



PABLO GARCIA DE OLIVEIRA

**PLANTAS PARA COBERTURA DO SOLO E ESTRATÉGIAS
DE AMOSTRAGEM SOB A ÓTICA DO CONTROLE
BIOLÓGICO CONSERVATIVO**

**LAVRAS-MG
2023**

PABLO GARCIA DE OLIVEIRA

**PLANTAS PARA COBERTURA DO SOLO E ESTRATÉGIAS DE AMOSTRAGEM
SOB A ÓTICA DO CONTROLE BIOLÓGICO CONSERVATIVO**

Tese 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 Doutor.

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira

Orientador

**LAVRAS-MG
2023**

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

Oliveira, Pablo Garcia de.

Plantas para cobertura do solo e estratégias de amostragem sob
a ótica do controle biológico conservativo / Pablo Garcia de
Oliveira. - 2023.

262 p. : il.

Orientador(a): Luís Cláudio Paterno Silveira.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Lavras, 2023.
Bibliografia.

1. Controle biológico conservativo. 2. Agroecologia. 3. Adubos
verdes. I. Silveira, Luís Cláudio Paterno. II. Título.

PABLO GARCIA DE OLIVEIRA

**PLANTAS PARA COBERTURA DO SOLO E ESTRATÉGIAS DE AMOSTRAGEM
SOB A ÓTICA DO CONTROLE BIOLÓGICO CONSERVATIVO**

**GROUND COVER PLANTS AND SAMPLING STRATEGIES FROM THE VIEW OF
CONSERVATION BIOLOGICAL CONTROL**

Tese 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 Doutor.

APROVADA em 07 de março de 2023.

Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira UFLA

Dr. Alcides Moino Júnior UFLA

Dr. Bruno Henrique Sardinha de Souza UFLA

Dr. Bruno Almeida de Melo IFPA

Dr. Vitor Barrile Tomazella FAESB

Prof. Dr. Luís Cláudio Paterno Silveira
Orientador

**LAVRAS-MG
2023**

Dedico

A todos os agricultores familiares que acreditam na sustentabilidade dos cultivos agrícolas.

AGRADECIMENTOS

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

Agradeço à Deus pelas bênçãos e maravilhas que tem realizado na minha vida.

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

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

Ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais Campus Barbacena.

Aos meus pais, Pedro e Matilde, e família pelo amor, carinho, apoio e compreensão.

À empresa Piraí pela doação das sementes de adubos verdes.

Aos amigos do Laboratório de Controle Biológico Conservativo (LABCON – DEN/UFLA).

A todos que contribuíram de forma direta e indireta para a realização deste trabalho.

RESUMO GERAL

Conhecer a artropodofauna associada a diferentes plantas entomófilas e ao solo cultivado com as mesmas, bem como compreender a influência das cores e alturas de *pan traps* sobre a amostragem de artrópodes, são cruciais ao desenvolvimento de programas de controle biológico conservativo. Assim, o segundo capítulo desta tese verificou se a sucessão de culturas afeta a artropodofauna epiedáfica associada ao solo. Coletou-se artrópodes presentes em solo cultivado com pastagem (*Brachiaria decumbens*) e em solo cultivado com os adubos verdes crotalária (*Crotalaria juncea*), feijão guandu (*Cajanus cajan*), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens*). Observou-se diferença significativa para a abundância, riqueza e diversidade da artropodofauna, obtendo maiores médias de abundância e riqueza em solo cultivado com pastagem, enquanto maior valor de diversidade foi encontrado em solo cultivado com adubos verdes. Houve diferença significativa para as médias de abundância e riqueza de detritívoros, fitófagos, parasitoides e predadores associados ao solo cultivado com pastagem e ao solo cultivado com adubos verdes. O terceiro e o quarto capítulos averiguaram principalmente o potencial de *C. juncea*, *C. ensiformis*, *C. cajan*, *M. pruriens* e do solo cultivado com tais plantas em atrair inimigos naturais, fitófagos e polinizadores. Foram observadas maiores médias de abundância e riqueza de parasitoides/m² em mucuna cinza, enquanto as maiores médias de abundância e riqueza de predadores/m² foram obtidas em plantas de feijão-de-porco. Quanto aos fitófagos e polinizadores, a crotalária exibiu as maiores médias de abundância/m². Constatamos maiores médias de abundância e riqueza de fitófagos, parasitoides e predadores/m² no solo cultivado com crotalária e no solo cultivado com feijão-de-porco. O quinto capítulo avaliou a eficiência das cores (amarelo, azul e transparente) de armadilhas *pan traps* na amostragem de insetos associados às plantas de adubos verdes supracitadas. Para a abundância e a diversidade verificou-se diferença significativa entre *pan traps* amarela, azul e transparente. A abundância e riqueza das ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera foram significativamente maiores em *pan trap* amarela, entretanto para Thysanoptera tais índices não diferiram significativamente entre *pan traps* amarela e azul. As abundâncias e as riquezas de parasitoides e predadores, assim como a riqueza de fitófagos e a abundância de polinizadores, foram significativamente maiores em *pan trap* amarela. Por fim, o sexto capítulo investigou a influência da altura (0,8 e 1,8 m) de *pan traps* amarelas na amostragem de insetos associados a plantas de *C. juncea*. A riqueza e a diversidade de insetos foram significativamente maiores em *pan traps* amarelas a 0,8 m. A abundância e riqueza de parasitoides e polinizadores foram significativamente diferentes entre *pan traps* amarelas a 0,8 m e *pan traps* amarelas a 1,8 m. Os fitófagos foram significativamente mais abundantes em *pan traps* amarelas a 1,8 m. Concluiu-se que mudança na cobertura do solo afeta a composição da artropodofauna epiedáfica associada ao mesmo; adubos verdes atraem e conservam inimigos naturais e polinizadores; e que a cor e a altura da armadilha influenciam na captura de insetos.

Palavras-chave: Adubos verdes, Agroecologia, Inimigos naturais, *Pan traps*, Polinizadores

ABSTRACT

Knowing the arthropod fauna associated with entomophilous plants and to the soil cultivated with same, as well as understanding the influence of pan trap colors and heights on arthropod sampling are crucial to the development of conservative biological control programs. Thus, the second chapter of this thesis verified whether crop succession affects the soil associated epiedaphic arthropod fauna. Was collected arthropods present in soil cultivated with pasture (*Brachiaria decumbens*) and in soil cultivated with green manures (sunn hemp *Crotalaria juncea*, pigeon pea *Cajanus cajan*, jack bean *Canavalia ensiformis* and gray velvet bean *Mucuna pruriens*). A significant difference was observed for the abundance, richness and diversity among the arthropod fauna of the soil, obtaining higher averages of abundance and richness in soil cultivated with pasture, while higher diversity value was found in soil cultivated with green manures. There was a significant difference for the means of abundance and richness of detritivores, phytophagous, parasitoids and predators associated with the soil cultivated with pasture and the soil cultivated with green manures. The third and fourth chapters mainly investigated the potential of *C. juncea*, *C. ensiformis*, *C. cajan*, *M. pruriens* and the soil cultivated with such plants in attracting natural enemies, phytophagous and pollinators. The highest averages of abundance and richness of parasitoids/m² were obtained in gray velvet bean, while the highest averages of abundance and richness of predators/m² were obtained in jack bean plants. As for phytophagous and pollinators, sunn hemp exhibited the highest averages abundance/m². It found higher averages of abundance and richness of phytophagous, parasitoids and predators/m² in the soil cultivated with sunn hemp and in the soil cultivated with jack bean. The fifth chapter evaluated the efficiency of colors (yellow, blue and transparent) of pan traps in sampling insects associated with the aforementioned green manure plants. For abundance and diversity, there was a significant difference between yellow, blue and transparent pan traps. The abundance and richness of the orders Coleoptera, Diptera, Hemiptera and Hymenoptera were significantly higher in yellow pan trap, however for Thysanoptera such indices did not differ significantly between yellow and blue pan traps. The abundances and riches of parasitoids and predators, as well as the richness of phytophagous and the abundance of pollinators, were significantly higher in yellow pan trap. Finally, the sixth chapter investigated the influence of the height (0.8 and 1.8 m) of yellow pan traps on the sampling of insects associated with *C. juncea* plants. Insect richness and diversity were significantly higher in yellow pan traps at 0.8 m. The abundance and richness of parasitoids and pollinators were significantly different between yellow pan traps at 0.8 m and yellow pan traps at 1.8 m. Phytophages were significantly more abundant in yellow pan traps at 1.8 m. It was concluded that changes in soil cover affect the composition of the epiedaphic arthropod fauna associated with same; green manures attract and conserve natural enemies and pollinators; the color and height of the trap influence the capture of insects.

Keywords: Green manures, Agroecology, Natural enemies, Pan traps, Pollinators

SUMÁRIO

	CAPÍTULO 1.....	10
	INTRODUÇÃO GERAL	10
1	INTRODUÇÃO	11
2	REFERENCIAL TEÓRICO	13
2.1	Artrópodes associados ao solo e seu potencial como bioindicadores de qualidade	13
2.2	Principais plantas para cobertura do solo	15
2.3	Benefícios do uso de plantas de cobertura aos solos	16
2.4	Plantas de cobertura para a atração de insetos: estratégia promissora?	18
	REFERÊNCIAS	21
	CAPÍTULO 2.....	28
	INFLUÊNCIA DA SUCESSÃO DE CULTURAS SOBRE A ARTROPODOFAUNA EPIEDÁFICA DO SOLO	28
1	INTRODUÇÃO	30
2	METODOLOGIA	31
2.1	Área experimental	31
2.2	Amostragem e identificação dos artrópodes	32
2.3	Análises faunísticas e estatísticas	33
3	RESULTADOS	35
3.1	Análises Faunísticas	35
3.2	Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade	37
3.3	Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes	39
4	DISCUSSÃO	50
5	CONCLUSÕES	59
	REFERÊNCIAS	60
	CAPÍTULO 3.....	70
	ARTROPODOFAUNA ASSOCIADA ÀS PLANTAS DE COBERTURA DO SOLO.....	70
1	INTRODUÇÃO	72
2	METODOLOGIA	74
2.1	Área experimental	74
2.2	Delineamento experimental, amostragem e identificação dos artrópodes	75
2.3	Análises faunísticas e estatísticas	76
3	RESULTADOS	77
3.1	Análises Faunísticas	77
3.2	Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade	79
3.3	Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes	88
4	DISCUSSÃO	108
5	CONCLUSÕES	117
	REFERÊNCIAS	118
	CAPÍTULO 4.....	126
	ARTROPODOFAUNA EPIEDÁFICA ASSOCIADA AO SOLO CULTIVADO COM PLANTAS DE COBERTURA.....	126
1	INTRODUÇÃO	128
2	METODOLOGIA	129
2.1	Área experimental	129

2.2	Delineamento experimental, amostragem e identificação dos artrópodes	130
2.3	Análises faunísticas e estatísticas	131
3	RESULTADOS	132
3.1	Análises Faunísticas	132
3.2	Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade	134
3.3	Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes	143
4	DISCUSSÃO	162
5	CONCLUSÕES	169
	REFERÊNCIAS	170
	CAPÍTULO 5.....	177
	EFICIÊNCIA DAS CORES DE ARMADILHAS <i>PAN TRAPS</i> NA AMOSTRAGEM DE INSETOS ASSOCIADOS A PLANTAS DE COBERTURA DO SOLO	177
1	INTRODUÇÃO	179
2	METODOLOGIA	180
2.1	Área experimental	180
2.2	Desenho experimental, amostragem e identificação dos insetos	181
2.3	Análises faunísticas e estatísticas	182
3	RESULTADOS	183
3.1	Análises Faunísticas	183
3.2	Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade	185
3.3	Abundância, diversidade e riqueza de insetos	189
4	DISCUSSÃO	211
5	CONCLUSÕES	219
	REFERÊNCIAS	220
	CAPÍTULO 6.....	223
	INFLUÊNCIA DA ALTURA DE ARMADILHAS <i>PAN TRAPS</i> AMARELAS NA AMOSTRAGEM DE INSETOS ASSOCIADOS A CROTALÁRIA.....	223
1	INTRODUÇÃO	225
2	METODOLOGIA	226
2.1	Área experimental	226
2.2	Desenho experimental, amostragem e identificação dos insetos	227
2.3	Análises faunísticas e estatísticas	228
3	RESULTADOS	229
3.1	Análises Faunísticas	229
3.2	Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade	231
3.3	Abundância, diversidade e riqueza de insetos	238
4	DISCUSSÃO	246
5	CONCLUSÕES	252
	REFERÊNCIAS	253
	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	261

CAPÍTULO 1
INTRODUÇÃO GERAL

1 INTRODUÇÃO

O solo é um dos mais importantes reservatórios da biodiversidade e reflete o metabolismo dos agroecossistemas, já que todos os processos biogeoquímicos dos diferentes componentes dos mesmos são combinados nele (GARDI & JEFFERY, 2009; NIELSEN; WALL; SIX, 2015). Dessa maneira, as flutuações na qualidade do solo são consideradas um critério adequado para avaliar a sustentabilidade a longo prazo dos ecossistemas, sejam eles naturais ou agrários (MENTA, 2012).

Os componentes bióticos e abióticos auxiliam na constituição da estrutura complexa dos solos e interagem estreitamente no controle da degradação da matéria orgânica e dos processos de reciclagem de nutrientes (CULLINEY, 2013). Dentro da biota do solo, a fauna desempenha um papel essencial em várias funções do ecossistema, além de ser frequentemente usada para fornecer indicadores de qualidade (BARETTA et al., 2008; CUNHA NETO et al., 2012; LAKSHMI & JOSEPH, 2017; NSENGIMANA et al., 2018).

Atividades antrópicas geralmente causam uma degradação das condições ambientais do solo, o que leva a uma redução na abundância e a uma simplificação das comunidades de animais e plantas, nas quais espécies capazes de suportar o estresse predominam e aquelas classificadas como raras diminuem em abundância ou desaparecem (JEFFERY et al., 2010; MENTA, 2012; GARDI; JEFFERY; SALTELLI, 2013; ERTIBAN, 2019). O resultado dessa redução da biodiversidade é um ecossistema artificial que requer intervenção humana constante e custos extras de funcionamento (MENTA, 2012). Nesta ótica, a identificação de sistemas agrícolas que permitam a combinação de metas de produção e práticas de manejo sustentáveis, como a utilização de plantas de cobertura, capazes de proteger o solo e a biodiversidade, é essencial para evitar o declínio da fauna e micro-organismos do solo nas paisagens agrícolas (LONGA et al., 2017).

Dentre as principais plantas usadas para cobertura do solo estão as leguminosas (Fabaceae), as gramíneas (Poaceae), as crucíferas (Brassicaceae) e as poligonáceas (Polygonaceae) (CALEGÁRI et al., 2014; MAITRA et al., 2018; CHERUBIN et al., 2022). Entretanto, de maneira geral os agricultores possuem uma preferência pelo uso das leguminosas devido a sua capacidade de contribuir com a fixação biológica de nitrogênio no solo através da simbiose com rizóbios.

Estudos apontam que plantas para cobertura podem influenciar positivamente os atributos de qualidade do solo e sua microbiota, entre elas os fungos benéficos; aumentar o teor de matéria orgânica dos mesmos e beneficiar suas atividades enzimáticas; restringir a perda de

carbono orgânico; melhorar o desenvolvimento das culturas; aumentar a concentração de nutrientes no solo e nos frutos; além de reduzir a emissão de gases de efeito estufa (BIEDERBECK et al., 1998; N'DAYEGAMIYE; TRAN, 2001; AGHILI et al., 2014; ALMAGRO & MARTÍNEZ-MENA, 2014; FORTE; FAGNANO; FIERRO, 2017; GRÜTER et al., 2017; KATAOKA et al., 2017; LONGA et al., 2017; KUMAR; ADAK; SINGH, 2017; ADEKIYA, 2019; SOUZA et al., 2019; LI et al., 2020; CHERUBIN et al., 2022).

Além disso, as plantas de cobertura podem contribuir para a redução do ataque de artrópodes-praga através da diversificação dos agroecossistemas e reduzir a incidência de doenças e plantas espontâneas nos solos (BOYDSTON; HANG, 1995; AL-KHATIB; LIBBEY; BOYDSTON, 1997; GERMANI & PLENCHETTE, 2005; LARKIN; GRIFFIN, 2007; DAVIS et al., 2010; LARKIN, 2013; KUMAR et al., 2014; CURTO et al., 2015; SAHITO et al., 2016).

Apesar dos benefícios supracitados pouco se conhece sobre os artrópodes associados às plantas de cobertura, sejam fitófagos, agentes de controle biológico, polinizadores, decompositores, entre outros de interesse agrícola. Em estudo realizado por Tavares et al. (2011) verificou-se que plantas de crotalária (*Crotalaria juncea* L.) podem ser usadas como parte de um sistema de cultivo para o manejo integrado de pragas por hospedar importantes inimigos naturais como *Doru luteipes* (Scudder, 1876) (Dermaptera: Forficulidae), *Trichonephila clavipes* (Linnaeus, 1767) (Araneae: Nephilidae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae). Costa (2013) constatou que o uso de leguminosas como adubos verdes podem influenciar na diversidade de insetos do solo quando cultivadas com gramíneas, contudo, para o autor são necessários estudos futuros sobre as relações entre insetos e plantas de adubos verdes tendo por base suas implicações no condicionamento dos solos. Sahito et al. (2016) notou que o uso de *Sesbania bispinosa* Wight como adubo verde foi capaz de reduzir as populações de artrópodes-praga sugadores em algodão e ao mesmo tempo aumentar a ocorrência dos predadores dos mesmos.

