *D. crambidoides*. Foi determinada a relação de entrenós com injúria pelo total de entrenós nos 5 metros lineares amostrados.

#### **4.6 Parasitismo de ovos de *Diatraea crambidoides* com sentinelas**

De maio a setembro de 2019 foram colocados, em 6 pontos ao acaso por unidade experimental, gaiolas com fêmeas copuladas de *D. crambidoides*, para que ovipositassem diretamente nas folhas (Figura 6). Estas folhas foram então marcadas e acompanhadas para verificar o parasitismo natural em campo. Depois de 48 horas os ovos foram levados ao laboratório para determinar a porcentagem de parasitismo.

Figura 6 – Gaiola com fêmeas copuladas de *Diatraea crambidoides* para gerar os ovos sentinelas em campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

#### 4.7 Análise dos dados

A normalidade do conjunto de dados coletados foi verificada com o teste de Lilliefors. A abundância foi analisada usando modelos lineares generalizados de Poisson (GLMs) com função de ligação logarítmica e superdispersão (Quase-Poisson) como variável explicativa do tratamento. As injúrias de *D. crambidoides* foram analisadas utilizando modelos lineares generalizados com uma distribuição quase binomial. A qualidade do ajuste foi determinada através de um gráfico envelope de simulação, e as médias separadas pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). Essas análises foram feitas utilizando o software R<sup>®</sup> versão 3.6 (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2016) e foram utilizados os pacotes lme4 (BATES et al., 2015; MATUSCHEK et al., 2017), Emmeans (SEARLE; SPEED; MILLIKEN, 1980) e Hnp (MORAL; HINDE; DEMÉTRIO, 2017).

A riqueza, abundância e diversidade de himenópteros parasitoides foi analisada através das curvas de acumulação de espécies e indivíduos, do estimador Bootstrap (COLWELL; CODDINGTON, 1994; CHAZDON et al., 1998), e dos índices de riqueza, abundância e Shannon-Wiener (SHANNON; WEAVER, 1964). Foram utilizadas também as análises de silimaridade (Cluster, análise não multidimensional NMDS e ANOSIM), para observar as diferenças entre os tratamentos no que se refere à diversidade. Foram utilizados os programas EstimateS<sup>®</sup> (COLWELL, 2013) e Past<sup>®</sup> (HAMMER; HARPER; D. RYAN, 2016) para as análises ecológicas.

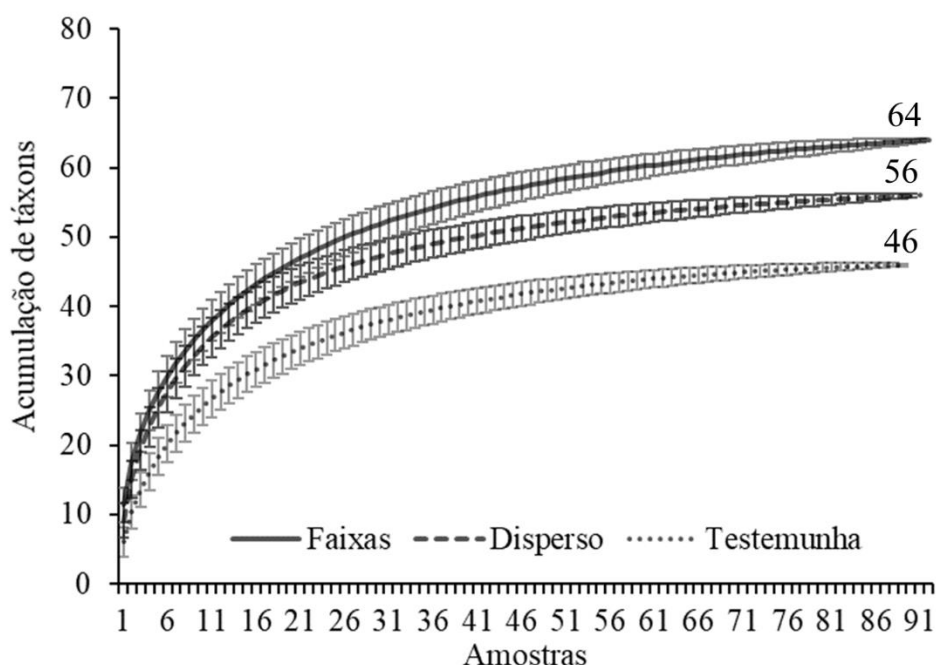
## 5 RESULTADOS

### 5.1 Análises faunísticas

Foram coletados 3.287 insetos parasitoides, classificados em 71 morfoespécies e 24 famílias de maio a setembro de 2019 nos tratamentos faixas, disperso e testemunha em associação com cana de açúcar.

Mostrou-se que o tratamento faixas acumulou maior riqueza de táxons, seguidas pelo tratamento disperso e testemunha (Figura 7). Foram encontrados 64 táxons na faixa, 56 táxons no disperso e 46 na testemunha. Entretanto, o estimador de riqueza Bootstrap mostra que seria possível encontrar 71, 60 e 50 táxons nos tratamentos faixas, disperso e testemunha respectivamente, resultando em uma eficiência amostral de 90%, 93% e 92% para os tratamentos faixas, disperso e testemunha respectivamente.

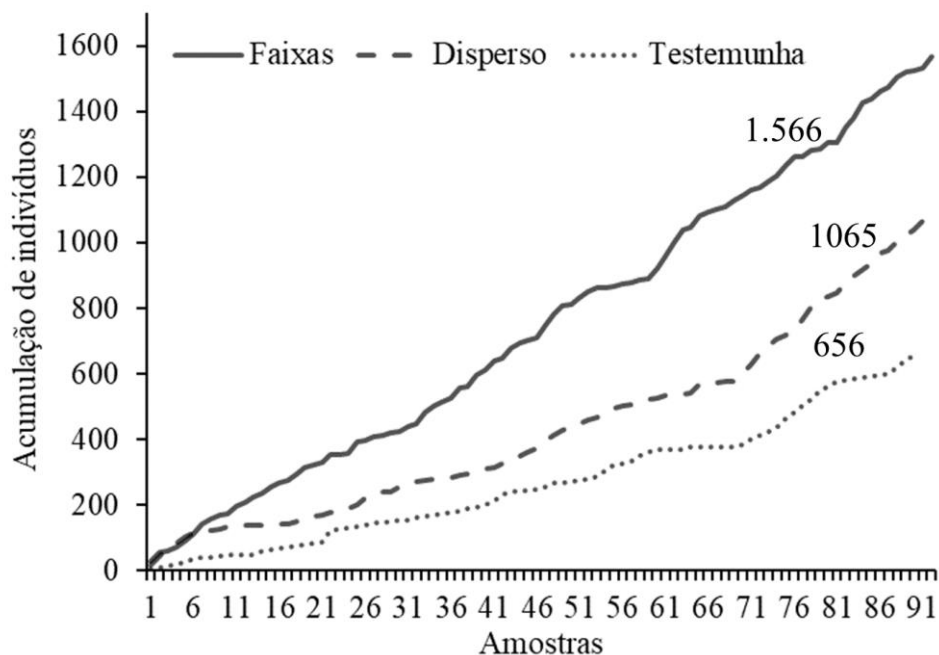
Figura 7 – Curvas de rarefação de Coleman dos himenópteros parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

O tratamento faixas acumulou 1.566 indivíduos, seguido pelo tratamento disperso com 1.065 e testemunha com 656 indivíduos em todo período de amostragem (Figura 8).

Figura 8 – Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.