Portanto, é importante desenvolver trabalhos que versem sobre a diversidade, riqueza e abundância de artrópodes associados a plantas para cobertura e ao solo em que foram cultivadas.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Artrópodes associados ao solo e seu potencial como bioindicadores de qualidade

A artropodofauna do solo é representada por diferentes grupos de invertebrados, tais como colêmbolos, ácaros, aranhas, opiliões, miriápodes (centopeias e piolhos-de-cobra), isópodes (tatuzeiro-de-jardim) e insetos, dentre os quais se destacam as formigas, cupins, baratas, coleópteros, hemípteros e alguns dípteros, que utilizam o ambiente solo/serapilheira como fonte de alimento e habitat para seu desenvolvimento (MENTA, 2012; CULLINEY, 2013; ERTIBAN, 2019). Esses invertebrados participam de importantes processos ecológicos e prestam vários serviços ambientais, dentre os quais pode-se citar a regulação da estrutura do solo e dos regimes hídricos do mesmo; atuação em processos químicos e biológicos como degradação de poluentes, decomposição, ciclagem de nutrientes, emissão de gases de efeito estufa, sequestro de carbono, proteção de plantas e aumento ou supressão do crescimento de organismos; restauração e formação do solo através da distribuição de matéria orgânica, além de compor a estrutura das redes alimentares terrestres, sendo, portanto, cruciais para a manutenção do equilíbrio ecológico nos agroecossistemas (BARETTA et al., 2011; MENTA, 2012; CULLINEY, 2013; ERTIBAN, 2019).

Além de exercer importante função ecológica, os diferentes grupos de indivíduos epiedáficos podem ser úteis como bioindicadores de qualidade do solo e do ambiente (STORK & EGGLETON, 1992; BARETTA et al., 2008; CUNHA NETO et al., 2012; MENTA, 2012; NSENGIMANA et al., 2018; ERTIBAN, 2019), uma vez que são sensíveis às mudanças que ocorrem nos ecossistemas, ocasionadas por fenômenos naturais como longos períodos de estiagem, ou antrópicos como o manejo agrícola inadequado, tornando-os aptos para caracterizar um determinado ecossistema natural ou agrícola (MENTA, 2012; LAKSHMI & JOSEPH, 2017; MACHADO et al., 2019).

Neste contexto, Comar et al. (2016) compararam a abundância e a diversidade de Staphylinidae em área de fragmento florestal e reflorestamento de mata ciliar no Estado do Paraná e observaram que a implantação do reflorestamento a partir do fragmento serviu como fonte de dispersão dos estafilínídeos, funcionando, portanto, como área de refúgio para esses predadores.

Para Martins et al. (2017) os grupos da fauna edáfica são eficientes indicadores biológicos de qualidade do solo e devem ser usados a fim de detectar diferenças de uso e manejo da terra, sendo as características químicas do solo importantes para explicar a maior ou menor

abundância de táxons em cada área. Neste sentido, os autores avaliaram a macrofauna presente nos solos de uma mata, cana-de-açúcar e eucalipto e constataram que a mata apresentou a maior abundância de táxons, especialmente de predadores (Araneae, Chilopoda e Coleoptera), e que as áreas de eucalipto e cana-de-açúcar são similares em termos de abundância e diversidade de artrópodes associados ao solo.

Semelhantemente, Nsengimana (2018) avaliou o uso de artrópodes do solo e da serapilheira como indicadores biológicos da qualidade do solo no sul de Ruanda e notou que a abundância da maioria das famílias de artrópodes coletados no solo e na serapilheira foi maior em espécies de árvores nativas e exóticas do que em plantações de café e banana. O autor também relatou que algumas famílias como Scolopendridae, Trombiculidae, Eosentomidae, Formicidae e Staphylinidae apresentaram forte correlação com as propriedades físico-químicas do solo, e que as funções ecológicas das famílias identificadas contribuem para a qualidade do mesmo por meio de predação, decomposição, bioturbação e fitofagia, aumentando os níveis de matéria orgânica e facilitando a retenção de água e a aeração.

Sob a mesma perspectiva, Machado et al. (2019) avaliaram a qualidade do solo de florestas nativas, reflorestamento de eucalipto, pastagem, sistemas de integração lavoura-pecuária e plantio direto, e constataram que o maior índice de qualidade do solo foi determinado em floresta nativa, verificando que a abundância e a diversidade de colêmbolos são influenciadas pelos diferentes sistemas de uso do solo. Tais autores também discorrem que o índice de qualidade do solo pode ser avaliado por características morfológicas de colêmbolos em correlação com as propriedades físicas e químicas, como razão cálcio/magnésio, teores de carbono orgânico total, bioporos, macroporosidade, microporosidade, umidade do solo, densidade do solo e pH.

Brown et al. (2010) afirmam que os escarabeídeos (Coleoptera: Scarabaeidae) influenciam positivamente as propriedades hidrológicas do solo, aumentando a infiltração de água e a porosidade do mesmo, além de reduzir o escoamento superficial da água. Farias e Hernández (2017) por sua vez, afirmam que informações sobre a relação dos besouros com as propriedades físico-químicas do solo podem ser uma estratégia importante para aumentar a fertilidade e o manejo da conservação do solo nos agroecossistemas.

Assim, evidencia-se a importância da artropofauna aos solos e como as práticas conservacionistas são cruciais para o sucesso da produtividade dos cultivos agrícolas. Portanto, há a necessidade de pesquisas adicionais que investiguem a biota do solo com a finalidade de classificar os grupos dominantes e criar um método generalizado e aceito para a avaliação da qualidade do solo (NSENGIMANA et al., 2018).

2.2 Principais plantas para cobertura do solo

As principais plantas para cobertura do solo empregadas pelos agricultores incluem espécies pertencentes as famílias Fabaceae, Poaceae, Brassicaceae e Polygonaceae (CALEGARI et al., 2014; MAITRA et al., 2018).

Dentre as Fabaceae, destacam-se as leguminosas anuais, crotalárias (*Crotalaria* spp), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* (L.) DC.), mucunas (*Mucuna* spp), feijão guandu (*Cajanus cajan* (L.) Huth), lab-lab (*Dolichos lablab* L.), tremoço branco (*Lupinus albus* L.) e ervilhaca (*Vicia sativa* L.); as leguminosas perenes, amendoim forrageiro (*Arachis pintoi* Krapov. & W.C. Greg.), calopogônio (*Calopogonium mucunoides* Desv.), galáxia (*Galactia striata* (Jacq.) Urb.), kudzu tropical (*Pueraria phaseoloides* (Roxb.) Benth.) e siratro (*Macroptilium atropurpureum* (Sessé & Moc. ex DC.) Urb.); e as leguminosas arbóreas gliricídia (*Gliricidia sepium* (Jacq.) Kunth ex Walp.) e eritrina (*Erythrina falcata* Benth.) (ESPÍNDOLA et al., 2005, PAULINO et al., 2011; CALEGARI et al., 2014; REIS JÚNIOR et al., 2014). Tais plantas produzem grande quantidade de biomassa, fornecem nutrientes, fixam nitrogênio e melhoram a qualidade do solo (CALEGARI et al., 2014).

As leguminosas podem ser usadas em pré-plantio ou rotação de culturas, em consórcios e em faixas intercalares, com diversas culturas de valor econômico e de preservação ambiental (ESPÍNDOLA et al., 2005, CALEGARI et al., 2014). Portanto, podem contribuir com o manejo do habitat e com o controle biológico conservativo de pragas.

Quanto as gramíneas, destacam-se a aveia preta (*Avena strigosa* Schreb.), o azevém (*Lolium multiflorum* Lam.), o sorgo forrageiro (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) e o milheto (*Pennisetum glaucum* (L.) R.Br.) (REIS JÚNIOR et al., 2014). Devido a sua maior relação de carbono e nitrogênio (C/N) e pelo seu volume de raiz, estas plantas melhoram a aeração, a porosidade e os agregados do solo, tornando-se uma excelente alternativa na associação com leguminosas (CALEGARI et al., 2014; CHERUBIN et al., 2022).

Quanto as brássicas e poligonáceas, as mais usadas são o nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L.) e o trigo mourisco (*Fagopyrum esculentum* Moench), respectivamente (SAMAC et al., 2013; VIOLA et al., 2013; ZANDVAKILI et al., 2017). A escolha por *R. sativus* para a cobertura do solo justifica-se em função de suas raízes descompactarem o solo, permitindo um preparo biológico do mesmo na rotação de culturas e na alimentação animal. Além disso, tal planta apresenta elevada capacidade de reciclagem de nutrientes, principalmente nitrogênio e fósforo, tornando-se uma espécie importante como cultura de cobertura ou na rotação com algodão, feijão, milho e soja (ATALLAH & LOPEZ-REAL, 1991; LAWLEY; WEIL;

TEASDALE, 2011; DAGEL; OSBORNE; SCHUMACHER, 2014; NETO & CAMPOS, 2017; PAVINATO et al., 2017; DEIMLING et al., 2019). Já o uso do trigo mourisco tem ganhado ênfase no cenário internacional e nacional como planta de cobertura em cultivos de soja, trigo e milho, além de ser uma opção para a rotação de culturas (DAGEL; OSBORNE; SCHUMACHER, 2014; WELCH et al., 2016; NETO & CAMPOS, 2017).

2.3 Benefícios do uso de plantas de cobertura aos solos

Uma das contribuições do uso de plantas de cobertura aos agroecossistemas refere-se à adição de fitomassa no solo elevando o teor de matéria orgânica e nutrientes do mesmo (SHARMA et al., 2017). Song-Juan et al. (2018) constataram que o plantio a longo prazo de astrágalo chinês (*Astragalus sinicus* L.) e colza (*Brassica napus* L.) aumenta o grau de aromaticidade, humificação e o peso molecular médio da matéria orgânica dissolvida em solos cultivados com arroz vermelho tornando-a mais estável.

O cultivo de leguminosas herbáceas permite o aporte de nitrogênio ao solo, disponibilizando esse nutriente para outras culturas, tornando-se, portanto, uma opção viável para cultivos agroflorestais (AWODUN; ODOGIYAN; OJENIYI, 2007; MARTINS et al., 2013). Segundo Beedy et al. (2010) o consórcio gliricídia com milho aumenta a produção de milho e o armazenamento de nutrientes no solo a curto prazo. De acordo com Martins et al. (2015) a gliricídia fixa simbioticamente altas proporções de N (>50%) e adiciona quantidades maiores desse nutriente (40 kg/ha nas folhas) em sistema agroflorestal de feijão caupi com capim buffel e palma forrageira do que no sistema tradicional (11 kg/ha nos grãos e 18 kg/ha na palhada). Sousa (2014) avaliou a influência da adubação verde com leguminosas sobre o feijoeiro cultivado em sucessão, em duas épocas e notou que o pré-cultivo de lab-lab (*D. lablab*) e feijão-de-porco (*C. ensiformis*) favoreceu a nutrição nitrogenada, influenciou positivamente a produção de vagens e elevou a produtividade do feijoeiro cultivado em sucessão nas duas épocas avaliadas.

Dentre outros benefícios da utilização de plantas de cobertura sobre as características químicas do solo, pode-se citar a reciclagem de nutrientes, entre eles fósforo, potássio e nitrogênio (ATALLAH & LOPEZ-REAL, 1991; REIS JÚNIOR et al., 2014; PEREIRA et al., 2016; VALADARES et al., 2016; MAITRA et al., 2018).

Em adição, as plantas para cobertura auxiliam a atividade da microbiota benéfica dos solos, uma vez que fornece resíduos vegetais que servem como fonte de energia e de nutrientes

a mesma, além de reduzir as oscilações térmicas e de umidade do solo (SIDIRAS et al., 1984; FILSER, 1995; KATAOKA et al., 2017).

Além de favorecer organismos benéficos do solo, algumas leguminosas herbáceas também atuam no controle de fitonematoides (SIPES et al., 2002; GERMANI & PLENCHETTE, 2005; CURTO et al., 2015). Conforme Garrido et al. (2008) o plantio da crotalária solteira (*C. juncea*) ou associada ao feijão guandu (*C. cajan*), nas entrelinhas do inhame, demonstrou ser eficiente no controle dos nematoides *Scutellonema bradys* (Steiner & Le Hew, 1933) e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira 1940, podendo a crotalária ser utilizada para o controle destes fitonematoides no solo. Em ótica semelhante, Anene e Declerck (2016) avaliaram o efeito combinado do plantio de crotalária (*Crotalaria spectabilis* Röth) como planta *push-pull* e fungos micorrízicos arbusculares *Rhizophagus irregularis* (Błaszk., Wubet, Renker & Buscot) C. Walker & A. Schüsler no controle do nematoide *Radopholus similis* (Cobb, 1893) em cultivo de banana, e observaram que a combinação diminuiu drasticamente a superfície dos tecidos corticais necróticos causados pelos nematoides nas raízes das bananeiras.

Segundo Naz (2015) a *Fumaria parviflora* Lam. (Papaveraceae) é uma espécie de planta promissora para o controle de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) em tomateiro cultivado em casa de vegetação.

Em relação as características físicas do solo, as plantas de cobertura podem contribuir para a conservação dos mesmos, evitando perdas por erosão e lixiviação, além de aumentar a capacidade de retenção de água (KUMAR et al., 2014; MAITRA et al., 2018).

Ademais, plantas como o feijão guandu podem contribuir para a descompactação dos solos, já que possuiu o sistema radicular profundo com potencial de absorver água, reciclar nutrientes em camadas mais profundas e desenvolver em solos onde há formação de crosta superficial (FARIAS, 2013).

Plantas de cobertura do solo também podem ser usadas com o intuito de suprimir plantas espontâneas, uma vez que apresentam rápido crescimento e fácil manejo (TOMINAGA & UEZU, 1995; LAWLEY; WEIL; TEASDALE, 2011; BJÖRKMAN & SHAIL, 2013; FALQUET et al., 2015; RECALDE et al., 2015). Sob esta ótica, Gfeller et al. (2018) notaram que o trigo mourisco suprime o crescimento de amaranto, quenopódio e capim arroz em 53, 42 e 77%, respectivamente. Segundo Coelho (2014) coberturas de aveia preta e coquetel de adubos verdes (feijão-de-porco, feijão guandu, girassol e soja) são alternativas de supressão de plantas espontâneas em sistema de plantio direto orgânico de milho, visto que causam diminuição na massa seca e no número dessas plantas, principalmente no início do ciclo do milho permitindo

o arranque inicial da cultura. Além disso, o autor constatou que as palhadas das plantas do coquetel e da aveia preta elevaram a produtividade do milho no plantio direto orgânico.

Logo, visando obter a sustentabilidade agrônômica nos solos, plantas para cobertura pode ser uma ferramenta aceitável a ser empregada em climas tropicais e subtropicais (MAITRA et al., 2018).

2.4 Plantas de cobertura para a atração de insetos: estratégia promissora?

Além de beneficiar o solo e sua microbiota, as plantas de cobertura podem contribuir para a prestação de outros serviços ecossistêmicos nos ambientes agrícolas, entre eles a supressão de artrópodes-praga e a atração de agentes polinizadores, predadores e parasitoides (PLATT; CALDWELL; KOK, 1999; LEE; HEIMPEL, 2005; IRVIN et al., 2006).

Qureshi et al. (2010) avaliaram o potencial de lab-lab (*D. lablab*); alfafa (*Medicago sativa* L.), níger (*Guizotia abyssinica* Cass.) e mix (mistura de plantas herbáceas anuais e prenes que produzem flores) para serem utilizadas na diversificação de cultivos de cucurbitáceas na Austrália visando aumentar as populações de aranhas e insetos benéficos, bem como reduzir as densidades populacionais de moscas-brancas e pulgões, e constataram que lab-lab e o mix são opções viáveis para serem utilizadas no intercultivo com cucurbitáceas ou como faixas, já que o lab-lab hospedou o maior número de insetos benéficos, larvas e adultos do crisopídeo *Mallada signata* (Schneider, 1851) (Neuroptera, Chrysopidae) e joaninhas *Coccinella transversalis* Fabricius, 1781 (Coleoptera: Coccinellidae), enquanto o mix hospedou o maior número de abelhas *Apis mellifera* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae) e aranhas.

De acordo com Rodriguez et al. (2012) o uso de cereais como plantas de cobertura aumenta significativamente a abundância de parasitoides no dossel dos olivais, especialmente *Ageniaspis fuscicollis* (Dalman, 1820) (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoide da mariposa-da-azeitona *Prays oleae* (Bernard, 1788) (Lepidoptera: Yponomeutidae), o inseto-praga mais comum nas oliveiras.