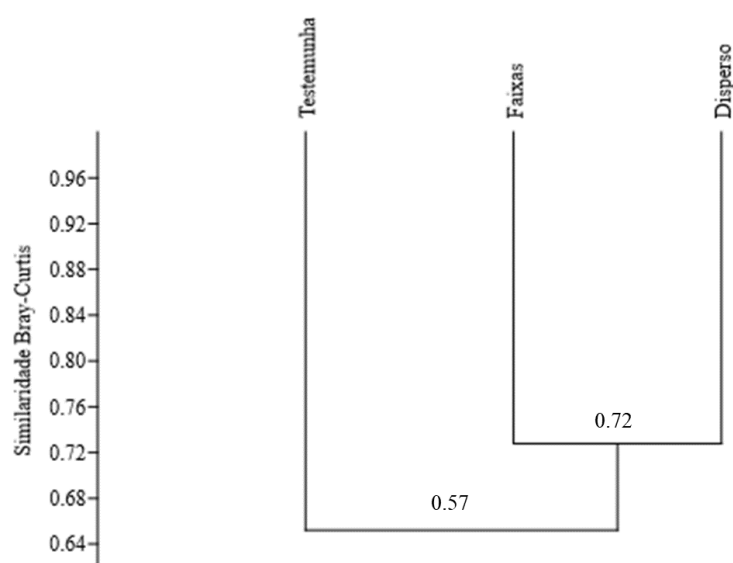


Fonte: Do Autor (2020)

## 5.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e similaridades

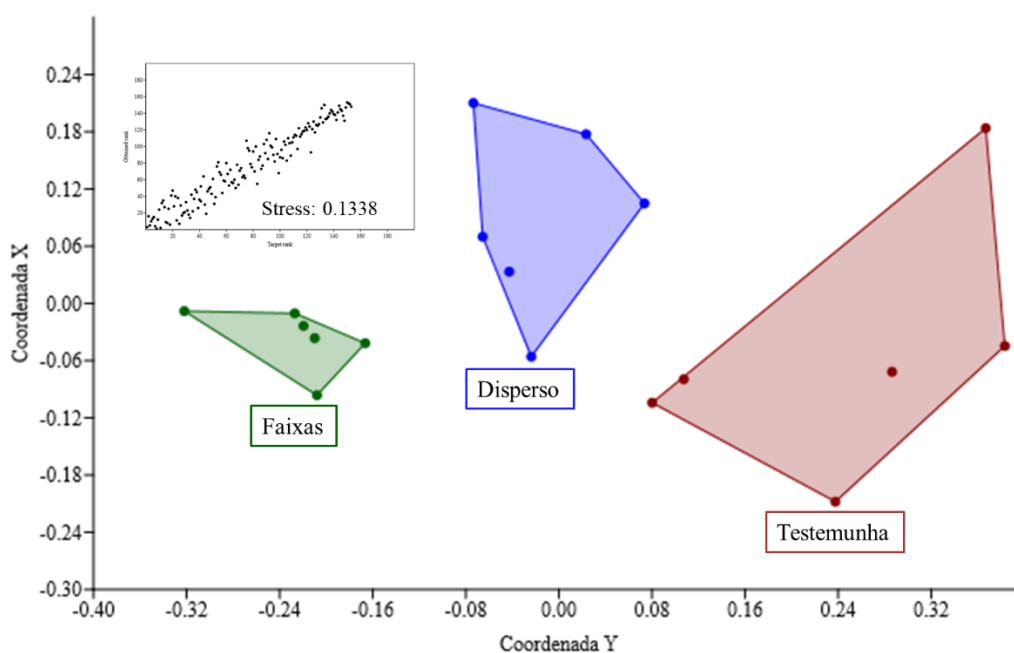
A análise de Cluster (Bray-Curtis) mostrou que os tratamentos faixas e disperso são mais similares (72%) que a testemunha (57%) (Figura 9). A análise do Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) resultou numa clara separação entre os tratamentos, formando polígonos distintos e com um stress de 0,1338 (Figura 10).

Figura 9 – Análise de Cluster (índice de similaridade de Bray-Curtis) para os tratamentos Faixas, Disperso e Testemunha. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

Figura 10 – Análise não multidimensional (NMDS) para os tratamentos Faixas (verde), Disperso (azul) e Testemunha (vermelho). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)



Com relação às famílias de parasitoides foram coletadas 23 nos tratamentos faixas e disperso, e Scelionidae foi maior número de indivíduos coletados para os tratamentos faixas (23,31%), disperso (19,72%) e testemunha (23,17%) (Tabela 2). Considerando-se todos os tratamentos, as famílias Scelionidae (22,12%), Diapriidae (21,33%), Ceraphronidae (17,98%), Encyrtidae (8,70%), Bethylidae (7,27%) e Platygasteridae (6,33%) representaram 83,72% de toda abundância de insetos coletados. Eulophidae foi a família com menor número de representantes nos tratamentos avaliados (0,06%).

Com relação aos táxons encontrados, verificou-se que Diapriidae sp5 foi a morfoespécie com maior abundância nos tratamentos faixas (11,69%) e disperso (11,83%), enquanto Ceraphronidae sp1 (10,52%) foi mais abundante na a testemunha (Tabela 3). Diapriidae sp6, Eupelmidae sp5, Encyrtidae sp4, Pompilidae sp3, Platygasteridae sp5, Ichneumonidae sp3 e Figitidae sp3 foram as morfoespécies com menor abundância neste estudo (0,03%).

No tratamento faixas e disperso foram encontradas as maiores abundâncias de parasitoides (1.566 e 1.065, respectivamente, mas sem diferença significativa), e ambas foram maiores que o encontrado na testemunha (656, Tabela 3). A riqueza de espécies foi maior no tratamento faixas, seguido de disperso e, por último, testemunha, com 64, 56 e 46 morfoespécies, respectivamente. O índice de Shannon  $H'$  foi maior para o tratamento disperso (3,37), enquanto o tratamento faixas (3,52) e testemunha (3,20) não diferiram entre si (Tabela 3).



Tabela 2 – Riqueza, abundância e frequência relativa das famílias de parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.

| Família               | Abundância   |              |            |              | Frequência Relativa % |          |       |       |
|-----------------------|--------------|--------------|------------|--------------|-----------------------|----------|-------|-------|
|                       | Faixas       | Disperso     | Test.      | Total        | Faixas                | Disperso | Test. | Total |
| 1. Scelionidae        | 365          | 210          | 152        | 727          | 23,31                 | 19,72    | 23,17 | 22,12 |
| 2. Diapriidae         | 355          | 202          | 144        | 701          | 22,67                 | 18,97    | 21,95 | 21,33 |
| 3. Ceraphronidae      | 291          | 166          | 134        | 591          | 18,58                 | 15,59    | 20,43 | 17,98 |
| 4. Encyrtidae         | 121          | 126          | 39         | 286          | 7,73                  | 11,83    | 5,95  | 8,70  |
| 5. Bethyidae          | 103          | 90           | 46         | 239          | 6,58                  | 8,45     | 7,01  | 7,27  |
| 6. Platygasteridae    | 105          | 50           | 53         | 208          | 6,70                  | 4,69     | 8,08  | 6,33  |
| 7. Eupelmidae         | 40           | 28           | 13         | 81           | 2,55                  | 2,63     | 1,98  | 2,46  |
| 8. Mymaridae          | 39           | 14           | 10         | 63           | 2,49                  | 1,31     | 1,52  | 1,92  |
| 9. Evanidae           | 33           | 20           | 7          | 60           | 2,11                  | 1,88     | 1,07  | 1,83  |
| 10. Trichogrammatidae | 14           | 30           | 10         | 54           | 0,89                  | 2,82     | 1,52  | 1,64  |
| 11. Ichneumonidae     | 7            | 21           | 17         | 45           | 0,45                  | 1,97     | 2,59  | 1,37  |
| 12. Figitidae         | 17           | 23           | 1          | 41           | 1,09                  | 2,16     | 0,15  | 1,25  |
| 13. Braconidae        | 10           | 14           | 11         | 35           | 0,64                  | 1,31     | 1,68  | 1,06  |
| 14. Tiphidae          | 19           | 4            | 5          | 28           | 1,21                  | 0,38     | 0,76  | 0,85  |
| 15. Aphelinidae       | 10           | 14           | 2          | 26           | 0,64                  | 1,31     | 0,30  | 0,79  |
| 16. Pompilidae        | 9            | 11           | 3          | 23           | 0,57                  | 1,03     | 0,46  | 0,70  |
| 17. Signiphoridae     | 5            | 12           | 3          | 20           | 0,32                  | 1,13     | 0,46  | 0,61  |
| 18. Chalcididae       | 3            | 12           | -          | 15           | 0,19                  | 1,13     | 0,00  | 0,46  |
| 19. Sphecidae         | 7            | 5            | -          | 12           | 0,45                  | 0,47     | 0,00  | 0,37  |
| 20. Pteromalidae      | 5            | 3            | 2          | 10           | 0,32                  | 0,28     | 0,30  | 0,30  |
| 21. Xiphydriidae      | 4            | 4            | 2          | 10           | 0,26                  | 0,38     | 0,30  | 0,30  |
| 22. Megaspilidae      | 2            | 4            | -          | 6            | 0,13                  | 0,38     | -     | 0,18  |
| 23. Torymidae         | 2            | -            | 2          | 4            | 0,13                  | -        | 0,30  | 0,12  |
| 24. Eulophidae        | -            | 2            | -          | 2            | -                     | 0,19     | -     | 0,06  |
| <b>TOTAL</b>          | <b>1.566</b> | <b>1.065</b> | <b>656</b> | <b>3.287</b> |                       |          |       |       |
| <b>RIQUEZA</b>        | <b>23</b>    | <b>23</b>    | <b>20</b>  | <b>24</b>    |                       |          |       |       |

Fonte: Do Autor (2020)

Tabela 3 – Riqueza, abundância e frequência relativa das morfoespecies de parasitoides coletados em armadilhas “pan trap” amarelas nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.

| Táxon                     | Abundância |          |       |       | Frequência Relativa % |          |       |       |
|---------------------------|------------|----------|-------|-------|-----------------------|----------|-------|-------|
|                           | Faixas     | Disperso | Test. | Total | Faixas                | Disperso | Test. | Total |
| 1. Diapriidae sp5         | 183        | 126      | 62    | 371   | 11,69                 | 11,83    | 9,45  | 11,29 |
| 2. Ceraphronidae sp1      | 182        | 90       | 69    | 341   | 11,62                 | 8,45     | 10,52 | 10,37 |
| 3. Diapriidae sp2         | 148        | 62       | 68    | 278   | 9,45                  | 5,82     | 10,37 | 8,46  |
| 4. Scelionidae sp5        | 92         | 59       | 56    | 207   | 5,87                  | 5,54     | 8,54  | 6,30  |
| 5. Scelionidae sp4        | 114        | 49       | 41    | 204   | 7,28                  | 4,60     | 6,25  | 6,21  |
| 6. Scelionidae sp3        | 90         | 68       | 34    | 192   | 5,75                  | 6,38     | 5,18  | 5,84  |
| 7. Ceraphronidae sp3      | 72         | 48       | 46    | 166   | 4,60                  | 4,51     | 7,01  | 5,05  |
| 8. Encyrtidae sp1         | 70         | 78       | 16    | 164   | 4,47                  | 7,32     | 2,44  | 4,99  |
| 9. Encyrtidae sp2         | 43         | 41       | 23    | 107   | 2,75                  | 3,85     | 3,51  | 3,26  |
| 10. Bethylidae sp2        | 45         | 46       | 15    | 106   | 2,87                  | 4,32     | 2,29  | 3,22  |
| 11. Platygastriidae sp3   | 64         | 15       | 24    | 103   | 4,09                  | 1,41     | 3,66  | 3,13  |
| 12. Bethylidae sp1        | 34         | 27       | 17    | 78    | 2,17                  | 2,54     | 2,59  | 2,37  |
| 13. Eupelmidae sp1        | 36         | 24       | 13    | 73    | 2,30                  | 2,25     | 1,98  | 2,22  |
| 14. Evaniidae sp1         | 32         | 19       | 7     | 58    | 2,04                  | 1,78     | 1,07  | 1,76  |
| 15. Scelionidae sp6       | 36         | 8        | 7     | 51    | 2,30                  | 0,75     | 1,07  | 1,55  |
| 16. Scelionidae sp1       | 17         | 16       | 10    | 43    | 1,09                  | 1,50     | 1,52  | 1,31  |
| 17. Trichogrammatidae sp2 | 8          | 27       | 8     | 43    | 0,51                  | 2,54     | 1,22  | 1,31  |
| 18. Platygastriidae sp2   | 18         | 7        | 15    | 40    | 1,15                  | 0,66     | 2,29  | 1,22  |
| 19. Diapriidae sp3        | 16         | 10       | 13    | 39    | 1,02                  | 0,94     | 1,98  | 1,19  |
| 20. Platygastriidae sp1   | 13         | 15       | 10    | 38    | 0,83                  | 1,41     | 1,52  | 1,16  |
| 21. Bethylidae sp3        | 15         | 17       | 5     | 37    | 0,96                  | 1,60     | 0,76  | 1,13  |
| 22. Ichneumonidae sp2     | 3          | 19       | 15    | 37    | 0,19                  | 1,78     | 2,29  | 1,13  |
| 23. Mymaridae sp1         | 27         | 4        | 5     | 36    | 1,72                  | 0,38     | 0,76  | 1,10  |
| 24. Ceraphronidae sp4     | 19         | 9        | 2     | 30    | 1,21                  | 0,85     | 0,30  | 0,91  |
| 25. Scelionidae sp2       | 16         | 10       | 4     | 30    | 1,02                  | 0,94     | 0,61  | 0,91  |
| 26. Ceraphronidae sp5     | 5          | 12       | 12    | 29    | 0,32                  | 1,13     | 1,83  | 0,88  |
| 27. Platygastriidae sp4   | 9          | 13       | 4     | 26    | 0,57                  | 1,22     | 0,61  | 0,79  |
| 28. Ceraphronidae sp2     | 13         | 7        | 5     | 25    | 0,83                  | 0,66     | 0,76  | 0,76  |
| 29. Aphelinidae sp1       | 8          | 14       | 2     | 24    | 0,51                  | 1,31     | 0,30  | 0,73  |
| 30. Figitidae sp2         | 10         | 14       | -     | 24    | 0,64                  | 1,31     | -     | 0,73  |
| 31. Tiphidae sp2          | 17         | 1        | 5     | 23    | 1,09                  | 0,09     | 0,76  | 0,70  |
| 32. Signiphoridae sp1     | 5          | 12       | 3     | 20    | 0,32                  | 1,13     | 0,46  | 0,61  |
| 33. Braconidae sp2        | 2          | 11       | 5     | 18    | 0,13                  | 1,03     | 0,76  | 0,55  |
| 34. Pompilidae sp1        | 5          | 11       | 2     | 18    | 0,32                  | 1,03     | 0,30  | 0,55  |
| 35. Braconidae sp1        | 8          | 3        | 6     | 17    | 0,51                  | 0,28     | 0,91  | 0,52  |
| 36. Figitidae sp1         | 7          | 8        | 1     | 16    | 0,45                  | 0,75     | 0,15  | 0,49  |
| 37. Mymaridae sp2         | 2          | 10       | 2     | 14    | 0,13                  | 0,94     | 0,30  | 0,43  |
| 38. Encyrtidae sp3        | 5          | 7        | -     | 12    | 0,32                  | 0,66     | -     | 0,37  |
| 39. Bethylidae sp4        | 6          | -        | 5     | 11    | 0,38                  | -        | 0,76  | 0,33  |
| 40. Trichogrammatidae sp1 | 6          | 3        | 2     | 11    | 0,38                  | 0,28     | 0,30  | 0,33  |
| 41. Pteromalidae sp1      | 5          | 3        | 2     | 10    | 0,32                  | 0,28     | 0,30  | 0,30  |
| 42. Sphecidae sp1         | 7          | 2        | -     | 9     | 0,45                  | 0,19     | -     | 0,27  |
| 43. Chalcididae sp1       | 1          | 8        | -     | 9     | 0,06                  | 0,75     | -     | 0,27  |