Razze, Liburd e Webb (2016) constataram que as densidades de afídeos e os vírus transmitidos por pulgões e moscas-brancas foram reduzidos, enquanto os inimigos naturais foram mais abundantes nos cultivos de abóbora diversificados com trigo mourisco, em comparação com o cultivo de abóbora sem a presença do adubo verde.

Campbell et al. (2016) realizaram um estudo para documentar os visitantes florais em plantas de trigo mourisco e constataram que as flores do mesmo atraí uma grande diversidade de parasitoides, predadores e polinizadores benéficos, dentre eles *A. mellifera*, e portanto, pode

possivelmente ser usado como uma cultura de cobertura para melhorar o controle biológico de vários artrópodes-praga nos sistemas de cultivo ou aumentar as populações locais de polinizadores.

De acordo com Tillman (2017) o posicionamento adequado de plantas produtoras de néctar, como a serralha tropical (*Asclepias curassavica* L.) ou o trigo mourisco, nas bordas de cultivos de algodão aprimoram o parasitismo de percevejos adultos e seus ovos na cultura, além de atrair insetos polinizadores.

Hoshino et al. (2018) avaliaram a infestação de bicho-mineiro *Leucoptera coffeella* (Guérin-Mèneville & Perrottet, 1842) (Lepidoptera: Lyonetiidae) e a sua predação por vespas em lavouras comerciais de café orgânico sombreadas com leucena ou consorciadas com feijão guandu, e notaram que a menor infestação de *L. coffeella* e o menor número de minas por folha foi verificada na lavoura consorciada com feijão guandu (28,4% e 0,3; respectivamente) em relação a lavoura sombreada com leucena (48,1% e 0,8; respectivamente), ao passo que maior predação por vespas foi verificada na lavoura sombreada (27,2%) em relação a lavoura consorciada (13,2%). Para os autores, estes achados são primordiais para o desenvolvimento de estratégias sustentáveis para o manejo do bicho-mineiro na cafeicultura paranaense.

Após avaliar a viabilidade nutricional de polens de feijão guandu e crotalária para o crisopídeo *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera, Chrysopidae), comumente encontrado em agroecossistemas cafeeiros, Venzon et al. (2006) sugerem que para aumentar a efetividade dos predadores, os sistemas orgânicos de café deveriam ser diversificados com plantas que forneçam pólen em combinação com plantas que forneçam néctar, uma vez que os polens de guandu e de crotalária foram igualmente adequados para *C. externa*, especialmente quando foram complementados com mel.

Entretanto, conhecer a artropodofauna associada às plantas de cobertura é crucial para a escolha das mesmas sob a ótica da diversificação dos agroecossistemas, uma vez que tais plantas associadas aos cultivos comerciais também podem atuar como hospedeiros alternativos de artrópodes herbívoros e, desta forma, ter efeitos negativos no âmbito do manejo integrado de pragas.

Nesse sentido, Bone et al. (2009) fazem um adendo sobre a necessidade de realizar testes locais com plantas de cobertura antes de utilizá-las como ferramenta do controle biológico conservativo, já que nem sempre os resultados são favoráveis em ambientes de cultivos comerciais. De acordo com os autores, não foram encontradas evidências de aumento da atividade de inimigos naturais em pomares de macieiras com plantas de cobertura, mas

evidências de aumento de pragas e problemas de transição, bem como um efeito prejudicial sobre a produção em alguns tratamentos.

Wilson et al. (2017) estudaram a influência da diversificação do habitat local e da paisagem no controle biológico da cigarrinha da uva, *Erythroneura elegantula* Osborn, 1928 (Hemiptera: Cicadellidae), por seus principais parasitoides em vinhedos de uvas de vinho, e notaram que embora as plantas de cobertura atraíssem inimigos naturais, suas populações permaneciam inalteradas no dossel das viticulturas e não havia diferença na taxa de parasitismo, densidade de cigarrinhas, qualidade da colheita ou rendimento. Porém, as plantas de cobertura floridas aumentaram a abundância de algumas espécies de agentes de controle biológico, assim como a taxa de parasitismo em paisagens de vinhedos com níveis intermediários de diversidade, indicando uma interação local versus paisagem, apesar disso não ter levado a reduções de densidade do inseto-praga.

Toennisson, Klein e Burrack (2019) avaliaram o efeito de plantios de girassóis e trigo sarraceno em pragas-chave e insetos benéficos adjacentes aos campos de cultivo de tabaco orgânico na Carolina do Norte, Estados Unidos e verificaram que embora alguma redução nas infestações por *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) e aumentos no número de insetos benéficos tenham sido observados em plantas de tabaco perto das plantas entomófilas, esses efeitos foram pequenos e foram observados apenas a uma curta distância da cultura. Os autores também observaram que, o plantio de faixas adicionais de plantas entomófilas no interior do cultivo de tabaco não reduziu o número de pulgões em comparação aos tratamentos de controle e levou a aumentos de alguns insetos-praga.

Porém, a manutenção de plantas de cobertura no sistema de cultivo pode ter efeitos positivos se estas atuarem como plantas armadilhas, afastando herbívoros do cultivo principal (MIZELL III et al., 2008). Landl e Glauning (2013) testaram plantas de ervilhas, trigo e rabanete como plantas armadilhas de *Agriotes* spp. (Coleoptera: Elateridae) em cultivo de batata e notaram que as ervilhas são mais atraentes para as larvas do coleóptero do que as batatas e podem ser uma armadilha eficaz se o momento e o espaçamento corretos em relação às batatas forem encontrados.

Para Sharma, Shrestha e Reddy (2018) o uso de plantas para cobertura do solo como plantas armadilhas; dentre elas as gramíneas centeio, cevada, trigo, triticale e sorgo; nos programas de manejo integrado de pragas pode auxiliar na regulação populacional de importantes insetos-praga de cereais, no entanto, estudos futuros devem se concentrar na análise da relação custo-benefício, juntamente com a eficiência das plantas armadilhas e a diversificação das culturas para que tal técnica seja mais utilizada pelos agricultores.

REFERÊNCIAS

- ADEKIYA, A. O. Green manures and poultry feather effects on soil characteristics, growth, yield, and mineral contents of tomato. **Scientia Horticulturae**, v. 257, p. 108721, 2019.
- AGHILI, F. et al. Green manure addition to soil increases grain zinc concentration in bread wheat. **PloS one**, v. 9, n. 7, p. e101487, 2014.
- AL-KHATIB, K.; LIBBEY, C.; BOYDSTON, R. Weed suppression with *Brassica* green manure crops in green pea. **Weed Science**, v. 45, n. 3, p. 439-445, 1997.
- ALMAGRO, M.; MARTÍNEZ-MENA, M. Litter decomposition rates of green manure as affected by soil erosion, transport and deposition processes, and the implications for the soil carbon balance of a rainfed olive grove under a dry Mediterranean climate. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 196, p. 167-177, 2014.
- ANENE, A.; DECLERCK, S. Combination of *Crotalaria spectabilis* with *Rhizophagus irregularis* MUCL41833 decreases the impact of *Radopholus similis* in banana. **Applied soil ecology**, v. 106, p. 11-17, 2016.
- ATALLAH, T.; LOPEZ-REAL, J. M. Potential of green manure species in recycling nitrogen, phosphorus and potassium. **Biological Agriculture & Horticulture**, v. 8, n. 1, p. 53-65, 1991.
- AWODUN, M. A.; ODOGIYAN, A.; OJENIYI, S. O. Effect of gliricidia pruning on soil and plant nutrient status and yield of cowpea. **International Journal of Agricultural Research**, v. 2, p. 402-405, 2007.
- BARRETA, D. et al. Colêmbolos (hexapoda: Collembola) como bioindicadores da qualidade do solo em áreas com Araucaria angustifólia. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, v. 32, p. 2633-2699, 2008.
- BEEDY, T. L. et al. Impact of *Gliricidia sepium* intercropping on soil organic matter fractions in a maize-based cropping system. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 138, n. 3-4, p. 139-146, 2010.
- BIEDERBECK, V. O. et al. Soil quality attributes as influenced by annual legumes used as green manure. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 30, n. 8-9, p. 1177-1185, 1998.
- BJÖRKMAN, T.; SHAIL, J. W. Using a buckwheat cover crop for maximum weed suppression after early vegetables. **HortTechnology**, v. 23, n. 5, p. 575-580, 2013.
- BONE, N. J. et al. Cover crops in Victorian apple orchards: effects on production, natural enemies and pests across a season. **Crop Protection**, v. 28, n. 8, p. 675-683, 2009.
- BOYDSTON, R. A.; HANG, A. Rapeseed (*Brassica napus*) green manure crop suppresses weeds in potato (*Solanum tuberosum*). **Weed technology**, v. 9, n. 4, p. 669-675, 1995.
- BROWN, J. et al. Dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae) can improve soil hydrological properties. **Applied Soil Ecology**, v. 46, n. 1, p. 9-16, 2010.
- CALEGARI, A. et al. **Adubação verde e plantas de cobertura no Brasil: fundamentos e prática**. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), v. 2, p. 512, 2014.

- CAMPBELL, J. W. et al. Insect visitors to flowering buckwheat, *Fagopyrum esculentum* (Polygonales: Polygonaceae), in north-central Florida. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 2, p. 264-269, 2016.
- CHERR, C. M.; SCHOLBERG, J. M. S.; MCSORLEY, R. Green manure approaches to crop production. **Agronomy Journal**, v. 98, n. 2, p. 302-319, 2006.
- CHERUBIN, M. R. **Guia prático de plantas de cobertura: aspectos fitotécnicos e impactos sobre a saúde do solo**. Piracicaba: ESALQ-USP, p. 126: il, 2022.
- COELHO, S. P. **Coberturas vegetais no sistema de plantio direto orgânico de milho**. 2014. 63. Dissertação (Mestrado em Agroecologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2014.
- COMAR, K. C. et al. Abundância e Diversidade de Staphylinidae (Coleoptera) em Fragmento e Reflorestamento no Norte do Paraná. **EntomoBrasilis**, v. 9, n. 2, p. 114-119, 2016.
- COSTA, D. M. **Diversidade da entomofauna de solo associada à adubação verde**. 2013. 64p. Dissertação (Mestrado em Agroecologia e Desenvolvimento rural) – Universidade Federal de São Carlos, Araras, 2013.
- CULLINEY, T. W. Role of arthropods in maintaining soil fertility. **Agriculture**, v. 3, n. 4, p. 629-659, 2013.
- CUNHA NETO, F. V. et al. Soil fauna as an indicator of soil quality in forest stands, pasture and secondary forest. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, n. 5, p. 1407-1417, 2012.
- CURTO, G. et al. The potential of *Crotalaria juncea* L. as a summer green manure crop in comparison to Brassicaceae catch crops for management of *Meloidogyne incognita* in the Mediterranean area. **European journal of plant pathology**, v. 142, n. 4, p. 829-841, 2015.
- DAGEL, K. J.; OSBORNE, S. L.; SCHUMACHER, T. E. Improving soybean performance in the Northern Great Plains through the use of cover crops. **Communications in soil science and plant analysis**, v. 45, n. 10, p. 1369-1384, 2014.
- DAVIS, J. R. et al. Ecological relationships of *Verticillium* wilt suppression of potato by green manures. **American Journal of Potato Research**, v. 87, n. 4, p. 315-326, 2010.
- DEIMLING, K. A. A. et al. Soil physical properties and soybean productivity in succession to cover crops. **Revista Ceres**, v. 66, n. 4, p. 316-322, 2019.
- ERTIBAN, S. M. Soil Fauna as Webmasters, Engineers and Bioindicators in Ecosystems: Implications for Conservation Ecology and Sustainable Agriculture. **American Journal of Life Sciences**, v. 7, n. 1, p. 17-26, 2019.
- ESPINDOLA, J. A. A. et al. **Adubação verde com leguminosas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2005.
- FALQUET, B. et al. Weed suppression by common buckwheat: a review. **Environmental Control in Biology**, v. 53, n. 1, p. 1-6, 2015.
- FARIAS, L. N. et al. Características morfológicas e produtivas de feijão guandu anão cultivado em solo compactado. **Revista brasileira engenharia agrícola ambiental**, Campina Grande, v. 17, n. 5, p. 497- 503, maio, 2013.

- FARIAS, P. M.; HERNÁNDEZ, M. I. M. Dung beetles associated with agroecosystems of southern Brazil: relationship with soil properties. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 41, 2017.
- FILSER, J. The effect of green manure on the distribution of collembola in a permanent row crop. **Biology and Fertility of Soils**, v. 19, n. 4, p. 303-308, 1995.
- FORTE, A.; FAGNANO, M.; FIERRO, A. Potential role of compost and green manure amendment to mitigate soil GHGs emissions in Mediterranean drip irrigated maize production systems. **Journal of environmental management**, v. 192, p. 68-78, 2017.
- GARDI, C.; JEFFERY, S. **Soil biodiversity**. EUR-OP, 2009.
- GARDI, C.; JEFFERY, S.; SALTELLI, A. An estimate of potential threats levels to soil biodiversity in EU. **Global change biology**, v. 19, n. 5, p. 1538-1548, 2013.
- GARRIDO, M. S. et al. Management of crotalaria and pigeon pea for control of yam nematode diseases. **Summa phytopathologica**, v. 34, n. 3, p. 222-227, 2008.
- GERMANI, G.; PLENCHETTE, C. Potential of *Crotalaria* species as green manure crops for the management of pathogenic nematodes and beneficial mycorrhizal fungi. **Plant and soil**, v. 266, n. 1-2, p. 333-342, 2005.
- GFELLER, A. et al. *Fagopyrum esculentum* alters its root exudation after *Amaranthus retroflexus* recognition and suppresses weed growth. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, p. 50, 2018.
- GRÜTER, R. et al. Green manure and long-term fertilization effects on soil zinc and cadmium availability and uptake by wheat (*Triticum aestivum* L.) at different growth stages. **Science of the total environment**, v. 599, p. 1330-1343, 2017.
- HOSHINO, A. T. et al. Effect of pigeon pea intercropping or shading with leucaena plants on the occurrence of the coffee leaf miner and on its predation by wasps in organic coffee plantings. **Ciência Rural**, v. 48, n. 3, 2018.
- IRVIN, N. A. et al. The effects of floral understoreys on parasitism of leafrollers (Lepidoptera: Tortricidae) on apples in New Zealand. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 8, n. 1, p. 25-34, 2006.
- JEFFERY, S. et al. Soil biodiversity under threat-- a review. **Acta Societatis Zoologicae Bohemicae**, v. 74, n. 1-2, p. 7-12, 2010.
- KATAOKA, R. et al. Hairy vetch (*Vicia villosa*), as a green manure, increases fungal biomass, fungal community composition, and phosphatase activity in soil. **Applied Soil Ecology**, v. 117, p. 16-20, 2017.
- KUMAR, R. et al. Green manuring: a boon for sustainable agriculture and pest management-a review. **Agricultural Reviews**, v. 35, n. 3, 2014.
- KUMAR, K.; ADAK, T.; SINGH, V. K. Green manuring and nutrient management impacting soil properties and sustainability of mango orchard. **Journal of Soil and Water Conservation**, v. 16, n. 1, p. 72-78, 2017.
- LAKSHMI, G.; JOSEPH, A. Soil microarthropods as indicators of soil quality of tropical

home gardens in a village in Kerala, India. **Agroforestry Systems**, v. 91, n. 3, p. 439-450, 2017.

LANDL, M.; GLAUNINGER, J. Preliminary investigations into the use of trap crops to control *Agriotes* spp. (Coleoptera: Elateridae) in potato crops. **Journal of pest science**, v. 86, n. 1, p. 85-90, 2013.

LARKIN, R. P.; GRIFFIN, T. S. Control of soilborne potato diseases using *Brassica* green manures. **Crop protection**, v. 26, n. 7, p. 1067-1077, 2007.

LARKIN, R. P. Green manures and plant disease management. **CABI Reviews**, n. 2013, p. 1-10, 2013.

LAWLEY, Y. E.; WEIL, R. R.; TEASDALE, J. R. Forage radish cover crop suppresses winter annual weeds in fall and before corn planting. **Agronomy journal**, v. 103, n. 1, p. 137-144, 2011.

LEE, J. C.; HEIMPEL, G. E. Impact of flowering buckwheat on Lepidopteran cabbage pests and their parasitoids at two spatial scales. **Biological Control**, v. 34, n. 3, p. 290-301, 2005.

LI, Z. et al. Green manure incorporation with reductions in chemical fertilizer inputs improves rice yield and soil organic matter accumulation. **Journal of Soils and Sediments**, v. 20, n. 7, p. 2784-2793, 2020.

LONGA, C. M. O. et al. Soil microbiota respond to green manure in organic vineyards. **Journal of applied microbiology**, v. 123, n. 6, p. 1547-1560, 2017.

MACHADO, J. S. et al. Morphological diversity of springtails (Hexapoda: Collembola) as soil quality bioindicators in land use systems. **Biota Neotropica**, v. 19, n. 1, 2019.

MAITRA, S. et al. Green manures in agriculture: A review. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 7, n. 5, p. 1319-1327, 2018.

MARTINS, J. C. R. et al. Produtividade de biomassa em sistemas agroflorestais e tradicionais no Cariri Paraibano. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental-Agriambi**, v. 17, n. 6, 2013.

MARTINS, J. C. R. et al. Nitrogen symbiotically fixed by cowpea and gliricidia in traditional and agroforestry systems under semiarid conditions. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 50, n. 2, p. 178-184, 2015.

MARTINS, L. F. et al. Composição da macrofauna do solo sob diferentes usos da terra (cana-de-açúcar, eucalipto e mata nativa) em Jacutinga (MG). **Revista Agrogeoambiental**, 2017.

MENTA, C. Soil fauna diversity-function, soil degradation, biological indices, soil restoration. **Biodiversity conservation and utilization in a diverse world**. Rijeka: InTech, p. 59-94, 2012.

MIZELL III, R. F. et al. Trap cropping system to suppress stink bugs in the southern coastal plain. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, p. 377-382, 2008.

NAZ, I. et al. Control of Southern root knot nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood on tomato using green manure of *Fumaria parviflora* Lam (Fumariaceae). **Crop Protection**, v. 67, p. 121-129, 2015.

N'DAYEGAMIYE, A.; TRAN, T. S. Effects of green manures on soil organic matter and wheat yields and N nutrition. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 81, n. 4, p. 371-382, 2001.

NETO, F. S.; CAMPOS, A. C. Cover crops preceding the wheat crop. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 16, n. 4, p. 463-467, 2017.

NIELSEN, U. N.; WALL, D. H.; SIX, J. Soil biodiversity and the environment. **Annual Review of Environment and Resources**, v. 40, p. 63-90, 2015.

NSENGIMANA, V. **Use of Soil and Litter Arthropods as Biological Indicators of Soil Quality in Southern Rwanda**. 2018. Tese de Doutorado. Université de Liège, Gembloux, Belgique.

NSENGIMANA, V. et al. Use of soil and litter arthropods as biological indicators of soil quality in forest plantations and agricultural lands: A Review. **Entomologie faunistique-Faunistic Entomology**, 2018.

PAULINO, G. M. et al. Desempenho da gliricídia no cultivo em aleias em pomar orgânico de mangueira e gravioleira. **Revista Árvore**, v. 35, n. 4, p. 781-789, 2011.

PAVINATO, P. S. et al. Effects of cover crops and phosphorus sources on maize yield, phosphorus uptake, and phosphorus use efficiency. **Agronomy Journal**, v. 109, n. 3, p. 1039-1047, 2017.

PEREIRA, N. S.; SOARES, I.; MIRANDA, F. R.. Decomposition and nutrient release of leguminous green manure species in the Jaguaribe-Apodi region, Ceará, Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, n. 6, p. 970-975, 2016.

PLATT, J. O.; CALDWELL, J. S.; KOK, L. T. Effect of buckwheat as a flowering border on populations of cucumber beetles and their natural enemies in cucumber and squash. **Crop Protection**, v. 18, n. 5, p. 305-313, 1999.

QURESHI, S. A. et al. A comparison of alternative plant mixes for conservation bio-control by native beneficial arthropods in vegetable cropping systems in Queensland Australia. **Bulletin of entomological research**, v. 100, n. 1, p. 67-73, 2010.

RAZZE, J. M.; LIBURD, O. E.; WEBB, S. E. Intercropping buckwheat with squash to reduce insect pests and disease incidence and increase yield. **Agroecology and Sustainable Food Systems**, v. 40, n. 8, p. 863-891, 2016.

RECALDE, K. M. G. et al. Weed suppression by green manure in an agroecological system. **Revista Ceres**, v. 62, n. 6, p. 546-552, 2015.

REIS JÚNIOR, J. R. et al. Potential use of winter green manure species for nitrogen recycling by 'Niagara Rosada' grapevines. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 29, n. 2, p. 44-52, 2014.

RODRIGUEZ, E. et al. Natural enemies associated with cereal cover crops in olive groves. **Bulletin of Insectology**, v. 65, n. 1, p. 43-49, 2012.

SAHITO, J. G. M. et al. Effect of Green Manure, *Sesbania bispinosa* Wight Amendment on Incidence of Sucking Insect Pests, their Predators and Yield in Organic Cotton. **Journal of Basic & Applied Sciences**, v. 12, p. 329-338, 2016.

- SAMAC, D. A. et al. Effect of wheel traffic and green manure treatments on forage yield and crown rot in alfalfa (*Medicago sativa*). **Plant and soil**, v. 372, n. 1-2, p. 349-359, 2013.
- SHARMA, A.; SHRESTHA, G.; REDDY, G.V. P. Trap crops: how far we are from using them in cereal crops?. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 112, n. 4, p. 330-339, 2018.
- SHARMA, P. et al. Green manure as part of organic management cycle: Effects on changes in organic matter characteristics across the soil profile. **Geoderma**, v. 305, p. 197-207, 2017.
- SIDIRAS, N.; DERPSCH, R.; HEINZMANN, F. Influência da adubação verde de inverno e seu efeito residual sobre o rendimento nas culturas de verão em Latossolo Roxo distrófico. **Plantio Direto**, Ponta Grossa, v. 2, n. 9, p. 4-5, 1984.
- SIPES, B. S. et al. Crotalaria as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, v. 32, n. 1, p. 35-58, 2002.
- SONG-JUAN, G. A. O. et al. Effects of long-term green manure application on the content and structure of dissolved organic matter in red paddy soil. **Journal of integrative agriculture**, v. 17, n. 5, p. 60345-7, 2018.
- SOUSA, F. F. **Avaliação de pré-cultivos de leguminosas ao feijoeiro em cultivo solteiro e consorciado com cafeeiros**. 2014. 62. Dissertação (Mestrado em Agroecologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2014.
- SOUZA, B. J. et al. Productores agroecológicos y su percepción sobre el uso del abono verde en el Sudeste de Minas Gerais, Brasil. **Idesia (Arica)**, 2018.
- SOUZA, B. J. et al. Residual contribution of green manure to humic fractions and soil fertility. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 19, n. 4, p. 878-886, 2019.
- STORK, N. E.; EGGLETON, P. Invertebrates as determinants and indicators of soil quality. **American journal of alternative agriculture**, v. 7, n. 1-2, p. 38-47, 1992.
- TAVARES, W. S. et al. Organismos de solo associados à supressora de plantas daninhas *Crotalaria juncea* (fabaceae) e sua importância como refúgio para inimigos naturais. **Planta Daninha**, v. 29, p. 473-479, 2011.
- TILLMAN, G. Ecosystem-based incorporation of nectar-producing plants for stink bug parasitoids. **Insects**, v. 8, n. 3, p. 65, 2017.
- TOENNISSON, T. A.; KLEIN, J. T.; BURRACK, H. Measuring the effect of non-crop flowering plants on natural enemies in organic tobacco. **Biological Control**, v. 137, p. 104023, 2019.
- TOMINAGA, T.; UEZU, T. Weed suppression by buckwheat. **Current Advances in Buckwheat Research**, v. 2, p. 693-697, 1995.
- VALADARES, R. V. et al. Green Manures and crop residues as source of nutrients in tropical environment. **Organic Fertilizers-From Basic Concepts to Applied Outcomes**, v. 1, p. 51-84, 2016.
- VENZON, M. et al. Suitability of leguminous cover crop pollens as food source for the green lacewing *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Neotropical Entomology**,

v. 35, n. 3, p. 371-376, 2006.

VIOLA, R. et al. Adubação verde e nitrogenada na cultura do trigo em plantio direto. **Bragantia**, v. 72, n. 1, p. 90-100, 2013.

WELCH, R. Y. et al. Using cover crops in headlands of organic grain farms: Effects on soil properties, weeds and crop yields. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 216, p. 322-332, 2016.

WILSON, H. et al. Landscape diversity and crop vigor outweigh influence of local diversification on biological control of a vineyard pest. **Ecosphere**, v. 8, n. 4, p. e01736, 2017.

ZANDVAKILI, O. R. et al. The potential of green manure mixtures to provide nutrients to a subsequent lettuce crop. **Communications in soil science and plant analysis**, v. 48, n. 19, p. 2246-2255, 2017.

CAPÍTULO 2

INFLUÊNCIA DA SUCESSÃO DE CULTURAS SOBRE A ARTROPODOFAUNA EPIEDÁFICA DO SOLO

RESUMO

A resposta dos artrópodes às mudanças na vegetação do solo é pouco elucidada em agroecossistemas tropicais. Logo, o objetivo deste trabalho foi avaliar se a sucessão de culturas afeta a artropodofauna epiedáfica associada ao solo. Para isso, foram coletados artrópodes presentes em solo cultivado com pastagem (*Brachiaria decumbens*) e, posteriormente, em solo cultivado com diferentes adubos verdes (*Cajanus cajan*, *Canavalia ensiformis*, *Crotalaria juncea* e *Mucuna pruriens*). Avaliou-se a abundância, riqueza, diversidade, os grupos funcionais e a similaridade das artropodofaunas coletadas com *pitfalls* em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Foram coletados 22.490 artrópodes distribuídos em 307 táxons. Verificou-se diferença significativa para a abundância, riqueza e diversidade entre as artropodofaunas do solo, obtendo maiores médias de abundância e riqueza em solo cultivado com pastagem, enquanto maior valor de diversidade foi encontrado em solo cultivado com adubos verdes. Quanto à estratégia ecológica, houve diferença significativa para as médias de abundância e riqueza de detritívoros, fitófagos, parasitoides e predadores associados ao solo cultivado com pastagem e ao solo cultivado com adubos verdes. Maiores médias de abundância e riqueza de detritívoros, fitófagos e predadores foram encontradas no solo cultivado com pastagem, enquanto maiores médias de abundância e riqueza de parasitoides foram observadas no solo cultivado com adubos verdes. As espécies *Gryllus assimilis* e *Planicephalus flavicosta* figuraram entre os fitófagos mais coletados nas artropodofaunas epiedáficas do solo. Em valores absolutos, observou-se que a abundância de parasitoides em solo cultivado com adubos verdes foi 4,69 vezes maior que em solo cultivado com pastagem. Entre os parasitoides associados a artropodofauna do solo coberto com adubos verdes Scelioninae sp3, Opiinae sp1, Diapriidae sp7 e Figitidae sp8 foram os mais assíduos, ao passo que Scelioninae sp3 foi a morfoespécie mais frequente na artropodofauna do solo cultivado com pastagem. Em relação aos predadores, *Solenopsis saevissima*, aranhas e Staphylinidae sp1 foram os mais abundantes no solo cultivado com pastagem, enquanto no solo cultivado com adubos verdes destacaram-se *Condylostylus* sp., *Megacephala carolina* e Staphylinidae sp6. A análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicou uma similaridade de 31,41% entre as artropodofaunas associadas ao solo cultivado com pastagem e ao solo cultivado com adubos verdes. Porém, observou-se pela ANOSIM ($p < 0,002$) que a artropodofauna associada ao solo cultivado com pastagem difere da artropodofauna associada ao solo cultivado com adubos verdes. *C. rufipes*, *S. saevissima* e as aranhas foram as que mais contribuíram (83,39%) para a dissimilaridade entre as artropodofaunas. Constatou-se que o cultivo de adubos verdes impacta significativamente a ocorrência de *C. rufipes*, *S. saevissima* e aranhas no solo, reduzindo a abundância. Portanto, mudança na cobertura do solo afeta expressivamente a composição da artropodofauna epiedáfica associada ao mesmo.

Palavras-chave: Adubos verdes, *Camponotus rufipes*, Pastagem

ABSTRACT

The response of arthropods to changes in soil vegetation is poorly understood in tropical agroecosystems. Therefore, the objective of this work was to evaluate whether the crop succession affects the epiedaphic arthropod fauna associated with the soil. For this, arthropods present in soil cultivated with pasture (*Brachiaria decumbens*) and, subsequently, in soil cultivated with different green manures (*Cajanus cajan*, *Canavalia ensiformis*, *Crotalaria juncea* and *Mucuna pruriens*) were collected. The abundance, richness, diversity, functional groups and similarity of arthropod fauna collected with pitfalls in soil cultivated with pasture and in soil cultivated with green manure were evaluated. A total of 22,490 arthropods distributed in 307 taxa were collected. There was a significant difference for abundance, richness and diversity between the arthropod fauna in the soil, obtaining higher averages of abundance and richness in soil cultivated with pasture, while higher diversity value was found in soil cultivated with green manures. Regarding the ecological strategy, there was a significant difference for the averages of abundance and richness of detritivores, phytophagous, parasitoids and predators associated with the soil cultivated with pasture and the soil cultivated with green manures. Higher averages of abundance and richness of detritivores, phytophagous and predators were found in soil cultivated with pasture, while higher averages of abundance and richness of parasitoids were observed in soil cultivated with green manures. The species *Gryllus assimilis* and *Planicephalus flavicosta* were among the most collected phytophagous in the soil epiedaphics arthropods faunas. In absolute values, it was observed that the abundance of parasitoids in soil cultivated with green manures was 4.69 times greater than in soil cultivated with pasture. Among the parasitoids associated with arthropod fauna of soil covered with green manures, Scelioninae sp3, Opiinae sp1, Diapriidae sp7 and Figitidae sp8 were the most frequent, while Scelioninae sp3 was the most frequent morphospecies in arthropod fauna of soil cultivated with pasture. Regarding predators, *Solenopsis saevissima*, spiders and Staphylinidae sp1 were the most abundant in the soil cultivated with pasture, while in the soil cultivated with green manures *Condylostylus* sp., *Megacephala carolina* and Staphylinidae sp6 stood out. Cluster analysis (Bray-Curtis index) indicated a similarity of 31.41% between the arthropods faunas associated with the soil cultivated with pasture and at the soil cultivated with green manures. However, it was observed by ANOSIM ($p < 0.002$) that the arthropod fauna associated with the soil cultivated with pasture differs from the arthropod fauna associated with the soil cultivated with green manures. *C. rufipes*, *S. saevissima* and spiders were the ones that most contributed (83.39%) to the dissimilarity between the arthropod's faunas. It was found that the cultivation of green manures significantly impacts the occurrence of *C. rufipes*, *S. saevissima* and spiders in the soil, reducing the abundance. Therefore, changes in soil cover significantly affect the composition of the epiedaphic arthropod fauna associated with the same.

Keywords: Green manures, *Camponotus rufipes*, Pasture

1 INTRODUÇÃO

As alterações nos padrões de uso do solo, bem como as intensificações dos cultivos agrícolas, são apontadas como uns dos principais responsáveis pela mudança e/ou redução na diversidade de artrópodes (PERFECTO et al., 1997; BENTON et al., 2002; WICKRAMASINGHE et al., 2004; WILBY et al., 2006; HENDRICKX et al., 2007; LE FÉON et al., 2010; UCHIDA; USHIMARU, 2014; SIMONS et al., 2015; MÉNDEZ-ROJAS; CULTID-MEDINA; ESCOBAR, 2021).

Paralelamente, tem sido relatado que a riqueza de artrópodes é significativamente maior em áreas cujo uso intensivo da terra é menor (ATTWOOD et al., 2008; NANNI et al., 2022). Nesse cenário, a manutenção de vegetação nativa aliada a práticas de manejo e cultivos conservacionistas, bem como o aumento da complexidade de habitats e paisagem agrícolas, podem ser eficazes na manutenção da diversidade de artrópodes e na promoção de grupos funcionais importantes, como predadores, parasitoides, polinizadores e decompositores (PERFECTO et al., 1997; HENDRICKX et al., 2007; ATTWOOD et al., 2008; LE FÉON et al., 2010; BARTOMEUS et al., 2014; MARJA; TSCHARNTKE; BATÁRY, 2022; NANNI et al., 2022).

A resposta dos artrópodes, especialmente insetos, às mudanças na vegetação do solo é pouco elucidada em agroecossistemas tropicais. Dessa forma, objetiva-se avaliar se a sucessão de culturas afeta a artropodofauna epiedáfica do solo. Em detalhes abordou-se as seguintes questões: O cultivo de adubos verdes aumenta a abundância e a riqueza de parasitoides, predadores e fitófagos sobre o solo em relação ao cultivo de pastagem? Quais artrópodes são mais afetados pela mudança na cobertura do solo? As respostas a essas perguntas permitirão compreender o impacto da sucessão de culturas sobre a diversidade de artrópodes do solo e entender como ela varia entre habitats, além de contribuir para a tomada de decisão no que tange a escolha das plantas para cobertura do solo sob a ótica do controle biológico conservativo, visto que assimilar como o uso do solo e o manejo controlam a biodiversidade associada às culturas é um dos principais passos para a previsão e manutenção do controle natural de pragas.