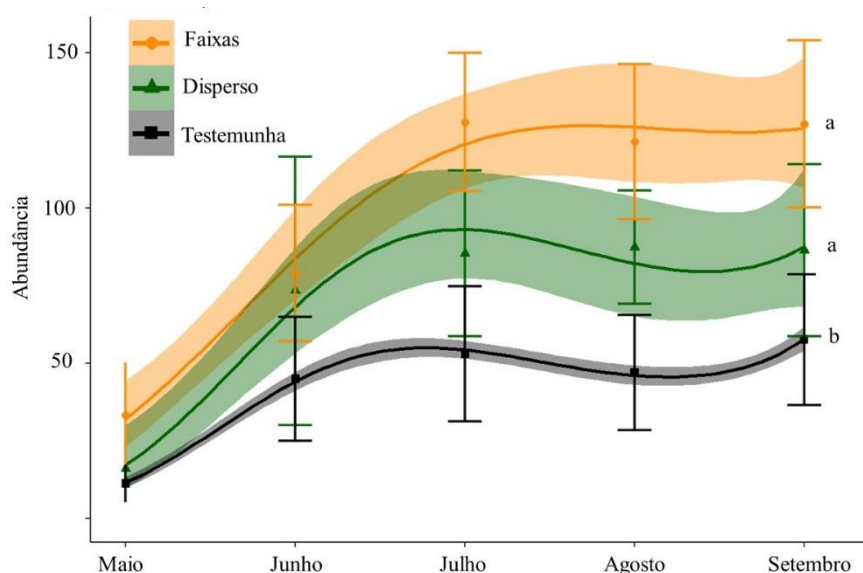
| Táxon                   | Abundância      |                |                |              | Frequência Relativa % |          |       |       |
|-------------------------|-----------------|----------------|----------------|--------------|-----------------------|----------|-------|-------|
|                         | Faixas          | Disperso       | Test.          | Total        | Faixas                | Disperso | Test. | Total |
| 44. Diapriidae sp1      | 7               | 2              | -              | 9            | 0,45                  | 0,19     | -     | 0,27  |
| 45. Xiphydriidae sp1    | 3               | 3              | 2              | 8            | 0,19                  | 0,28     | 0,30  | 0,24  |
| 46. Mymaridae sp4       | 5               | -              | 3              | 8            | 0,32                  | -        | 0,46  | 0,24  |
| 47. Ichneumonidae sp1   | 3               | 2              | 2              | 7            | 0,19                  | 0,19     | 0,30  | 0,21  |
| 48. Eupelmidae sp2      | 4               | 3              | -              | 7            | 0,26                  | 0,28     | -     | 0,21  |
| 49. Bethyidae sp5       | 3               | -              | 4              | 7            | 0,19                  | -        | 0,61  | 0,21  |
| 50. Chalcididae sp2     | 2               | 4              | -              | 6            | 0,13                  | 0,38     | -     | 0,18  |
| 51. Tiphidae sp1        | 2               | 3              | -              | 5            | 0,13                  | 0,28     | -     | 0,15  |
| 52. Torymidae sp1       | 2               | -              | 2              | 4            | 0,13                  | -        | 0,30  | 0,12  |
| 53. Megaspilidae sp1    | -               | 4              | -              | 4            | -                     | 0,38     | -     | 0,12  |
| 54. Pompilidae sp2      | 4               | -              | -              | 4            | 0,26                  | -        | -     | 0,12  |
| 55. Diapriidae sp4      | -               | 2              | 1              | 3            | -                     | 0,19     | 0,15  | 0,09  |
| 56. Mymaridae sp3       | 3               | -              | -              | 3            | 0,19                  | -        | -     | 0,09  |
| 57. Sphecidae sp2       | -               | 3              | -              | 3            | -                     | 0,28     | -     | 0,09  |
| 58. Evaniidae sp2       | 1               | 1              | -              | 2            | 0,06                  | 0,09     | -     | 0,06  |
| 59. Xiphydriidae sp2    | 1               | 1              | -              | 2            | 0,06                  | 0,09     | -     | 0,06  |
| 60. Mymaridae sp5       | 2               | -              | -              | 2            | 0,13                  | -        | -     | 0,06  |
| 61. Aphelinidae sp2     | 2               | -              | -              | 2            | 0,13                  | -        | -     | 0,06  |
| 62. Encyrtidae sp5      | 2               | -              | -              | 2            | 0,13                  | -        | -     | 0,06  |
| 63. Eulophidae sp1      | -               | 2              | -              | 2            | -                     | 0,19     | -     | 0,06  |
| 64. Megaspilidae sp2    | 2               | -              | -              | 2            | 0,13                  | -        | -     | 0,06  |
| 65. Diapriidae sp6      | 1               | -              | -              | 1            | 0,06                  | -        | -     | 0,03  |
| 66. Eupelmidae sp5      | -               | 1              | -              | 1            | -                     | 0,09     | -     | 0,03  |
| 67. Encyrtidae sp4      | 1               | -              | -              | 1            | 0,06                  | -        | -     | 0,03  |
| 68. Pompilidae sp3      | -               | -              | 1              | 1            | -                     | -        | 0,15  | 0,03  |
| 69. Platygasteridae sp5 | 1               | -              | -              | 1            | 0,06                  | -        | -     | 0,03  |
| 70. Ichneumonidae sp3   | 1               | -              | -              | 1            | 0,06                  | -        | -     | 0,03  |
| 71. Figitidae sp3       | -               | 1              | -              | 1            | -                     | 0,09     | -     | 0,03  |
| <b>TOTAL</b>            | <b>1.566 a*</b> | <b>1.065 a</b> | <b>656 b</b>   | <b>3.287</b> | <b>p = 0,0066</b>     |          |       |       |
| <b>RIQUEZA</b>          | <b>64 a</b>     | <b>56 b</b>    | <b>46 c</b>    | <b>166</b>   | <b>p = 0,0114</b>     |          |       |       |
| <b>SHANNON H'</b>       | <b>3,252 b</b>  | <b>3,376 a</b> | <b>3,205 b</b> |              | <b>p = 0,0237</b>     |          |       |       |

\* Letras diferentes na linha indicam diferenças significativas pelo Teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Fonte: Do Autor (2020)

Segundo a análise GLM ( $p = 0,0066$ ) para a média de abundância de parasitoides (Figura 12), os tratamentos em faixas e disperso apresentaram comportamento semelhante e significativamente tiveram maior abundância que a testemunha. Entre os meses de maio e julho observou-se um incremento na abundância de parasitoides nos três tratamentos, sendo que o tratamento faixas mostrou um maior incremento neste período, se comparado aos demais. Após julho as abundâncias se mantiveram relativamente constantes nos tratamentos.

Figura 12 – Análise GLM Quasipoisson (abundância média,  $\pm$  erro padrão) de parasitoides nos tratamentos Faixas, Disperso e Testemunha, onde letras diferentes ao lado das linhas indicam diferença pelo Teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

#### 5.4 Amostragem de floração em *Tagetes erecta* e *Bidens pilosa*

As quantidades de plantas por metro linear foram diminuindo ao longo do tempo, tanto para o tratamento faixas (2,91-2,20 plantas por metro linear) quanto para o disperso (3,05-1,33 plantas por metro linear) (Tabela 4). Apesar do declínio do número de plantas por metro linear nos tratamentos, o número de flores por planta teve um aumento depois do mês de maio, e a quantidade de flores por metro linear manteve-se alta no tratamento faixas até agosto, e até julho no tratamento disperso. Existe uma correlação entre a injúria de *D. crambidoides* e quantidade de flores por metro linear ( $p = 0,0298$ ;  $R^2 = 47,31$ ).

Tabela 4 – Número de plantas por metro linear, flores por planta e flores por metro linear nos tratamentos em faixas ou disperso. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.

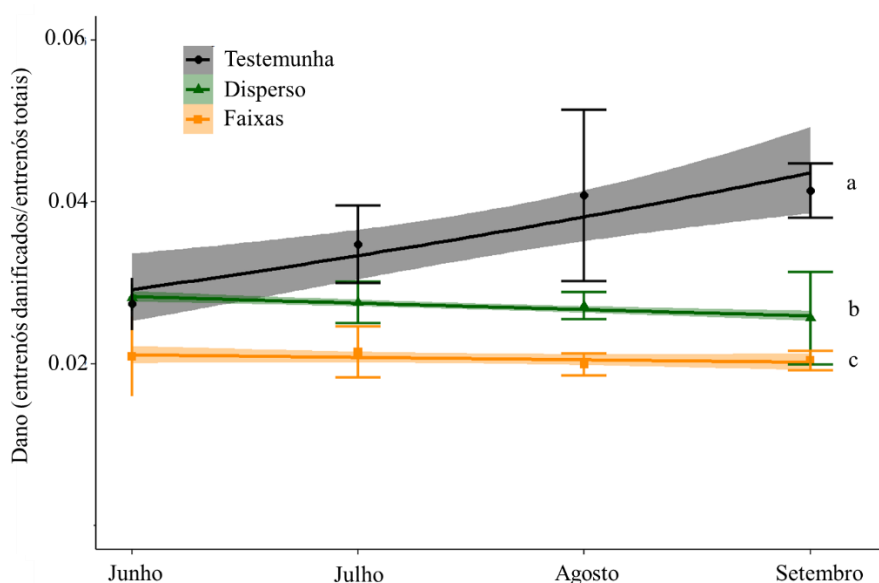
| MESES           | Faixas      |               |            | Dispersa    |               |            |
|-----------------|-------------|---------------|------------|-------------|---------------|------------|
|                 | Plantas/m.l | Flores/planta | Flores/m.l | Plantas/m.l | Flores/planta | Flores/m.l |
| <b>Abril</b>    | 2,91        | 1,48          | 4,31       | 3,05        | 2,33          | 7,11       |
| <b>Mai</b>      | 2,44        | 1,33          | 3,25       | 3,01        | 1,43          | 4,30       |
| <b>Junho</b>    | 1,57        | 5,14          | 8,07       | 2,55        | 6,84          | 17,44      |
| <b>Julho</b>    | 2,58        | 5,47          | 14,11      | 2,2         | 5,28          | 11,62      |
| <b>Agosto</b>   | 2,33        | 4,62          | 10,76      | 1,52        | 3,76          | 5,72       |
| <b>Setembro</b> | 2,2         | 4,07          | 8,95       | 1,33        | 4,55          | 6,05       |

Fonte: Do Autor (2020)

### 5.5 Amostragem da injúria de *Diatraea crambidoides*

Foram feitas 4 amostragens da injúria de *Diatraea* nos tratamentos avaliados (junho-setembro). Os resultados mostraram que todos os tratamentos foram significativamente diferentes (análise GLM Quasibinomial,  $p < 0,05$ ; Figura 13). No tratamento faixa e disperso observou-se uma estabilidade na curva da injúria, enquanto no tratamento testemunha as injúrias aumentou com o tempo.