2 METODOLOGIA

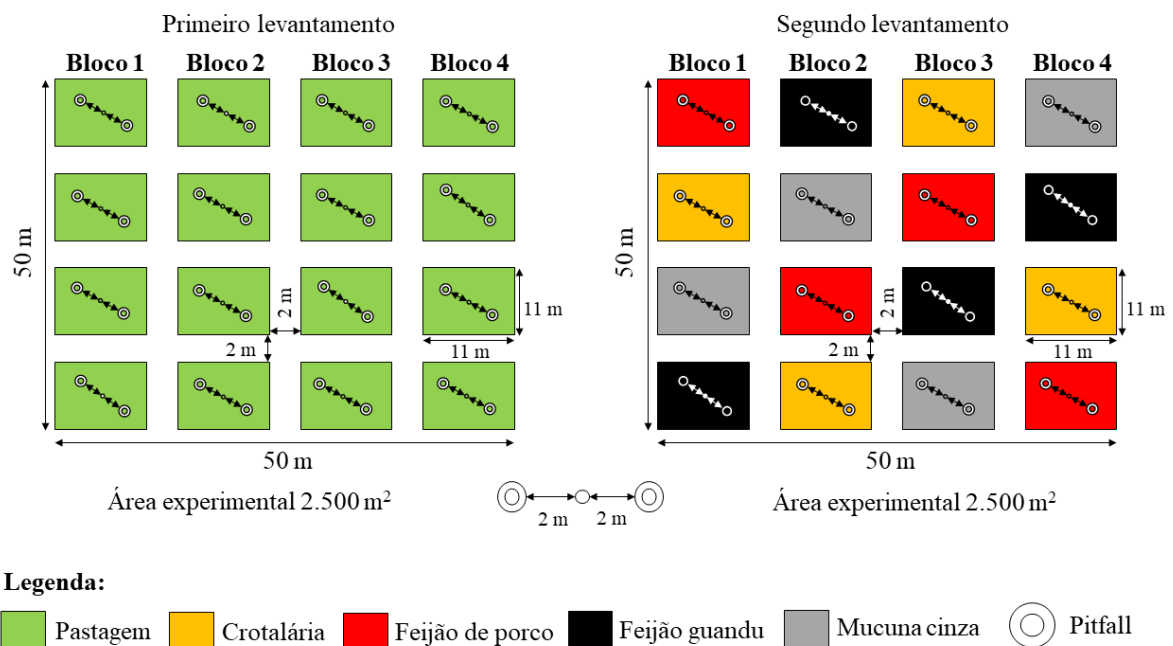
2.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido no sítio Vale dos Ipês, localizado no distrito de Paraíso Garcia, município de Santa Rita do Ibitipoca, mesorregião da Zona da Mata, Minas Gerais, coordenadas 21° 33' 46" S e 43° 54' 53" O, a uma altitude média de 1.101 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18,6 °C e média pluviométrica anual de 1.550 mm.

Foram realizados dois levantamentos populacionais de artrópodes. O primeiro levantamento foi realizado em solo cultivado com pastagem de *Brachiaria decumbens* Stapf. A área para a amostragem encontrava-se em pousio há 18 meses. Já o segundo levantamento foi conduzido na mesma área experimental que o primeiro, porém com o solo sob o cultivo de diferentes adubos verdes.

Para a efetuação do primeiro levantamento, a área experimental foi dividida em quatro blocos com quatro parcelas cada. As parcelas possuíam dimensões de 11 m x 11 m (comprimento e largura, respectivamente) e foram espaçadas por 2 m (FIGURA 1).

Figura 1 – Desenho experimental. Agosto de 2019 a maio de 2020, Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Na penúltima semana de dezembro de 2019 (21/12), iniciou-se o preparo da área experimental para a realização do segundo levantamento populacional da artropodofauna associada ao solo. Primeiramente, realizou-se a aração do solo para o cultivo dos adubos verdes. Cinco dias após a aração (26/12/2019) efetuou-se a queimada dos restos culturais e no dia 31 de dezembro de 2019 foi realizada uma gradagem com o objetivo de incorporar as cinzas ao solo.

Na data 04/01/2020 houve a remarcação dos 4 blocos com as mesmas dimensões usadas no levantamento da artropodofauna associada ao solo coberto com pastagem (50 m de comprimento e 11 m de largura espaçados a uma distância de 2 m entre si) e o semeio dos adubos verdes (FIGURA 1).

As espécies de adubos verdes escolhidas para a cobertura do solo foram *Crotalaria juncea* L. (crotalária), *Cajanus cajan* (L.) Huth (feijão guandu), *Canavalia ensiformis* (L.) DC. (feijão-de-porco) e *Mucuna pruriens* (L.) DC. (mucuna cinza). As sementes foram doadas pela empresa Piraí, de Piracicaba, São Paulo.

A semeadura dos adubos verdes foi realizada manualmente em covas de aproximadamente 3 cm de profundidade em parcelas previamente determinadas por meio de sorteio (FIGURA 1). Foram distribuídas em média 4 sementes por cova. Nas parcelas destinadas ao semeio de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza semeou-se 0,4; 1,2; 1,8 e 1,3 kg de sementes, respectivamente. Portanto, foram necessários 1,6; 4,8; 7,2 e 5,2 kg de sementes de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza, na devida ordem.

Capinas manuais e mecânicas foram realizadas no início do ciclo dos adubos verdes com o objetivo de manter o solo limpo, evitando assim a interferência de plantas espontâneas sobre a comunidade de artrópodes. Não se realizou manejo nutricional das plantas de adubos verdes.

2.2 Amostragem e identificação dos artrópodes

As amostragens da artropodofauna associada ao solo cultivado com pastagem ocorreram durante o período de setembro a novembro de 2019, enquanto as amostragens da artropodofauna associada ao solo cultivado com plantas de adubos verdes foram realizadas entre os meses de fevereiro e maio de 2020, 30 dias após o semeio dos adubos verdes. Nos dois levantamentos realizou-se 12 coletas perfazendo três meses de avaliação.

Para as coletas dos artrópodes utilizou-se armadilhas de queda tipo alçapão (*pitfall*) as quais ficaram ativas semanalmente no campo por um período de 72 horas. Cada armadilha foi composta por dois copos plásticos com capacidade de 500 mL, os quais foram enterrados até que a abertura ficasse ao nível do solo, retirando-se o copo interior e abastecendo-se a armadilha com aproximadamente 200 mL de uma solução constituída por água e sal a 10% em peso, além de gotas de detergente. As dimensões características do copo usado como armadilha foram de 127 mm de altura, diâmetro inferior de 53 mm e superior de 95 mm. As armadilhas foram enterradas a 2 m de distância da região central de cada parcela. Cada parcela contou com duas armadilhas, totalizando oito armadilhas por bloco (FIGURA 1). Logo, cada coleta semanal foi composta por 32 amostras.

Após as coletas, os artrópodes foram armazenados em frascos contendo álcool 70% e levados ao Laboratório de Agroecologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena para triagem e identificação. Nesse processo, utilizou-se microscópio estereoscópico com capacidade de aumento de até 80X. A identificação dos indivíduos coletados foi conduzida até o nível taxonômico mais basal possível e em morfoespécies, quando a identificação precisa era inviável, utilizando chaves específicas e consultas na internet, Universal Chalcidoidea Database, Key to the Nearctic genera of Eulophidae, subfamilies: Entedoninae, Euderinae, and Eulophinae (Hymenoptera: Chalcidoidea) (BURKS, 2003), Hymenoptera de la región Neotropical (HANSON; GAULD, 2006), Hymenoptera of the world: an identification guide to families (GOULET; HUBER, 1993), Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia (GRAZIA RAFAEL; IDE, 2012), Marimbondos: Vespas Sociais: Hymenoptera: Vespidae (DE SOUZA; ZANUNCIO, 2020), Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species (BORGES; COURI, 2009), A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes (DUAN; DIETRICH, 2018).

2.3 Análises faunísticas e estatísticas

Foram construídas as curvas de rarefação de Coleman, as curvas de indivíduos acumulados e as curvas de rarefação de indivíduos para os artrópodes coletados no solo cultivado com pastagem e no solo cultivado com adubos verdes.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os artrópodes presentes nos solos cobertos com pastagem e adubos verdes, foi determinado o índice de abundância segundo Lamshead, Platt e Shaw (1983); riqueza (S) e o índice de diversidade (H') segundo Shannon (1948). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster segundo Pielou (1984); feita análise não-métrica multidimensional (NMDS) segundo Hammer et al. (2001); a análise de variância de similaridade (ANOSIM) segundo Clarke (1993) e a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) segundo Clarke (1993).

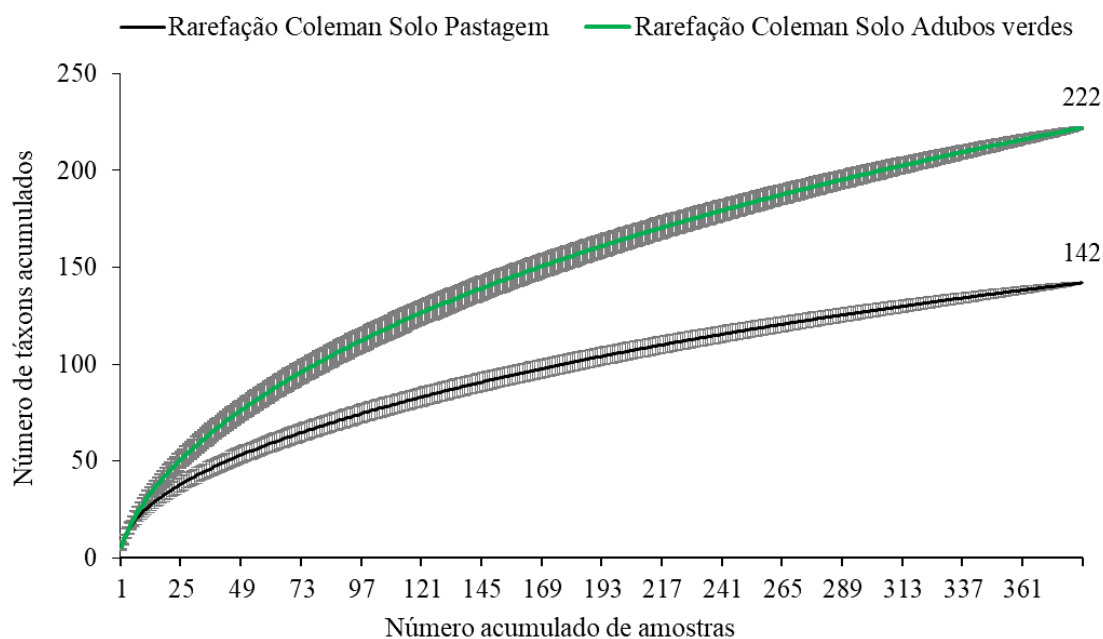
Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e comparados pelo teste de Fisher ou de Mann-Whitney, com valores de probabilidade menores que 5% ($p < 0,05$). Para a realização das análises utilizou-se os softwares Statistica® (STATSOFT, 2004), Past® (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001), Infostat® (DI RIENZO et al., 2018), EstimateS® (COLWELL, 2005) e Primer 6-Permanova+® (CLARKE; GORLEY, 2015).

3 RESULTADOS

3.1 Análises Faunísticas

Na Figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada nos solos cultivados com pastagem e adubos verdes durante o período de amostragem. Observou-se que o solo cultivado com adubos verdes acumulou maior riqueza de táxons em comparação com o solo anteriormente cultivado com pastagem. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap, seria possível encontrar 264 e 169 táxons em solo cultivado com adubos verdes e pastagem, respectivamente. Entretanto, foram coletados 222 táxons no solo coberto com adubos verdes e 142 no solo coberto com pastagem, resultando em uma suficiência amostral de 84,09% e 84,02% para solo cultivado com adubos verdes e solo cultivado com pastagem, na devida ordem.

Figura 2 – Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

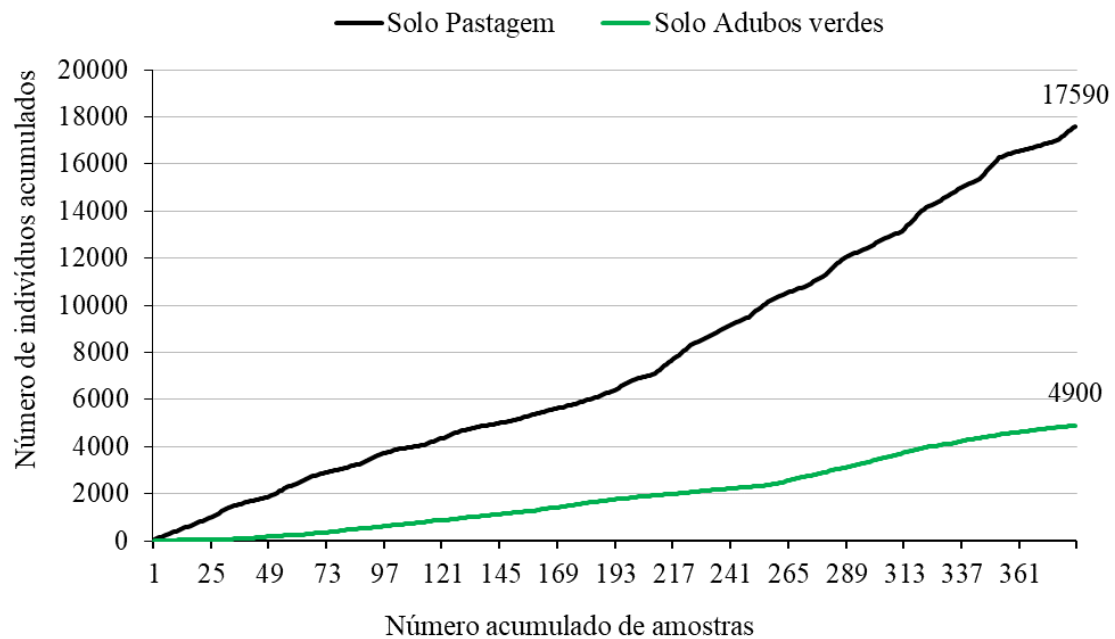


Fonte: Do autor (2023).

Na Figura 3 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos obtidas em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Nota-se que o solo coberto por pastagem

acumulou mais indivíduos ao longo do período de amostragem que o solo coberto por adubos verdes.

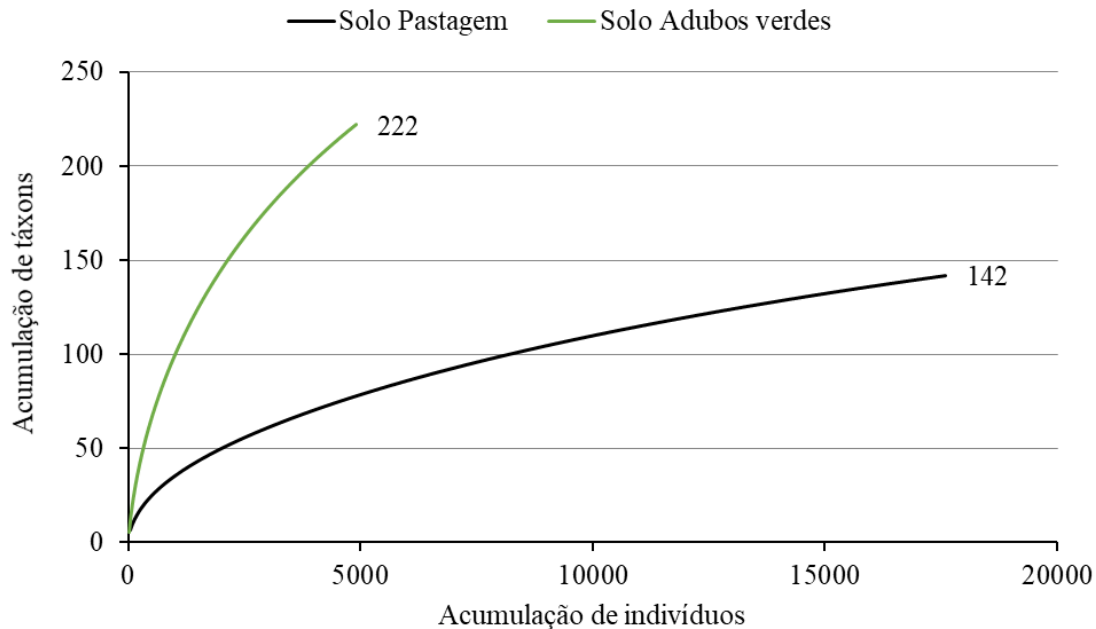
Figura 3 – Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Dezembro de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A Figura 4 retrata as curvas de rarefação de indivíduos para o solo coberto com pastagem e o solo coberto por adubos verdes. Nota-se que o solo cultivado com adubos verdes acumulou maior riqueza e apresentou maior velocidade de acumulação de táxons que o solo cultivado com pastagem, o qual mesmo acumulando 17.590 indivíduos, aproximadamente 3,6 vezes mais indivíduos que o solo coberto por adubos verdes, não atingiu o mesmo número de táxons.