Figura 13 – Análise GLM Quasibinomial para a variável da injúria de *D. crambidoides* nos diferentes tratamentos, onde letras diferentes ao lado das linhas indicam diferença significativa pelo Teste Tukey ( $p < 0,05$ ). Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

### 5.6 Parasitismo de ovos de *Diatraea crambidoides* com sentinelas

O total as fêmeas acasaladas colocaram 28.354 ovos nas gaiolas para avaliar o parasitismo em campo. Desses, 321 ovos (1,13%) foram parasitados e 1.641 (5,79%) foram inférteis (Tabela 5). A confirmação dos ovos parasitados foi feita com auxílio de uma lupa (10x, (Figura 14). Observou-se que o número acumulado de ovos parasitados no tempo foi de 1,49% no tratamento testemunha, 1,03% nas faixas e 0,82% no disperso, mas as porcentagens de parasitismo podem ser consideradas baixas em todos os tratamentos (análise GLM,  $p=0,347$ ) (Tabela 5).

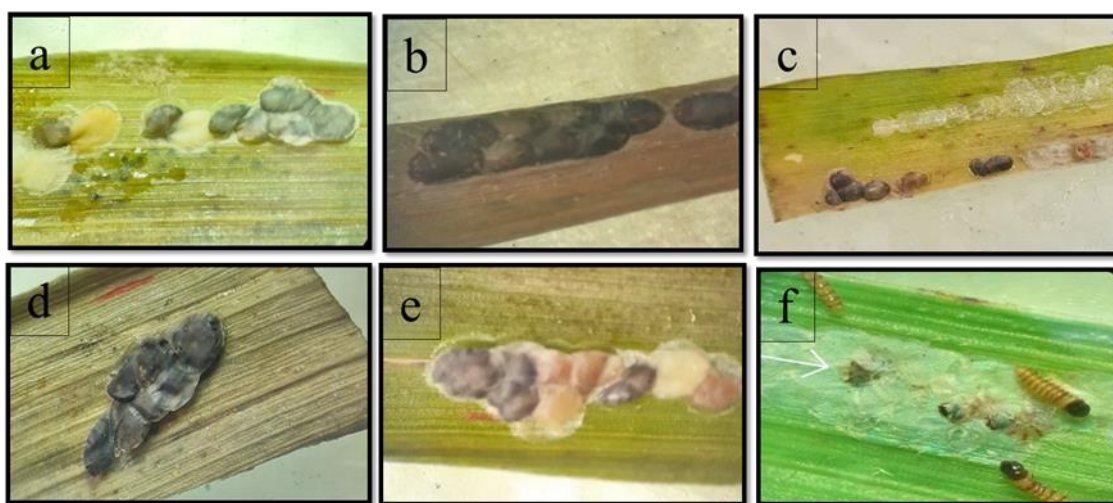
Tabela 5 – Ovos sentinelas de *Diatraea crambidoides* parasitados e inférteis nos diferentes tratamentos. Escuintla, Guatemala, maio a setembro de 2019.

| Tratamento         | Ovos Parasitados | Ovos Inférteis | Total de Ovos | % Ovos Parasitados (nd) | % Ovos Inférteis |
|--------------------|------------------|----------------|---------------|-------------------------|------------------|
| Disperso           | 74               | 605            | 8.998         | 0,82                    | 6,72             |
| Faixas             | 92               | 683            | 8.959         | 1,03                    | 7,62             |
| Testemunha         | 155              | 353            | 10.397        | 1,49                    | 3,40             |
| <b>Total Geral</b> | <b>321</b>       | <b>1,641</b>   | <b>28.354</b> | <b>1,13</b>             | <b>5,79</b>      |

\* Nd = sem diferenças significativas pelo Teste de Tukey ( $p<0,05$ ).

Fonte: Do Autor (2020)

Figura 14 – Confirmação de ovos de *Diatraea crambidoides* parasitados (a-e) e não parasitados (f) em campo. Escuintla, Guatemala, abril a setembro de 2019.



Fonte: Do Autor (2020)

## 6 DISCUSSÃO

A acumulação de indivíduos e táxons foi maior no tratamento faixas, seguido pelos tratamentos disperso e testemunha (Figuras 7 e 8). Nos tratamentos faixas e disperso existia o oferecimento de recursos de néctar e pólen por meio das plantas entomófilas, para estimular a abundância e diversidade de himenópteros parasitoides. Essa abundância de insetos nos tratamentos com plantas entomófilas pode estar relacionada com uma maior atração das plantas para o inseto mediante estímulos de hospedeiro e oferecimento de alimentos (WÄCKERS, 2005; PERES et al., 2009; VOLLHARDT et al., 2010; KORPELA et al., 2013). Além disso, a disponibilidade de néctar através de flores nos sistemas produtivos, promovem a abundâncias e diversidade de insetos (HAALAND; NAISBIT; BERSIER, 2011).

A mistura de *T. erecta* e *B. pilosa* nos tratamentos faixas e disperso, possivelmente melhorou as características de preferência para os himenópteros parasitoides. Estudos anteriores têm mostrado que aumentar a diversidade de plantas entomófilas pode otimizar a conservação de vários grupos funcionais de artrópodes que viabilizam múltiplos serviços de regulação de pragas (CAMPBELL et al., 2012; BALZAN; MOONEN, 2014; HATT et al., 2018).

A testemunha, não tendo esta diversidade, possivelmente não ofereceu alimento e refúgio aos himenópteros, por ter resultando em baixa acumulação de espécies nesse tratamento. Existem estudos que mostram uma maior diversidade de inimigos naturais perto das faixas de plantas nectaríferas e uma redução de inimigos naturais e aumento de fitófagos fora dessas faixas (SILVEIRA et al., 2009; AMARAL et al., 2013, 2016; KOH; HOLLAND, 2014). Isso mostra a importância das faixas de plantas entomófilas devido aos recursos extras disponíveis para sobrevivência dos agentes de controle biológico (BORTOLOTTTO et al., 2016).

A análise de Cluster mostrou 72% de similaridade e um ajuste no modelo de 75% entre os tratamentos faixas e disperso (Figura 9, Tabela 1). A similaridade entre os tratamentos foi devida as quantidades de insetos e de famílias que os tratamentos estimularam. Com relação à testemunha a similaridade foi menor (57%), pois atraiu menor quantidade de insetos ao sistema produtivo. Isto foi confirmado, pela NMDS e ANOSIM (Figura 10 e Tabela 1), que mostrou uma separação entre os três tratamentos.

A morfoespécie mais abundante foi Diapriidae sp5 e Scelionidae foi a família com maior número de insetos presente na pesquisa (Tabela 2 e 3). Diapriidae foi encontrada na Guatemala nos corredores biológicos perto da cana de açúcar, com 10,39 % da abundância (GÓMEZ,

2017) e 24,8% (MÁRQUEZ et al., 2017) de frequência. A família Scelionidae foi identificada com 18,2% de frequência nas áreas de cana de açúcar, enquanto Ceraphronidae e Mymaridae foram encontradas em faixas de vegetação, indicando abundância desses insetos na Guatemala, o que reforça que essas famílias de insetos apresentam grande potencial como controladores biológicos nativos para pragas na região (MÁRQUEZ et al., 2017).

*Telenomus alecto* Crawford, 1914 (Himenoptera, Scelionidae) e *Telenomus remus* Nixon, 1937 (Himenoptera, Scelionidae) tem mostrado taxas de parasitismo de 47,83% em *Diatraea flavipennella* (Box, 1931) (Lepidoptera: Crambidae) (DIAS-PINI et al., 2012).

Para o índice de Shannon (Tabela 2), o tratamento disperso mostrou uma maior riqueza em relação aos tratamentos faixas e testemunha, além do que o tratamento faixas apresentou maior quantidade de insetos e espécies. O índice de Shannon considera tanto a abundância quanto a riqueza de espécies presentes nas amostras (SPELLERBERG; FEDOR, 2003). Com a morfoespécie Diapriidae sp5 foi relativamente dominante (11,69%), isso fez com que o valor do índice abaixasse no tratamento faixas.

O tratamento disperso foi maior que o tratamento testemunha, mas, menor que tratamento faixas para as análises de abundância e diversidade (Figura 12). Existe a possibilidade de que as conexões ecológicas foram afetadas pela interrupção entre cada unidade da área do tratamento disperso. Nesse contexto não se tinha uma ligação completa entre os corredores biológicos e o total das áreas do tratamento, situação importante para o movimento dos fluxos de massas de insetos (NICHOLLS, 2000; GURRUTXAGA-SAN VICENTE, 2004; ALTIERI; NICHOLLS, 2009; EIGENBRODE et al., 2016).

A densidade plantas entomófilas na associação com cana de açúcar foi limitada pelo crescimento do cultivo através do tempo (Tabela 4). As plantas de cana de açúcar criaram condições que limitaram o ingresso de luz às plantas entomófilas. As plantas que sobreviveram a essas condições (na maioria *B. pilosa*), deram refúgio e alimento aos himenópteros parasitoides dentro do cultivo de cana de açúcar ao incrementar o número de flores por planta entre maio e junho. A maior quantidade de flores aumentou a complexidade do sistema produtivo de cana de açúcar com associação com as plantas arbustivas (depois de junho), fornecendo uma maior abundância e riqueza de insetos parasitoides no sistema produtivo, o que não se mostrou nas etapas com menor quantidade de flores (abril-maio). Há evidências de que *B. pilosa* tem boa adaptabilidade a condições desfavoráveis, pois cresce bem em vários agroecossistemas, sendo considerada pelos produtores como uma planta daninha para o sistema produtivo (LUNDGREN, 2009; AMARAL et al., 2013; FONSECA et al., 2017). Além disso, na Colômbia foi mostrado que o néctar de flores de *B. pilosa*, mostrou atração de *Jaynes leskia*



*jaynesi* (Aldrich, 1932) (Diptera: Tachinidae), inimigo natural de *Diatraea* spp, na Colômbia (VARGAS; OBANDO; GÓMEZ, 2006).

A injúria em cana de açúcar provocada por *D. crambidoides* nos tratamentos com entomófilas foi menor que na testemunha, mostrando diferença entre os três tratamentos (Figura 13). As populações de *D. crambidoides* nos tratamentos com plantas entomófilas (faixas e disperso) foram regulados através do tempo possivelmente, pela contribuição dos himenópteros parasitoides dentro do sistema de associação. Estudos na Guatemala mostraram que o efeito da associação de *Crotalaria juncea*, *C. spectabilis*, *Zea mays*, *Tagetes erecta*, *Canavalia ensiformis* e *Cucurbita moschata* com o cultivo de cana de açúcar reduz o número de plantas danificados pela *Diatraea*, não importando a planta associada (MÁRQUEZ, 2017c). Também se sabe que a associação de *T. erecta* com cana de açúcar diminui a injúria de *D. crambidoides* sobre o cultivo (MÁRQUEZ et al., 2019).

O parasitismo de ovos sentinelas foi baixo nos tratamentos faixas, disperso e testemunha (0,82 – 1,49 %), em comparação a outros estudos, como os de Lavandero et al. (2005) e Balmer et al. (2014) (72.4 - 77.7%). É possível que os voláteis produzidos pelas populações de *D. crambidoides* presentes na testemunha tenham estimulado a atração dos himenópteros parasitoides, aumentando os níveis de parasitismo (MESQUITA et al., 2011; PEÑAFLORES et al., 2017).

As plantas entomófilas podem ajudar ao manejo de *D. crambidoides* em cana-de-açúcar, mas, estabelecer práticas de manejo com entomófilas com arranjo de faixas o disperso pode ser limitado pelas práticas de cultivo (aplicações de herbicidas, adubação, irrigação, entre outros). Portanto, o arranjo de faixas foi o arranjo que melhor se adaptou a condições de manejo de cultivo mostrando resultados de diminuição de injúrias de *D. crambidoides*.

## 7 CONCLUSÕES

A distribuição espacial em faixas mostrou uma maior abundância e riqueza de himenópteros parasitoides comparado à distribuição dispersa e testemunha no sistema produtivo de cana-de-açúcar estudado.

O cultivo de cana de açúcar sem associação com plantas entomófilas mostrou as maiores injúrias de *D. crambidoides*, comparado à distribuição em faixas e dispersa.

O parasitismo dos himenópteros parasitoides sobre *D. crambidoides* utilizando ovos sentinelas nos sistemas de distribuição de plantas entomófilas no cultivo de cana-de-açúcar foi baixo nesta pesquisa.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, J. E. M.; BATISTA FILHO, A. Tecnologia sustentável controle biológico de cigarrinha da raiz da cana-de-açúcar. In: Sociedade dos Técnicos Açucareiros e Alcooleiros do Brasil, **Anais...**2002.
- ALTIERI, M.; NICHOLLS, C. **Biodiversidad Y Manejo De Plagas**. 1. ed. Arc de Sant Cristòfol, 11-23, Barcelona: Icaria Editorial, 2009.
- AMARAL, D. S. S. L.; VENZON, M.; DOS SANTOS, H. H.; SUJII, E. R.; SCHMIDT, J. M.; HARWOOD, J. D. Non-crop plant communities conserve spider populations in chili pepper agroecosystems. **Biological Control**, v. 103, p. 69–77, 2016. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2016.07.007>.
- AMARAL, D. S. S. L.; VENZON, M.; DUARTE, M. V. A.; SOUSA, F. F.; PALLINI, A.; HARWOOD, J. D. Non-crop vegetation associated with chili pepper agroecosystems promote the abundance and survival of aphid predators. **Biological Control**, v. 64, n. 3, p. 338–346, 2013. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2012.12.006>.
- ARBOLEDA, B.; VARGAS, G. Efficacy of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) in Reducing *Diatraea tabernella* (Lepidoptera: Crambidae) Injury in Sugar Cane. **Florida Entomologist**, v. 102, n. 3, p. 520, 2019. doi: <https://doi.org/10.1653/024.102.0307>.
- BALMER, O.; GÉNEAU, C. E.; BELZ, E.; WEISHAUPT, B.; FÖRDERER, G.; MOOS, S.; DITNER, N.; JURIC, I.; LUKA, H. Wildflower companion plants increase pest parasitism and yield in cabbage fields: Experimental demonstration and call for caution. **Biological Control**, v. 76, p. 19–27, 2014. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2014.04.008>.
- BALZAN, M. V.; MOONEN, A. C. Field margin vegetation enhances biological control and crop damage suppression from multiple pests in organic tomato fields. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 150, n. 1, p. 45–65, 2014. doi: <https://doi.org/10.1111/eea.12142>.
- BANGUAT. **Banco de Guatemala**. . Acesso em: 28 maio. 2019.
- BATES, D.; KIEGL, R.; VASISHTH, S.; BAAYEN, H. Parsimonious Mixed Models. 16 jun. 2015. . Acesso em: 5 jan. 2020.
- BORTOLOTTI, O. C.; MENEZES JUNIOR, A. D. O.; HOSHINO, A. T.; CAMPOS, T. A. Distance from the edge of forest fragments influence the abundance of aphidophagous hoverflies (Diptera: Syrphidae) in wheat fields. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 38, n. 2, p. 157, 1 abr. 2016. doi: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v38i2.27711>.
- BUSTILLO, A. Acciones para reducir las poblaciones de *Diatraea*. **Cenicaña**, v. 31, n. 3 y 4, p. 10–16, 2009.
- BUSTILLO, A. Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia. **Cenicaña**, p. 14–19, 2013.
- CAMPBELL, A. J.; BIESMEIJER, J. C.; VARMA, V.; WÄCKERS, F. L. Realising multiple ecosystem services based on the response of three beneficial insect groups to floral traits and

trait diversity. **Basic and Applied Ecology**, v. 13, n. 4, p. 363–370, 2012. doi: <https://doi.org/10.1016/j.baae.2012.04.003>.

CHAZDON, R. L.; COLWELL, R. K.; DENSLOW, J. S.; GUARIGUATA, M. R. Statistical methods for estimating species richness of woody regeneration in primary and secondary rain forests of northeastern Costa Rica. **Man and the Biosphere Series**, v. 20, n. January, p. 285–309, 1998.

COLWELL, R. K. **EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples** University of Connecticut, USA., 2013.

COLWELL, R. K.; CODDINGTON, J. A. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 345, n. 1311, p. 101–118, 1994. doi: <https://doi.org/10.1098/rstb.1994.0091>.

DAMIEN, M.; LE LANN, C.; DESNEUX, N.; ALFORD, L.; AL HASSAN, D.; GEORGES, R.; VAN BAAREN, J. Flowering cover crops in winter increase pest control but not trophic link diversity. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 247, p. 418–425, 1 set. 2017. doi: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.07.015>. Acesso em: 12 set. 2018.

DIAS-PINI, N. D. S.; BROGLIO, S. M. F.; COSTA, S. D. S.; DOS SANTOS, J. M.; GUZZO, E. C. Biological characteristics of *Telenomus alecto* and *Trichogramma galloi* reared on eggs of the sugarcane borer *Diatraea flavipennella*. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 56, n. 4, p. 515–518, 2012. doi: <https://doi.org/10.1590/S0085-56262012000400020>.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FERREIRA, J. M. G.; CARVALHO, P. A. M. Influência da época de colheita e do genótipo de cana-de-açúcar sobre a infestação de *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae). **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 1, p. 145–149, 2001. doi: <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2001000100021>.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V.; PERECIN, D.; OLIVEIRA, M. C. de; LOPES, D. O. P.; IZEPPPI, T. S.; ANJOS, I. A. dos; DINARDO-MIRANDA, L. L.; FRACASSO, J. V.; PERECIN, D.; OLIVEIRA, M. C. de; LOPES, D. O. P.; IZEPPPI, T. S.; ANJOS, I. A. dos. Resistance mechanisms of sugarcane cultivars to spittlebug *Mahanarva fimbriolata*. **Scientia Agricola**, v. 73, n. 2, p. 115–124, abr. 2016. doi: <https://doi.org/10.1590/0103-9016-2014-0446>. Acesso em: 22 mar. 2018.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; GARCIA, V.; PARAZZI, V. J. Efeito de inseticidas no controle de *Mahanarva fimbriolata* (Stål) (Hemiptera: Cercopidae) e de nematóides fitoparasitos na qualidade tecnológica e na produtividade da cana-de-açúcar. **Neotropical entomology**, v. 31, n. 4, p. 609–614, 2002. doi: <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2002000400014>.