Figura 4 – Curvas de rarefação de indivíduos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



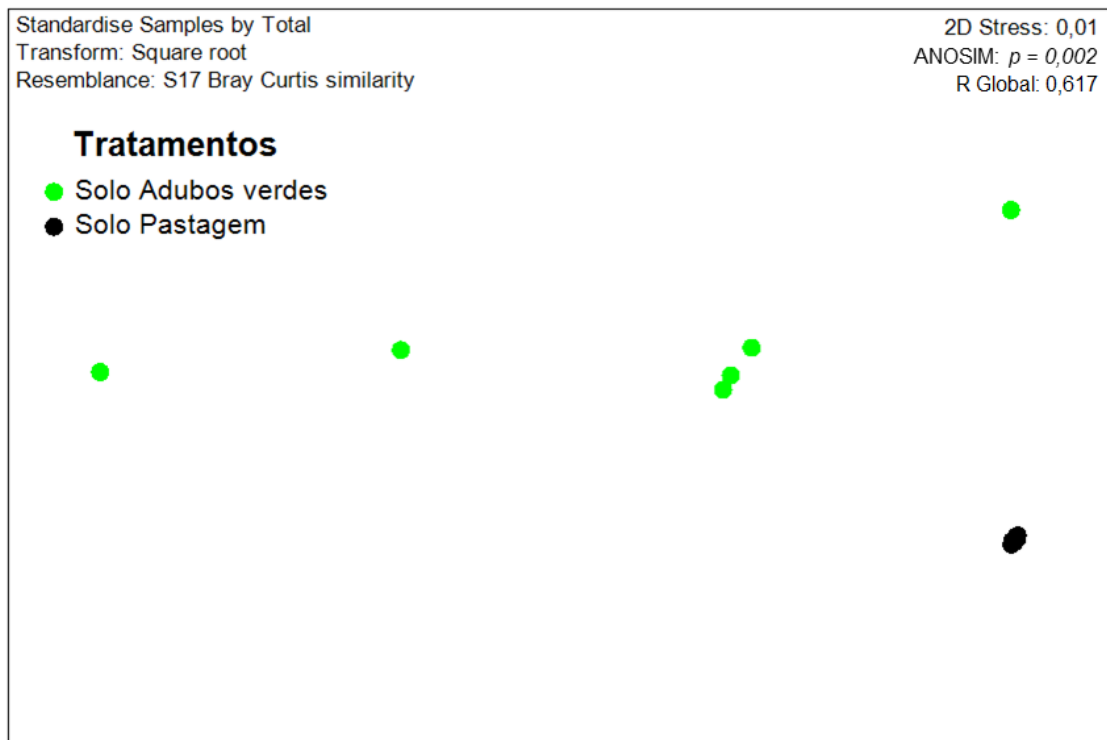
Fonte: Do autor (2023).

3.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade

Com relação à similaridade entre as artropodofaunas, a análise de Cluster (índice de similaridade de Bray-Curtis) indicou semelhança de 31,41% entre o solo cultivado com pastagem e o solo cultivado com adubos verdes.

A análise de ordenação por escalonamento não-métrico (NMDS) sugere alto grau de dissimilaridade entre as artropodofaunas que habitam os solos (FIGURA 5), pois não mostrou possíveis agrupamentos entre as composições taxonômicas do solo cultivado com pastagem e do solo cultivado com adubos verdes. A análise de similaridade (ANOSIM) confirma esta observação, pois foi significativa ($R_{\text{Global}} = 0,601$; $p = 0,002$). Portanto, as comunidades de artrópodes coletadas no solo com pastagem e com os adubos verdes são diferentes.

Figura 5 – Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos táxons de artrópodes presentes no solo cultivado com pastagem e no solo cultivado com adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Através do teste SIMPER (Porcentagem de dissimilaridade) verificou-se que há uma dissimilaridade geral de 68,59% entre as artropodofaunas. Os principais táxons responsáveis por esta diferença foram *Camponotus rufipes*, *Solenopsis saevissima*, Araneae e *Condylostylus* sp. que juntos representam 84,84% (TABELA 1).

Tabela 1 – Teste de dissimilaridade entre solo coberto por pastagem e solo coberto por adubos verdes, mostrando a dissimilaridade, abundância, contribuição (C%) e contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 90% da diferença entre as artropodofaunas. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 68,59%				
Táxons	Solo Pastagem	Solo Adubos verdes	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
<i>Camponotus rufipes</i>	14009	2823	72,51	72,51
<i>Solenopsis saevissima</i>	1308	3	8,46	80,97
Araneae	417	44	2,42	83,39
<i>Condylostylus</i> sp.	19	242	1,45	84,84
<i>Megacephala carolina</i>	1	189	1,22	86,06
<i>Neopamera bilobata</i>	146	3	0,93	86,98
<i>Gryllus assimilis</i>	393	266	0,82	87,81
<i>Phanaeus</i> sp.	133	12	0,78	88,59
<i>Conocephalus saltator</i>	122	2	0,78	89,37
Staphylinidae sp6	0	101	0,65	90,02

Fonte: Do autor (2023).

3. 3 Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes

Capturou-se 22.490 artrópodes distribuídos em 307 táxons. Dos 22.490 artrópodes coletados, 17.590 indivíduos estavam presentes no solo cultivado com pastagem e 4.900 no solo cultivado com adubos verdes. Na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com pastagem os detritívoros representaram 1,84% dos indivíduos; fitófagos 6,24%; onívoros 80,29%; parasitoides 0,70%; polinizadores 0,04% e predadores 10,89%, ao passo que na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com adubos verdes 2,41% dos indivíduos foram detritívoros; 13,51% fitófagos; 58,04% onívoros; 11,78% parasitoides; 0,24% polinizadores e 14,02% predadores (TABELA 2).

Tabela 2 – Abundância (X), média/armadilha (M), frequência (%), riqueza (S), Bootstrap e Índice de Shannon (H') dos artrópodos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo coberto por pastagem e em solo coberto por adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
Detritívoro (S = 19)						
1. <i>Armadillidium</i> sp.	32	0,08	0,18	-	-	-
2. <i>Isoldaia insularis</i>	99	0,26	0,56	-	-	0,00
3. <i>Passalus</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
4. <i>Phanaeus</i> sp.	133	0,35	0,76	12	0,03	0,24
5. <i>Sarcophaga</i> sp.	21	0,05	0,12	55	0,14	1,12
6. Scarabaeidae sp1	10	0,03	0,06	-	-	-
7. Scarabaeidae sp2	9	0,02	0,05	-	-	-
8. Scarabaeidae sp4	2	0,01	0,01	-	-	-
9. Scarabaeidae sp5	5	0,01	0,03	-	-	-
10. Scarabaeidae sp6	1	-	0,01	-	-	-
11. Scarabaeidae sp7	1	-	0,01	-	-	-
12. Scarabaeidae sp8	4	0,01	0,02	-	-	-
13. Scarabaeidae sp9	1	-	0,01	-	-	-
14. Scarabaeidae sp10	1	-	0,01	-	-	-
15. Scarabaeidae sp11	3	0,01	0,02	-	-	-
16. Scarabaeidae sp12	-	-	-	8	0,02	0,16
17. Scarabaeidae sp13	-	-	-	3	0,01	0,06
18. Sepsidae sp1	-	-	-	36	0,09	0,73
19. <i>Taeniptera angulata</i>	-	-	-	4	0,01	0,08
Subtotal	323	0,84	1,84	118	0,30	2,41
Fitófago (S = 59)						
20. <i>Astylus antis</i>	-	-	-	1	-	0,02
21. <i>Atta sexdens</i>	31	0,08	0,18	-	-	-
22. Bibionidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
23. <i>Bothrogonia</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
24. <i>Bradysia</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
25. <i>Calopteron reticulatum</i>	-	-	-	3	0,01	0,06
26. Cicadellidae sp2	22	0,06	0,13	44	0,11	0,90
27. Cicadellidae sp3	44	0,11	0,25	13	0,03	0,27
28. Cicadellidae sp5	36	0,09	0,20	-	-	-
29. Cicadellidae sp7	-	-	-	3	0,01	0,06
30. Cicadellidae sp9	-	-	-	2	0,01	0,04
31. Cicadellidae sp10	-	-	-	2	0,01	0,04
32. Cicadellidae sp11	-	-	-	1	-	0,02
33. Cicadellidae sp12	-	-	-	1	-	0,02
34. <i>Collaria scenica</i>	-	-	-	14	0,04	0,29
35. <i>Conocephalus saltator</i>	122	0,32	0,69	2	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
36. <i>Conoderus scalaris</i>	-	-	-	2	0,01	0,04
37. <i>Conotelus</i> sp.	-	-	-	1	-	0,02
38. Coreidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
39. Curculionidae sp1	3	0,01	0,02	-	-	-
40. Cydnidae sp1	7	0,02	0,04	2	0,01	0,04
41. <i>Dalbulus maidis</i>	-	-	-	11	0,03	0,22
42. Delphacidae sp1	-	-	-	2	0,01	0,04
43. Delphacidae sp2	-	-	-	1	-	0,02
44. <i>Deois flavopicta</i>	5	0,01	0,03	-	-	-
45. <i>Deois schach</i>	1	-	0,01	1	-	0,02
46. <i>Diabrotica sinuata</i>	-	-	-	1	-	0,02
47. <i>Diabrotica speciosa</i>	1	-	0,01	15	0,04	0,31
48. <i>Diabrotica virgifera</i>	-	-	-	2	0,01	0,04
49. <i>Drosophila melanogaster</i>	4	0,01	0,02	2	0,01	0,04
50. <i>Dysdercus</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
51. <i>Empoasca kraemeri</i>	-	-	-	2	0,01	0,04
52. <i>Erythrogonia</i> sp.	4	0,01	0,02	1	-	0,02
53. <i>Euxesta stigmatias</i>	1	-	0,01	34	0,09	0,69
54. Fulgoridae sp1	2	0,01	0,01	-	-	-
55. <i>Graphocephala atropunctata</i>	1	-	0,01	-	-	-
56. <i>Gryllotalpa hexadactyla</i>	1	-	0,01	8	0,02	0,16
57. <i>Gryllus assimilis</i>	393	1,02	2,23	266	0,69	5,43
58. <i>Julus</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
59. <i>Lagria villosa</i>	5	0,01	0,03	2	0,01	0,04
60. Lepidoptera larva	11	0,03	0,06	29	0,08	0,59
61. <i>Lutosa</i> sp.	16	0,04	0,09	1	-	0,02
62. <i>Maecolaspis</i> sp.	3	0,01	0,02	-	-	-
63. <i>Neopamera bilobata</i>	146	0,38	0,83	3	0,01	0,06
64. Ommexechidae sp1	3	0,01	0,02	-	-	-
65. Ommexechidae sp2	15	0,04	0,09	2	0,01	0,04
66. Ommexechidae sp3	1	-	0,01	-	-	-
67. Ommexechidae sp4	7	0,02	0,04	-	-	-
68. Ommexechidae sp5	-	-	-	1	-	0,02
69. <i>Photinus</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
70. <i>Planicephalus</i> sp.	140	0,36	0,80	159	0,41	3,24
71. <i>Procornitermes</i> sp.	26	0,07	0,15	-	-	-
72. Romaleidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
73. Romaleidae sp2	28	0,07	0,16	27	0,07	0,55
74. <i>Sonesimia grossa</i>	1	-	0,01	-	-	-
75. <i>Stirellus</i> sp.	6	0,02	0,03	-	-	-
76. Stratiomyidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
77. Stratiomyidae sp2	2	0,01	0,01	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
78. <i>Thyanta humilis</i>	-	-	-	1	-	0,02
Subtotal	1097	2,86	6,24	662	1,72	13,51
Onívoro (S = 3)						
79. <i>Camponotus rufipes</i>	14009	36,48	79,64	2823	7,35	57,61
80. <i>Dinoponera lucida</i>	58	0,15	0,33	-	-	-
81. <i>Sodreana</i> sp.	57	0,15	0,32	21	0,05	0,43
Subtotal	14124	36,78	80,29	2844	7,40	58,04
Parasitoide (S = 170)						
82. Agaonidae sp1	-	-	-	2	0,01	0,04
83. <i>Anoplius</i> sp.	-	-	-	3	0,01	0,06
84. Aphelinidae sp1	-	-	-	4	0,01	0,08
85. Aphidiinae sp1	1	-	0,01	2	0,01	0,04
86. Bethylidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
87. Bethylidae sp2	-	-	-	1	-	0,02
88. Bethylidae sp3	-	-	-	1	-	0,02
89. Bethylidae sp4	-	-	-	4	0,01	0,08
90. Bethylidae sp5	-	-	-	1	-	0,02
91. Bethylidae sp6	-	-	-	1	-	0,02
92. Braconidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
93. Braconidae sp3	-	-	-	1	-	0,02
94. Braconidae sp4	-	-	-	4	0,01	0,08
95. Braconidae sp5	-	-	-	2	0,01	0,04
96. Braconidae sp6	-	-	-	1	-	0,02
97. Braconidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
98. Braconidae sp8	-	-	-	1	-	0,02
99. Braconidae sp9	-	-	-	4	0,01	0,08
100. Braconidae sp10	-	-	-	1	-	0,02
101. Ceraphronidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
102. Ceraphronidae sp2	1	-	0,01	-	-	-
103. Ceraphronidae sp3	2	0,01	0,01	-	-	-
104. Ceraphronidae sp4	2	0,01	0,01	-	-	-
105. Ceraphronidae sp5	3	0,01	0,02	-	-	-
106. Ceraphronidae sp6	-	-	-	4	0,01	0,08
107. Ceraphronidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
108. Ceraphronidae sp8	-	-	-	1	-	0,02
109. Ceraphronidae sp9	-	-	-	20	0,05	0,41
110. Ceraphronidae sp10	-	-	-	5	0,01	0,10
111. Ceraphronidae sp11	-	-	-	1	-	0,02
112. Ceraphronidae sp12	-	-	-	1	-	0,02
113. Ceraphronidae sp13	-	-	-	2	0,01	0,04
114. Ceraphronidae sp14	-	-	-	1	-	0,02
115. Ceraphronidae sp15	-	-	-	1	-	0,02

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
116. Chalcididae sp1	1	-	0,01	-	-	-
117. Diapriidae sp1	9	0,02	0,05	19	0,05	0,39
118. Diapriidae sp2	5	0,01	0,03	-	-	-
119. Diapriidae sp3	1	-	0,01	2	0,01	0,04
120. Diapriidae sp4	1	-	0,01	-	-	-
121. Diapriidae sp5	2	0,01	0,01	1	-	0,02
122. Diapriidae sp6	1	-	0,01	-	-	-
123. Diapriidae sp7	-	-	-	39	0,10	0,80
124. Diapriidae sp8	-	-	-	6	0,02	0,12
125. Diapriidae sp9	-	-	-	4	0,01	0,08
126. Diapriidae sp10	-	-	-	4	0,01	0,08
127. Diapriidae sp11	-	-	-	2	0,01	0,04
128. Diapriidae sp12	-	-	-	3	0,01	0,06
129. Diapriidae sp13	-	-	-	2	0,01	0,04
130. Diapriidae sp15	-	-	-	4	0,01	0,08
131. Diapriidae sp16	-	-	-	1	-	0,02
132. Diapriidae sp17	-	-	-	1	-	0,02
133. Diapriidae sp18	-	-	-	1	-	0,02
134. Diapriidae sp19	-	-	-	1	-	0,02
135. Diapriidae sp20	-	-	-	1	-	0,02
136. Diapriidae sp21	-	-	-	1	-	0,02
137. Encyrtidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
138. Encyrtidae sp2	1	-	0,01	-	-	-
139. Encyrtidae sp3	1	-	0,01	1	-	0,02
140. Encyrtidae sp4	1	-	0,01	-	-	-
141. Encyrtidae sp5	2	0,01	0,01	-	-	-
142. Encyrtidae sp6	-	-	-	20	0,05	0,41
143. Encyrtidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
144. Encyrtidae sp8	-	-	-	1	-	0,02
145. Encyrtidae sp9	-	-	-	7	0,02	0,14
146. Encyrtidae sp10	-	-	-	9	0,02	0,18
147. Encyrtidae sp11	-	-	-	1	-	0,02
148. Encyrtidae sp12	-	-	-	1	-	0,02
149. Eucharitidae sp1	-	-	-	1	-	0,02
150. Eulophidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
151. Eulophidae sp2	-	-	-	1	-	0,02
152. Eulophidae sp3	-	-	-	1	-	0,02
153. Eulophidae sp4	-	-	-	1	-	0,02
154. Eulophidae sp5	-	-	-	1	-	0,02
155. Eulophidae sp6	-	-	-	1	-	0,02
156. Eulophidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
157. Eulophidae sp8	-	-	-	1	-	0,02

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
158. Eulophidae sp9	-	-	-	1	-	0,02
159. Eupelmidae sp1	-	-	-	1	-	0,02
160. Eurytomidae sp1	-	-	-	1	-	0,02
161. Eurytomidae sp2	-	-	-	1	-	0,02
162. Evaniidae sp1	2	0,01	0,01	-	-	-
163. Evaniidae sp2	1	-	0,01	-	-	-
164. Evaniidae sp3	1	-	0,01	-	-	-
165. Figitidae sp1	2	0,01	0,01	-	-	-
166. Figitidae sp2	3	0,01	0,02	9	0,02	0,18
167. Figitidae sp4	-	-	-	14	0,04	0,29
168. Figitidae sp5	-	-	-	5	0,01	0,10
169. Figitidae sp6	-	-	-	6	0,02	0,12
170. Figitidae sp7	-	-	-	2	0,01	0,04
171. Figitidae sp8	-	-	-	23	0,06	0,47
172. Figitidae sp9	-	-	-	6	0,02	0,12
173. Figitidae sp10	-	-	-	4	0,01	0,08
174. Figitidae sp11	-	-	-	5	0,01	0,10
175. Figitidae sp12	-	-	-	7	0,02	0,14
176. Figitidae sp13	-	-	-	2	0,01	0,04
177. Figitidae sp14	-	-	-	1	-	0,02
178. Figitidae sp15	-	-	-	9	0,02	0,18
179. Figitidae sp16	-	-	-	1	-	0,02
180. Figitidae sp17	-	-	-	9	0,02	0,18
181. Figitidae sp18	-	-	-	3	0,01	0,06
182. Figitidae sp19	-	-	-	3	0,01	0,06
183. Figitidae sp20	-	-	-	1	-	0,02
184. <i>Hoplomutilla</i> sp.	-	-	-	2	0,01	0,04
185. Ichneumonidae sp1	2	0,01	0,01	2	0,01	0,04
186. Ichneumonidae sp2	1	-	0,01	-	-	-
187. Ichneumonidae sp3	5	0,01	0,03	-	-	-
188. Ichneumonidae sp4	-	-	-	1	-	0,02
189. Ichneumonidae sp5	-	-	-	3	0,01	0,06
190. Ichneumonidae sp6	-	-	-	3	0,01	0,06
191. Ichneumonidae sp7	-	-	-	4	0,01	0,08
192. Ichneumonidae sp8	-	-	-	1	-	0,02
193. Megaspilidae sp1	-	-	-	1	-	0,02
194. Microgastrinae sp1	-	-	-	11	0,03	0,22
195. Microgastrinae sp2	-	-	-	1	-	0,02
196. Mymaridae sp1	1	-	0,01	2	0,01	0,04
197. Mymaridae sp3	-	-	-	3	0,01	0,06
198. Mymaridae sp4	-	-	-	7	0,02	0,14
199. Mymaridae sp5	-	-	-	2	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
200. Mymaridae sp6	-	-	-	1	-	0,02
201. Mymaridae sp7	-	-	-	3	0,01	0,06
202. Mymaridae sp8	-	-	-	1	-	0,02
203. Opiinae sp1	1	-	0,01	51	0,13	1,04
204. <i>Pepsis ruficornis</i>	-	-	-	1	-	0,02
205. Platygastriidae sp1	5	0,01	0,03	-	-	-
206. Platygastriidae sp2	2	0,01	0,01	-	-	-
207. Platygastriidae sp3	1	-	0,01	-	-	-
208. Platygastriidae sp4	-	-	-	1	-	0,02
209. Platygastriidae sp5	-	-	-	1	-	0,02
210. Platygastriidae sp6	-	-	-	1	-	0,02
211. Platygastriidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
212. Platygastriidae sp8	-	-	-	2	0,01	0,04
213. Pompilidae sp1	1	-	0,01	8	0,02	0,16
214. Proctotrupidae sp1	-	-	-	3	0,01	0,06
215. Pteromalidae sp1	1	-	0,01	-	-	-
216. Pteromalidae sp2	1	-	0,01	2	0,01	0,04
217. Pteromalidae sp3	-	-	-	1	-	0,02
218. Pteromalidae sp4	-	-	-	1	-	0,02
219. Pteromalidae sp5	-	-	-	1	-	0,02
220. Pteromalidae sp6	-	-	-	1	-	0,02
221. Pteromalidae sp7	-	-	-	1	-	0,02
222. Scelioninae sp1	1	-	0,01	-	-	-
223. Scelioninae sp2	6	0,02	0,03	2	0,01	0,04
224. Scelioninae sp3	32	0,08	0,18	79	0,21	1,61
225. Scelioninae sp4	2	0,01	0,01	-	-	-
226. Scelioninae sp5	3	0,01	0,02	-	-	-
227. Scelioninae sp6	1	-	0,01	-	-	-
228. Scelioninae sp7	2	0,01	0,01	1	-	0,02
229. Scelioninae sp8	1	-	0,01	1	-	0,02
230. Scelioninae sp9	2	0,01	0,01	1	-	0,02
231. Scelioninae sp10	1	-	0,01	-	-	-
232. Scelioninae sp11	1	-	0,01	-	-	-
233. Scelioninae sp12	2	0,01	0,01	1	-	0,02
234. Scelioninae sp13	-	-	-	2	0,01	0,04
235. Scelioninae sp14	-	-	-	2	0,01	0,04
236. Scelioninae sp15	-	-	-	10	0,03	0,20
237. Scelioninae sp16	-	-	-	1	-	0,02
238. Scelioninae sp17	-	-	-	1	-	0,02
239. Scelioninae sp18	-	-	-	2	0,01	0,04
240. Scelioninae sp19	-	-	-	2	0,01	0,04
241. Scelioninae sp20	-	-	-	1	-	0,02

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
242. Scelioninae sp21	-	-	-	5	0,01	0,10
243. Scelioninae sp22	-	-	-	4	0,01	0,08
244. Scelioninae sp23	-	-	-	1	-	0,02
245. Scelioninae sp24	-	-	-	2	0,01	0,04
246. Scelioninae sp25	-	-	-	1	-	0,02
247. Scelioninae sp26	-	-	-	1	-	0,02
248. Scelioninae sp27	-	-	-	1	-	0,02
249. Scelioninae sp28	-	-	-	1	-	0,02
250. Scelioninae sp29	-	-	-	1	-	0,02
251. Tachinidae sp1	-	-	-	4	0,01	0,08
Subtotal	123	0,32	0,70	577	1,50	11,78
Polinizador (S = 7)						
252. <i>Apis mellifera</i>	4	0,01	0,02	-	-	-
253. <i>Melipona quadrifasciata</i>	2	0,01	0,01	1	-	0,02
254. <i>Paratrigona subnuda</i>	-	-	-	4	0,01	0,08
255. <i>Plebeia droryana</i>	-	-	-	3	0,01	0,06
256. <i>Schwarziana quadripunctata</i>	-	-	-	1	-	0,02
257. <i>Tetragonisca angustula</i>	-	-	-	1	-	0,02
258. <i>Trigona spinipes</i>	2	0,01	0,01	2	0,01	0,04
Subtotal	8	0,03	0,04	12	0,03	0,24
Predador (S = 49)						
259. Araneae	417	1,09	2,37	44	0,11	0,90
260. Asilidae sp1	-	-	-	4	0,01	0,08
261. Carabidae sp1	2	0,01	0,01	1	-	0,02
262. Carabidae sp2	1	-	0,01	-	-	-
263. Carabidae sp3	4	0,01	0,02	-	-	-
264. Carabidae sp4	1	-	0,01	-	-	-
265. Carabidae sp5	3	0,01	0,02	-	-	-
266. Carabidae sp6	1	-	0,01	1	-	0,02
267. Carabidae sp7	4	0,01	0,02	4	0,01	0,08
268. Carabidae sp8	1	-	0,01	-	-	-
269. Carabidae sp10	-	-	-	1	-	0,02
270. Cicindelinae sp2	2	0,01	0,01	4	0,01	0,08
271. Coccinellidae larva	1	-	0,01	4	0,01	0,08
272. <i>Coleomegilla maculata</i>	-	-	-	1	-	0,02
273. <i>Condylostylus</i> sp.	19	0,05	0,11	242	0,63	4,94
274. <i>Cycloneda sanguinea</i>	2	0,01	0,01	1	-	0,02
275. Dytiscidae sp1	13	0,03	0,07	1	-	0,02
276. <i>Doru luteipes</i>	4	0,01	0,02	1	-	0,02
277. <i>Eriopis connexa</i>	2	0,01	0,01	-	-	-
278. <i>Formica rufa</i>	3	0,01	0,02	-	-	-
279. <i>Hemerobius</i> sp.	-	-	-	3	0,01	0,06

Táxons/Grupo Funcional	Solo Pastagem			Solo Adubos verdes		
	X	M	%	X	M	%
280. <i>Hyaliodoris insignis</i>	-	-	-	1	-	0,02
281. <i>Megacephala carolina</i>	1	-	0,01	189	0,49	3,86
282. <i>Nabis</i> sp.	-	-	-	4	0,01	0,08
283. <i>Nerthra terrestris</i>	9	0,02	0,05	2	0,01	0,04
284. Neuroptera larva	3	0,01	0,02	17	0,04	0,35
285. <i>Polybia fastidiosuscula</i>	1	-	0,01	-	-	-
286. <i>Protopolybia sedula</i>	1	-	0,01	-	-	-
287. <i>Pseudodorus clavatus</i>	1	-	0,01	-	-	-
288. Reduviidae sp1	3	0,01	0,02	-	-	-
289. Reduviidae sp2	2	0,01	0,01	-	-	-
290. <i>Solenopsis saevissima</i>	1308	3,41	7,44	3	0,01	0,06
291. Sphecidae sp2	-	-	-	1	-	0,02
292. <i>Sphex</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
293. Staphylinidae sp1	100	0,26	0,57	9	0,02	0,18
294. Staphylinidae sp2	2	0,01	0,01	-	-	-
295. Staphylinidae sp3	2	0,01	0,01	1	-	0,02
296. Staphylinidae sp4	-	-	-	2	0,01	0,04
297. Staphylinidae sp5	-	-	-	3	0,01	0,06
298. Staphylinidae sp6	-	-	-	101	0,26	2,06
299. Staphylinidae sp7	-	-	-	18	0,05	0,37
300. Staphylinidae sp8	-	-	-	1	-	0,02
301. <i>Stenopoda</i> sp.	1	-	0,01	-	-	-
302. <i>Toxomerus floralis</i>	-	-	-	4	0,01	0,08
303. <i>Toxomerus laenas</i>	-	-	-	4	0,01	0,08
304. <i>Toxomerus musicus</i>	-	-	-	3	0,01	0,06
305. <i>Toxomerus papaveri</i>	-	-	-	1	-	0,02
306. <i>Toxomerus politus</i>	-	-	-	9	0,02	0,18
307. <i>Toxomerus purus</i>	-	-	-	2	0,01	0,04
Subtotal	1915	4,98	10,89	687	1,79	14,02
Abundância	17590	45,81	100,00	4900	12,76	100,00
Riqueza (S)		142			222	
Bootstrap		168,40			263,80	
Shannon (H')		1,051			2,305	

Fonte: Do autor (2023).

Constatou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Mann-Whitney nos valores de abundância, riqueza e diversidade de artrópodes coletados no solo cultivado com pastagem e no solo cultivado com adubos verdes (TABELA 3). Maiores médias de abundância e riqueza de artrópodes por *pitfall* foram coletados em solo coberto por pastagem, ao passo que maior diversidade foi observada em solo cultivado com adubos verdes (TABELA 3).

Tabela 3 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância e riqueza, e valores de Shannon (H') dos artrópodes coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo coberto com pastagem e em solo coberto por adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Abundância $p < 0,0001$	Riqueza $p < 0,0001$	Shannon (H') $p < 0,0001$
Solo Pastagem	45,81 $\pm$ 1,16	6,29 $\pm$ 0,10	1,051
Solo Adubos verdes	12,76 $\pm$ 0,39	5,27 $\pm$ 0,19	2,303

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

No que tange a estratégia ecológica, houve diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Mann-Whitney para os valores de abundância de parasitoides, predadores e detritívoros amostrados em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes, observando-se maior média de parasitoide/*pitfall* em solo coberto por adubos verdes, enquanto maiores médias de abundância de predador e detritívoro/*pitfall* foram encontradas em solo coberto por pastagem (TABELA 4).

Para fitófagos, houve diferença significativa ($p < 0,0001$) entre as médias de indivíduos capturados/*pitfall* em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes (TABELA 4).

Tabela 4 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância de parasitoides, predadores, fitófagos e detritívoros coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo coberto com pastagem e em solo coberto com adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago* $p < 0,0001$	Detritívoro $p < 0,0001$
Solo Adubos verdes	1,50 $\pm$ 0,13	1,79 $\pm$ 0,07	1,72 $\pm$ 0,08	0,30 $\pm$ 0,04
Solo Pastagem	0,32 $\pm$ 0,03	4,98 $\pm$ 0,18	2,86 $\pm$ 0,09	0,84 $\pm$ 0,06

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

*Significativo pelo teste de Fisher a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Ao analisar a riqueza dentro das estratégias ecológicas (TABELA 5), constatou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) para os valores de parasitoide e detritívoro (Teste de Mann-Whitney), e para as médias de predadores e fitófagos (Teste de Fisher) amostrados em solo cultivado com pastagem e em solo cultivado com adubos verdes. Maiores médias de riqueza/*pitfall* de predadores, fitófagos e detritívoros foram obtidas em solo cultivado com pastagem, ao passo que maior média de riqueza de parasitoide/*pitfall* foi observada em solo coberto por adubos verdes (TABELA 5).

Tabela 5 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da riqueza de parasitoides, predadores, fitófagos e detritívoros coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo coberto com pastagem e em solo coberto com adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador* $p < 0,0001$	Fitófago* $p < 0,0001$	Detritívoro $p < 0,0001$
Solo Adubos verdes	1,37 $\pm$ 0,12	1,35 $\pm$ 0,05	1,33 $\pm$ 0,06	0,22 $\pm$ 0,03
Solo Pastagem	0,30 $\pm$ 0,03	1,95 $\pm$ 0,05	2,16 $\pm$ 0,06	0,62 $\pm$ 0,04

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

*Significativo pelo teste de Fisher a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Na Tabela 6 há a análise estatística para a abundância de formigas *Camponotus rufipes* e *Solenopsis saevissima*, bem como para as aranhas coletadas em armadilhas do tipo *pitfall* em solo coberto por pastagem e em solo coberto por adubos verdes. Verificou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Mann-Whitney, observando maiores médias/armadilha de *C. rufipes*, *S. saevissima* e aranhas em solo cultivado com pastagem do que em solo cultivado com adubos verdes.

Tabela 6 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância de *Camponotus rufipes*, *Araneae* e *Solenopsis saevissima* coletadas em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo coberto por pastagem e em solo coberto por adubos verdes. Agosto de 2019 a maio de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	<i>Camponotus rufipes</i> $p < 0,0001$	<i>Araneae</i> $p < 0,0001$	<i>Solenopsis saevissima</i> $p < 0,0001$
Solo Pastagem	36,48 $\pm$ 1,13	1,09 $\pm$ 0,05	3,41 $\pm$ 0,15
Solo Adubos verdes	7,35 $\pm$ 0,30	0,11 $\pm$ 0,02	0,01 $\pm$ 0,00

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

4 DISCUSSÃO

Quanto à riqueza de artrópodes associada aos solos cultivados com pastagem e adubos verdes verificou-se por meio das curvas de riqueza acumulada que a suficiência amostral das armadilhas *pitfalls* foi satisfatória, já que se obteve uma suficiência amostral superior a 80% em todos os casos (FIGURA 2).

Observou-se que o solo cultivado com pastagem acumulou mais indivíduos (17.590), que o solo cultivado com adubos verdes (4.900) (FIGURA 3). Em linhas gerais, nota-se que as curvas referentes às amostragens em solo coberto por pastagem e em solo coberto por adubos verdes apresentaram uma tendência linear indicando que o acúmulo de indivíduos foi gradual ao longo das 12 semanas de coletas.

Forstall-Sosa et al. (2021) ao amostrarem macroartrópodes do solo em espécies vegetais utilizadas como adubação verde no semiárido brasileiro encontraram valores mais baixos de riqueza, diversidade e dominância em solo cultivado com *Brachiaria decumbens* Stapf e *Pennisetum glaucum* (L.) R.Br., tanto nas estações secas quanto nas chuvosas, em comparação com o solo cultivado com plantas leguminosas, *Canavalia ensiformis* (L.) DC., *Crotalaria juncea* L., *Crotalaria ochroleuca* G. Don, *Crotalaria spectabilis* Röth, *Lablab purpureus* (L.) Sweet, *Mucuna pruriens* (L.) DC., *Neonotonia wighti* (Graham ex Wight & Arn.) J.A. Lackey e *Stizolobium aterrimum* Piper & Tracy.

A maior diversidade de artrópodes associada ao solo cultivado com adubos verdes em relação ao solo cultivado com pastagem pode estar relacionada a maior quantidade de recursos florais fornecidos pelas plantas de crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza em comparação com a braquiária. Bennett e Gratton (2013) afirmam que a diversidade de plantas tem impacto positivo na riqueza de artrópodes, mas não na abundância. Segundo os autores a mistura de espécies de plantas atraem uma comunidade de artrópodes distinta em comparação com as monoculturas. Campbell et al. (2019) comprovou que o plantio de flores silvestres pode ser uma ferramenta de manejo bem-sucedida para abrigar maior diversidade de artrópodes.

Certos grupos de artrópodes do solo são mais responsivos e afetados negativamente pela mudança nos padrões de uso da terra (BIRKHOFER et al., 2015; BIRKHOFER et al., 2017; MENTA et al., 2020).

Em estudo conduzido por Adams III et al. (2017) os sistemas de plantio direto orgânico e plantio convencional comportaram menores abundâncias de Acari, Collembola e Hymenoptera, bem como Araneae, Orthoptera e Hemiptera em comparação com os sistemas convencionais de rotação longa e plantio direto convencional. De acordo com os autores,

mudanças na diversidade de artrópodes podem ser explicadas por práticas de manejo, como por exemplo, a eliminação de plantas espontâneas, a qual atua como fonte de perturbação e redução de refúgios de artrópodes.