DRIESCHE, R. Van; REARDON, R. **Control de plagas por enemigos naturales**. 1. ed. [s.l.: s.n.]

EIGENBRODE, S. D.; BIRCH, A. N. E.; LINDZEY, S.; MEADOW, R.; SNYDER, W. E. A mechanistic framework to improve understanding and applications of push-pull systems in pest management. **Journal of Applied Ecology**, v. 53, n. 1, p. 202–212, 2016. doi:

<https://doi.org/10.1111/1365-2664.12556>.

FAOSTAT. **Sugar cane production**.

FONSECA, M. M.; LIMA, E.; LEMOS, F.; VENZON, M.; JANSSEN, A. Non-crop plant to attract and conserve an aphid predator (Coleoptera: Coccinellidae) in tomato. **Biological Control**, v. 115, n. May, p. 129–134, 2017. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2017.10.005>.

FUSARO, S.; GAVINELLI, F.; SOMMAGGIO, D.; PAOLETTI, M. G. Higher efficiency in organic than in conventional management of biological control in horticultural crops in north-eastern Italy. **Biological Control**, v. 97, p. 89–101, 1 jun. 2016. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2016.03.002>. Acesso em: 11 set. 2018.

GÓMEZ, H. A. **Vegetação de Entorno e sua influência sobre insetos pragas e parasitoides em cultivos de cana e milho na Guatemala**. 2017. Universidade Federal de Lavras (UFLA), 2017.

GÓMEZ, H. A. **Influência de corredor de vegetação na riqueza e abundância de Scarabaeinae (Insecta: Coleoptera) e de parasitóides (Insecta: Hymenoptera) em um agroecossistema de cafeeiro**. 2007. Universidade Federal de Lavras (UFLA), 2007.

GOULET, H.; HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world : an identification guide to families**. Agricultur ed. [s.l: s.n.]

GURRUTXAGA-SAN VICENTE, M. **Conectividad ecológica del territorio y conservación de la biodiversidad. Nuevas perspectivas en Ecología del Paisaje y Ordenación territorial**. [s.l: s.n.]

HAALAND, C.; NAISBIT, R. E.; BERSIER, L. F. Sown wildflower strips for insect conservation: A review. **Insect Conservation and Diversity**, v. 4, n. 1, p. 60–80, 2011. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1752-4598.2010.00098.x>.

HAMMER, Ø.; HARPER, D. A. T.; D. RYAN, P. **Past: paleontological statistics software package for education and data analysis** Paleontological Museum, University of Oslo, Norway, 2016. .

HARO, M. M.; SILVEIRA, L. C. P.; WILBY, A. Stability lies in flowers: Plant diversification mediating shifts in arthropod food webs. **PLoS ONE**, v. 13, n. 2, p. 18, 2018. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0193045>.

HATT, S.; UYTENBROECK, R.; LOPES, T.; CHEN, J. L.; PIQUERAY, J.; MONTY, A.; FRANCIS, F. Effect of flower traits and hosts on the abundance of parasitoids in perennial multiple species wildflower strips sown within oilseed rape (*Brassica napus*) crops. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 12, n. 6, p. 787–797, 2018. doi: <https://doi.org/10.1007/s11829-017-9567-8>.

HERNANDEZ, L. M.; OTERO, J. T.; MANZANO, M. R. Biological control of the greenhouse whitefly by *Amitus fuscipennis*: Understanding the role of extrafloral nectaries from crop and non-crop vegetation. **Biological Control**, v. 67, n. 2, p. 227–234, 2013. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2013.08.003>.

ICC. **Resumen Meteorológico 2018**. [s.l.: s.n.].

JAMONT, M.; DUBOIS-POT, C.; JALOUX, B. Nectar provisioning close to host patches increases parasitoid recruitment, retention and host parasitism. **Basic and Applied Ecology**, v. 15, n. 2, p. 151–160, 2014. doi: <https://doi.org/10.1016/j.baae.2014.01.001>.

KOH, I.; HOLLAND, J. D. Grassland plantings and landscape natural areas both influence insect natural enemies. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 199, p. 190–199, 2014. doi: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2014.09.007>.

KORPELA, E. L.; HYVÖNEN, T.; LINDGREN, S.; KUUSSAARI, M. Can pollination services, species diversity and conservation be simultaneously promoted by sown wildflower strips on farmland? **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 179, p. 18–24, 2013. doi: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.07.001>.

LAVANDERO, B.; WRATTEN, S.; SHISHEHBOR, P.; WORNER, S. Enhancing the effectiveness of the parasitoid *Diadegma semiclausum* (Helen): Movement after use of nectar in the field. **Biological Control**, v. 34, n. 2, p. 152–158, 2005. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.04.013>.

LUCCHETTI, L.; TEIXEIRA, D. F.; BARBI, N. S.; SILVA, A. J. R. *Bidens pilosa* L. (Asteraceae). **Revista Fitos Eletrônica**, v. 4, n. 02, p. 60–70, 2013.

LUNDGREN, J. G. Nutritional aspects of non-prey foods in the life histories of predaceous Coccinellidae. **Biological Control**, v. 51, n. 2, p. 294–305, 2009. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.05.016>.

MACHADO, L.; HABIB, M. **Perspectivas e impactos da cultura de cana-de-açúcar no Brasil**. . Acesso em: 21 set. 2018.

MÁRQUEZ, J. M. **Programa de Manejo Integrado de Plagas**. Guatemala, Guatemala: CENGICAÑA, 2011.

MÁRQUEZ, J. M. **El Cultivo de la Caña de Azúcar en Guatemala**. [s.l.: s.n.]

MÁRQUEZ, J. M. **Programa de Manejo Integrado de Plagas**. Guatemala, Guatemala: CENGICAÑA, 2014.

MÁRQUEZ, J. M. **Programa de Manejo Integrado de Plagas**. Guatemala, Guatemala: CENGICAÑA, 2017a.

MÁRQUEZ, J. M. Guía de Buenas Prácticas Agrícolas en Caña de Azúcar. **CENGICAÑA**, p. 13–25, 2017b.

MÁRQUEZ, J. M. Efecto de cultivos intercalados sobre el comportamiento del daño por Barrenador del tallo *Diatraea* spp. en caña de azúcar. **Cengicaña**, v. 16, p. 66–67, 2017c.

MÁRQUEZ, J. M. **Programa de Manejo Integrado de Plagas**. [s.l.: s.n.]

MÁRQUEZ, J. M. **Programa de Manejo Integrado de Plagas**. Guatemala, Guatemala: CENGICAÑA, 2018b.

MÁRQUEZ, J. M.; JAVIER, A.; ESTRADA, S.; CIFUENTES, D.; VELÁSQUEZ, A.; LÓPEZ, E.; CAMARGO, P. Efecto de varios cultivos intercalados con caña de azúcar sobre el fomento y conservación de la entomofauna benéfica y tendencias en la reducción del daño por plagas. In: **Memoria Presentación de resultados de investigación Zafra 2018 – 2019**. [s.l.: s.n.] p. 227–246.

MÁRQUEZ, J. M.; LÓPEZ, E. **Nivel de daño económico para las plagas de importancia en caña de azúcar y su estimación con base en un programa diseñado por CENGICAÑA** Memoria, Presentación de Resultados de Investigación 2001-2002. [s.l.: s.n.].

MÁRQUEZ, J. M.; REYES, E.; LEMUS, J. M.; LÓPEZ, E.; TORRES, L.; DUARTE, R.; LEAL, S.; ARROYO, L. C.; PEC, M.; LÓPEZ, E. Entomofauna benéfica (hymenoptera: parasítica) en caña de azúcar, asociada a las áreas con infestación del barrenador del tallo. **Cengicaña**, v. 16, p. 223–241, 2017.

MATUSCHEK, H.; KLIEGL, R.; VASISHTH, S.; BAAYEN, H.; BATES, D. Balancing Type I error and power in linear mixed models. **Journal of Memory and Language**, v. 94, n. February, p. 305–315, 2017. doi: <https://doi.org/10.1016/j.jml.2017.01.001>.

MENESES, A.; MELGAR, M.; DE BRAN, M. **Boletín estadístico, Año 19, No. 1**. [s.l.: s.n.]. MESQUITA, F. L. T.; MENDONÇA, A. L.; DA SILVA, C. E.; DE OLIVEIRA CORREIA, A. M.; SALES, D. F. M.; CABRAL-JUNIOR, C. R.; NASCIMENTO, R. R. Do. Influence of *Saccharum officinarum* (Poales: Poaceae) Variety on the Reproductive Behavior of *Diatraea flavipennella* (Lepidoptera: Crambidae) and on the Attraction of the Parasitoid *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). **Florida Entomologist**, v. 94, n. 3, p. 420–427, 2011. doi: <https://doi.org/10.1653/024.094.0306>.

MIORELLI, D.; NAVA, D. E.; GARCIA, M. S.; MELO, M.; SILVA, S. D. A. Parasitismo de lagartas de *Diatraea saccharalis* em cana-de-açúcar na região de Pelotas, RS. **Embrapa**, v. 1, p. 30, 2008.

MORAL, R. A.; HINDE, J.; DEMÉTRIO, C. G. B. Half-Normal Plots and Overdispersed Models in R : The hnp Package. **Journal of Statistical Software**, v. 81, n. 10, 2017. doi: <https://doi.org/10.18637/jss.v081.i10>.

NAVA, D. E.; PINTO, A. de S.; SILVA, S. D. dos A. **Controle Biológico da Broca da Cana-de-açúcar**. 1. ed. [s.l.: s.n.]

NICHOLLS, C. I. Manejo de biodiversidad vegetal y el control biológico de insectos-plaga: caso de un viñedo orgánico. **Revista Facultad Nacional de Agronomía**, v. 53, n. 2, p. 985–1009, 2000.

OGBURN, E. C.; BESSIN, R.; DIECKHOFF, C.; DOBSON, R.; GRIESHP, M.; HOELMER, K. A.; MATHEWS, C.; MOORE, J.; NIELSEN, A. L.; POLEY, K.; POTE, J. M.; ROGERS, M.; WELTY, C.; WALGENBACH, J. F. Natural enemy impact on eggs of the invasive brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys* (Stål) (Hemiptera: Pentatomidae),

in organic agroecosystems: A regional assessment. **Biological Control**, v. 101, p. 39–51, 1 out. 2016. doi: <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2016.06.002>. Acesso em: 11 set. 2018.  
 PAREDES, E. Ingenios podrían emplear a miles de guatemaltecos. **Prensa Libre**, p. 2, 2017.  
 PARRA, J. R. **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. 2. ed. São Paulo, Brasil: Barueri, SP, Brasil, 2002.

PEÑAFLORES, M. F. G. V.; GONÇALVES, F. G.; COLEPICOLO, C.; SANCHES, P. A.; BENTO, J. M. S. Effects of single and multiple herbivory by host and non-host caterpillars on the attractiveness of herbivore-induced volatiles of sugarcane to the generalist parasitoid *Cotesia flavipes*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 165, n. 1, p. 83–93, 2017. doi: <https://doi.org/10.1111/eea.12623>.

PERES, F. S. C.; FERNANDES, O. A.; SILVEIRA, L. C. P.; DA SILVA, C. S. B. Cravo-de-defunto como planta atrativa para trips em cultivo protegido de melão orgânico. **Bragantia**, v. 68, n. 4, p. 953–960, 2009. doi: <https://doi.org/10.1590/S0006-87052009000400015>. Acesso em: 19 set. 2018.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. **The R project for statistical computing** R Foundation for Statistical Computing. University of Technology, Vienna, Austria, 2016. . doi: <https://doi.org/10.3900051-07-0>. Acesso em: 12 set. 2018.

RAVANELI, G. C.; GARCIA, D. B.; MADALENO, L. L.; MUTTON, M. A.; STUPIELLO, J. P.; MUTTON, M. J. R. Spittlebug impacts on sugarcane quality and ethanol production. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, n. 2, p. 120–129, 2011. doi: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2011000200002>.

SALAMANCA, L. J.; MANZANO, M. R. Parámetros de calidad de *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae) en condiciones de laboratorio en *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae). n. July, 2016. doi: <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.29716.50565>.  
 SANDOVAL, S. S.; SENÔ, K. C. A. Comportamento e controle da *Diatraea saccharalis* na cultura da cana-de-açúcar. **Nucleus**, v. 7, n. 1, p. 243–257, 30 abr. 2010. doi: <https://doi.org/10.3738/1982.2278-311>.

SEARLE, S. R.; SPEED, F. M.; MILLIKEN, G. A. Population Marginal Means in the Linear Model: An Alternative to Least Squares Means. **The American Statistician**, v. 34, n. 4, p. 216–221, 30 nov. 1980. doi: <https://doi.org/10.1080/00031305.1980.10483031>.

SHANNON, E.; WEAVER, W. **The mathematical theory of communication**. 1. ed. University of Illinois Press, Urbana: Board of Trustees of the University of Illinois, 1964. v. 1 SIB. **Análisis Sector Económico Azúcar**. [s.l: s.n.].

SILVEIRA, L. C. P.; BERTI FILHO, E.; PIERRE, L. S. R.; PERES, F. S. C.; LOUZADA, J. N. C. Marigold (*Tagetes erecta* L.) as an attractive crop to natural enemies in onion fields. **Scientia Agricola**, v. 66, n. 6, p. 780–787, dez. 2009. doi: <https://doi.org/10.1590/S0103-90162009000600009>. Acesso em: 12 set. 2018.

SIMBA, L. D.; FOORD, S. H.; THÉBAULT, E.; VAN VEEN, F. J. F.; JOSEPH, G. S.; SEYMOUR, C. L. Indirect interactions between crops and natural vegetation through flower visitors: the importance of temporal as well as spatial spillover. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 253, n. October 2017, p. 148–156, 2018. doi:



<https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.11.002>.

SOUZA, I. L.; MARUCCI, R. C.; SILVEIRA, L. C. P.; DE PAULO, N. C. P.; LEE, J. C. Effects of marigold on the behavior, survival and nutrient reserves of *Aphidius platensis*. **BioControl**, v. 63, n. 4, p. 543–553, 2018a. doi: <https://doi.org/10.1007/s10526-018-9882-8>.

SOUZA, I. L.; TOMAZELLA, V. B.; SANTOS, A. J. N.; MORAES, T.; SILVEIRA, L. C. P. Parasitoids diversity in organic Sweet Pepper (*Capsicum annuum*) associated with Basil (*Ocimum basilicum*) and Marigold (*Tagetes erecta*). **Brazilian Journal of Biology**, v. 79, n. 4, p. 603–611, 2018b. doi: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.185417>.

SPELLERBERG, I. F.; FEDOR, P. J. A tribute to Claude-Shannon (1916-2001) and a plea for more rigorous use of species richness, species diversity and the “Shannon-Wiener” Index. **Global Ecology and Biogeography**, v. 12, n. 3, p. 177–179, 2003. doi: <https://doi.org/10.1046/j.1466-822X.2003.00015.x>.

USDA. **Sugar Annual 2017**. [s.l: s.n.].

VARGAS, G.; GUTIÉRREZ, Y. Manejo de las poblaciones del salivazo *Aeneolamia varia*. **Cenicaña**, p. 18–19, 2017.

VARGAS, G.; OBANDO, V.; GÓMEZ, L. *Jaynesleskia jaynesi*: otra alternativa para el manejo de *Diatraea* spp. **Cenicaña**, v. 28, n. 2, p. 3–5, 2006.

VOLLHARDT, I. M. G.; BIANCHI, F. J. J. A.; WÄCKERS, F. L.; THIES, C.; TSCHARNTKE, T. Nectar vs. honeydew feeding by aphid parasitoids: Does it pay to have a discriminating palate? **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 137, n. 1, p. 1–10, 16 ago. 2010. doi: <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2010.01025.x>. Acesso em: 19 set. 2018.

WÄCKERS, F. L. Suitability of (extra-)floral nectar, pollen, and honeydew as insect food sources. In: WÄCKERS, F. L.; VAN RIJN, P. C. J.; BRUIN, J. (Ed.). **Plant-Provided food for carnivorous insects: A protective mutualism and its applications**. Cambridge: Cambridge University Press, 2005. p. 17–74.

WILSON, B. E. Hemipteran Pests of Sugarcane in North America. **Insects**, v. 10, n. 4, p. 107, 2019. doi: <https://doi.org/10.3390/insects10040107>.

WILSON, B. E.; BEUZELIN, J. M.; WHITE, W. H. West Indian cane fly, *Saccharosydne saccharivora* (Hemiptera: Delphacidae): An emerging threat to Louisiana sugarcane? In: Entomology Workshop, Florida. **Anais**. Florida: 2018.