Lichtenberg et al. (2021) ao investigarem se práticas de preparo do solo em cultivo de canola alteram a biodiversidade dos artrópodes, relatam que os efeitos da diversificação agrícola na abundância e diversidade de artrópodes variam entre os grupos funcionais. Os polinizadores respondem à diversificação do solo na fazenda, beneficiando-se do cultivo médio, ao passo que predadores e herbívoros respondem mais fortemente à composição de habitat em escala de paisagem e são mais abundantes em paisagens com mais habitat seminatural.

Araújo et al. (2018) também constataram que a abundância e a diversidade dos artrópodes de solo em cultivo de fruteiras (mangueiras, goiabeiras e coqueiros), variam em função dos manejos e com o período sazonal da região. Os grupos Acari, Collembola e Formicidae foram os mais abundantes nas áreas amostradas.

Silva e Carvalho (2000) ao avaliarem a presença de insetos ativos na camada epiedáfica do solo durante o desenvolvimento fenológico da cultura do milho em sistema plantio direto constataram que *G. assimilis* é predominante em armadilhas *pitfalls* (16,93%). Soria (2009) verificou que *G. assimilis* foi a espécie praga mais abundante no solo antes da semeadura da soja. Estes resultados assemelham-se aos achados do presente trabalho nos quais *G. assimilis* foi o fitófago mais abundante em solos cultivados com pastagem e adubos verdes, 393 e 266 indivíduos, respectivamente (TABELA 2).

Embora o gênero *Conocephalus* e a espécie *C. saltator* sejam preferencialmente relatados como fitófagos (GUILLET et al., 2000; YOUNG et al., 2010; ANTEPARRA et al., 2018), há registros destes indivíduos predando adultos de Sciomyzidae e ovos do percevejo do arroz, *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (MELO, 1981; NICHOLLS, 2008; ACOSTA et al., 2017).

A espécie *P. flavicosta* (Stal, 1862) além de danificar diretamente às plantas por meio da sucção de seiva também pode ser vetora de fitoplasma para plantas de brócolis (ECKSTEIN et al., 2014). Marques et al. (2012) observaram *P. flavicosta* dentre as cigarrinhas mais abundantes e frequentes em plantas espontâneas, principalmente em apaga fogo (*Alternanthera tenella* Colla), nas entrelinhas de cultivo de citros. Pérez-Mejía et al. (2020), por sua vez, relatam *P. flavicosta* dentre os cicadelídeos mais abundantes associados ao cultivo de mirtilo (*Vaccinium myrtillus* L.) no México, observando maior abundância deste fitófago durante os períodos de floração e frutificação.

Em valores absolutos observou-se que a abundância de parasitoides epiedáficos do solo cultivado com adubos verdes foi aproximadamente 4,69 vezes maior que a abundância de parasitoides epiedáficos do solo cultivado com pastagem. Dentre os parasitoides associados a artropodofauna do solo coberto com adubos verdes Scelioninae sp3, Opiinae sp1, Diapriidae sp7 e Figitidae sp8 foram as mais abundantes, ao passo que Scelioninae sp3 foi a morfoespécie mais frequente na artropodofauna do solo cultivado com pastagem.

Os parasitoides da subfamília Scelioninae (Hymenoptera: Platygasteridae) geralmente contemplam parasitoides de ovos de aranhas e insetos das famílias Coreidae, Pentatomidae, Scutelleridae, Lygaeidae, Reduviidae e Phymatidae (ORR, 1988; PETER & RAJMOHANA 2014; BALUSU et al., 2019; PERIOTO; LARA; CRUZ, 2019; TAGUTI et al., 2019; BERTELOOT et al., 2021). Estes indivíduos apresentam características consideradas desejáveis em um inimigo natural como altas taxas reprodutivas e capacidade de busca, sincronia com as populações hospedeiras, responsividade positiva à densidade do hospedeiro, além de dietas adultas simples o que os torna fáceis de serem criados massalmente (ORR, 1988). Algumas espécies como *Trissolcus basalis* (Wollaston, 1858), *Telenomus podisi* Ashmead, 1893 e *Telenomus remus* (Nixon, 1937), vem sendo testadas quanto a suas estratégias de liberação e utilizadas no controle biológico aumentativo para o controle de percevejos e lepidópteros em cultivos de soja, milho e tomate (CORRÊA-FERREIRA; MOSCARDI, 1996; JUSTO JR et al., 1997; CANTON-RAMOS et al., 2010; BUENO et al., 2020; COLMENAREZ et al., 2022; WEBER et al., 2022).

Alguns diaprídeos como *Coptera haywardi* Loiácono, 2003 estão associados ao controle biológico de moscas-das-frutas, *Anastrepha* spp. (GUILLÉN et al., 2002; NÚÑEZ-CAMPERO; OVRUSKI; ALUJA, 2012), enquanto outros como *Trichopria drosophilae* (Perkins, 1910) exercem a regulação populacional de drosófilas, *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830, *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) e *Drosophila immigrans* Sturtevant, 1921 (STACCONI et al., 2018; GONZALEZ-CABRERA et al., 2019; COLOMBARI et al., 2020; ESTEBAN-SANTIAGO et al., 2021). A família Figitidae também contempla parasitoides de drosófilas e moscas-das-frutas (ZUCCHI, 2003; GUIMARÃES; ZUCCHI, 2004; DE PEDRO et al., 2018; GIROD et al., 2018; SEEHAUSEN et al., 2020; DE SOUSA et al., 2021; RECHE et al., 2021; GALLARDO et al., 2022). Assim como as famílias Diapriidae e Figitidae, a subfamília Opiinae está atrelada ao controle biológico de moscas-das-frutas (GARCIA; RICALDE, 2012; MURILLO et al., 2016; MEIRELLES et al., 2016; MARINHO; COSTA; ZUCCHI, 2018).

Maiores valores de abundância e riqueza de parasitoides associados a artropodofauna epiedáfica do solo cultivado com adubos verdes possivelmente está atrelado com a quantidade e qualidade de recursos florais produzidos por crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza em relação a plantas de braquiária. Pólen e néctar são preciosos para os parasitoides e podem aumentar a longevidade, a fecundidade, a sobrevivência, a carga de ovos produzidos e a taxa de parasitismo dos mesmos tanto em condições de laboratório como em campos de cultivo (ENGLISH-LOEB et al., 2003; WRATTEN et al., 2003; BERNDT; WRATTEN, 2005; WILSON et al., 2017; ARNÓ; OVEJA; GABARRA, 2018; HERZ; DINGELDEY; ENGLERT, 2021).

Em adição, aumentar a diversidade de espécies que produzem flores em plantas de cobertura do solo a serem semeadas nos cultivos pode melhorar o controle biológico conservativo de parasitoides e complementar os programas de manejo integrado de pragas, já que fornece mais recursos alimentares, hospedeiros alternativos e refúgio climático a esses agentes de controle biológico (DAMIEN et al., 2017).

A espécie *S. saevissima* pode contribuir com o controle biológico conservativo da broca-da-cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Crambidae), e da mosca-das-frutas, *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Tephritidae), em pomares de pessegueiro (ROSSI; FOWLER, 2004; DE OLIVEIRA et al., 2012; ABEIJON et al., 2019). Azevedo Filho, Neto e Morais (2022) constataram que *S. saevissima* foi a formiga mais abundante em solo sob vegetação herbácea no município de Caucaia, Ceará, Brasil.

As aranhas representam predadores generalistas eficientes e abundantes em diferentes cultivos (BAO et al., 2018; MICHALKO; PEKÁR; ENTLING., 2019; GARCÍA et al., 2021). O aumento da heterogeneidade dos agroecossistemas via manejo do habitat normalmente incrementa o recrutamento de aranhas e melhora o controle de pragas por estes inimigos naturais (AMARAL et al., 2016; BAO et al., 2018). Todavia, no presente trabalho, o cultivo de adubos verdes reduziu drasticamente a abundância de aranhas da comunidade de artrópodes epiedáfica associada ao solo (0,11/*pitfall*) em relação ao cultivo de pastagem (1,09/*pitfall*).

O gênero *Condylostylus* (Diptera: Dolichopodidae) abarca predadores generalistas de pulgões, tripes, moscas-brancas, ácaros, cochonilhas e pequenos lepidópteros (BORTOLOTO; MENEZES JR; HOSHINO, 2016; SUJII et al., 2022). De acordo com Harterreiten-Souza et al. (2021) este inimigo natural prefere habitats agrícolas abertos (culturas e área de pousio) a agrofloresta e fragmentos florestais, provavelmente porque os mesmos propiciam mais oportunidades de forrageamento de presas, resultando em maiores densidades populacionais. Entretanto, as agroflorestas e florestas atuam como locais de reprodução e abrigo

a estes agentes de controle biológico quando as condições abióticas se tornam mais restritivas durante a estação seca (HARTERREITEN-SOUZA et al., 2021).

Na presente pesquisa, *Condylostylus* sp. foi mais abundante no solo cultivado com adubos verdes em relação ao solo cultivado com pastagem sugerindo que os recursos fornecidos por fabáceas, como presas, abrigo e pólen, incrementam a densidade populacional destes agentes de controle biológico. Segundo Bortolotto et al. (2021) a semeadura de trigo mourisco (Polygonaceae) e feijão caupi (Fabaceae) são opções para aumentar a abundância do predador *Condylostylus erectus* Becker, 1922 nos agroecossistemas.

O carabídeo *M. carolina* é generalista e pode ser um potencial predador de cigarrinhas adultas, *Prosapia bicincta* (Say, 1830) (Hemiptera: Cercopidae), e da lagarta-do-cartucho *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) (NACHAPPA et al., 2006a; NACHAPPA et al., 2006b). Shrestha e Parajulee (2010) afirmam que as práticas de manejo interferem significativamente na abundância de *M. carolina* em cultivos de algodão. Os autores observaram maior abundância deste entomófago em algodão plantado tardiamente em comparação com o algodão plantado normal, provavelmente porque o cultivo precoce realizado em parcelas de cultivo normal pode ter destruído fisicamente um grande número de juvenis de *M. carolina*, além de expô-los à luz solar direta prejudicial, o que pode ter reduzido a população geral nessas parcelas.

No presente trabalho, a abundância de *M. carolina* foi maior no solo cultivado com adubos verdes (189 indivíduos) do que no solo cultivado com pastagem (1 indivíduo) sugerindo que a diversificação do agroecossistema pode favorecer a ocorrência deste predador em relação ao monocultivo (TABELA 2). Pesquisas atestam que o semeio de misturas de plantas de cobertura do solo nas entrelinhas, em faixas adjacentes ou na região central de cultivos propiciam benefícios a predadores carabídeos (CARMONA; LANDIS, 1999; CARABAJAL-CAPITÁN, KNISS; JABBOUR, 2021; PORTER et al., 2022).

A família Staphylinidae contempla predadores generalistas de importantes pragas agrícolas, como pulgões, ácaros e *fungus gnats*, *Bradysia* spp. (BRUNKE et al., 2009; BALOG; MEHRPARVAR; WEISSER, 2013; ECHEGARAY; CLOYD; NECHOLS, 2015; JAŁOSZYŃSKI; OLSZANOWSKI, 2016; HERRICK; CLOYD, 2018).

Os sistemas de cultivo conservacionistas conjuntamente com maiores reduções das práticas antrópicas proporcionam melhores condições para a fauna do solo (MENTA et al., 2020). Nessa ótica, o tipo de sistema de cultivo, convencional ou plantio direto, pode influenciar a diversidade de espécies de Carabidae e Staphylinidae, ademais, em plantios de milho e soja em sistemas convencionais, os carabídeos preferem se hospedar em fragmento florestal

(MARTINS et al., 2012). A morfoespécie Staphylinidae sp1 foi mais abundante em solo cultivado com pastagem, enquanto a morfoespécie Staphylinidae sp6 somente ocorreu em solo cultivado com adubos verdes (TABELA 2), sugerindo que a preferência por habitat pode variar dentro da família, ou seja, de acordo com a predileção das espécies (CIVIDANES et al., 2010; IRMLER, 2012).

Não obstante, as comunidades de inimigos naturais podem ser aprimoradas pela incorporação de espécies de plantas que produzem flores as quais variam em sua capacidade de fornecer néctar adequado, bem como atrair e hospedar presas alternativas (ZYTYSKA et al., 2021).

A comunidade de Coleoptera associada à artropodofauna epiedáfica do solo responde às mudanças ambientais sendo influenciada pela intensidade do uso da terra (BERNARDES et al., 2020). Neste sentido, a cobertura vegetal pode interferir na distribuição da comunidade de Scarabaeinae (DE ALMEIDA; LOUZADA, 2009). Desta forma, Silva et al. (2014) atestam que a retirada da floresta e introdução de pastagem ocasionam redução na riqueza e modificação na composição de espécies de Scarabaeinae associados à artropodofauna do solo. Os autores observaram que a floresta, além de suportar maior riqueza de besouros rola-bosta, abriga maior quantidade de espécies generalistas, enquanto as pastagens apresentam mais espécies coprófagas o que demonstra uma modificação na guilda alimentar causado pela substituição da floresta por pastagem. Silva et al. (2014) também coletaram espécies de *Phanaeus*, contudo, as mesmas ocorreram em floresta. Em contrapartida, Puker, Correa e Korasaki (2014) coletaram espécies de *Phanaeus* em braquiária (*Brachiaria* spp.) assim como no presente trabalho, porém, maiores abundâncias foram obtidas em solo sob vegetação nativa do Cerrado.

Para Vilardo et al. (2018) existe forte ligação entre a comunidade de plantas e a composição de artrópodes do solo. Ao compararem a composição da comunidade de artrópodes do solo em remanescentes de pastagens nativas e campos de agricultura abandonados, os autores também coletaram Blattaria dentre os táxons de macrofauna mais abundantes, contudo, o mesmo esteve presente exclusivamente em campos de agricultura abandonados.

A maior abundância do gênero *Sarcophaga* e da morfoespécie Sepsidae sp1 em solos cultivados com adubos verdes pode estar relacionado a presença de restos vegetais em decomposição, uma vez que folhas e flores destas plantas caíam e permaneciam sobre a superfície do solo formando camada de serrapilheira. Adultos destes indivíduos geralmente se alimentam de fezes, animais mortos e sucos de frutas, e podem ovipositar em matéria orgânica (BÄNZIGER; PAPE, 2004; REZENDE et al., 2019).

C. rufipes, *S. saevissima* e Araneae foram significativamente mais abundantes em solo cultivado com pastagem do que no solo cultivado com adubos verdes (TABELA 6). Este resultado sugere que as práticas de manejo e a sucessão de culturas afetam a artropodofauna epiedáfica do solo, sobretudo formigas e aranhas. Segundo Menta et al. (2020) os grupos de artrópodes respondem às práticas de manejo do solo de forma diferente, o que destaca a sua sensibilidade ao manejo agrícola. Por sua vez, Forstall-Sosa et al. (2021) também confirmam que a prática da adubação verde e a sazonalidade alteram a comunidade de artrópodes do solo, a estrutura trófica e os processos ecológicos em condições semiáridas, de forma que a abundância de predadores, decompositores e herbívoros é promovida por espécies vegetais da família Fabaceae como *Canavalia ensiformis*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria ochroleuca*, *Crotalaria spectabilis*, *Lablab purpureus*, *Mucuna pruriens*, *Neonotonia wighti* e *Stizolobium aterrimum*.

Durante o levantamento populacional da artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com pastagem observou-se a presença de ninhos de *Camponotus rufipes*. Esta formiga é muito abundante no Brasil e constroi ninhos com material vegetal morto disposto ou não em torno de bases arbustivas (RONQUE; FOURCASSIÉ; OLIVEIRA, 2018). Para o semeio dos adubos verdes realizou-se aração, gradagem e queima de restos vegetais. Logo, essas práticas contribuíram diretamente para a redução populacional destes indivíduos, conforme evidencia a análise estatística para a abundância de *C. rufipes* em solo cultivado com pastagem e solo cultivado com adubos verdes (TABELA 6).

No que lhes concierne, Folgarait e Gorosito (2001) afirmam que atividades agrícolas favorecem a explosão demográfica de *Camponotus punctulatus* Mayr, 1868. Os autores amostraram maior abundância desta formiga em *pitfalls* instalados em pastagens semeadas de *Brachiaria decumbens* e *Setaria sphacelata* (Schumach.) M.B. Moss ex Stapf & C.E. Hubb. em comparação a vegetação natural. No presente trabalho também coletou alta abundância de *Camponotus rufipes* em *pitfalls*, 36,48 indivíduos/armadilha, representando 79,64% da artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com *B. decumbens* (TABELA 1).

Folgarait et al. (2007) atestam que quanto maior a perturbação do solo produzida pela agricultura, maior a suscetibilidade à invasão por *C. punctulatus*. Os autores verificaram que ao longo de cinco anos de experimento, campos de arroz abandonados sustentam maiores densidades de colônias de *C. punctulatus* que pastagens semeadas, enquanto as pastagens naturais exibem menor densidade de colônias, sobrevivência e tamanho.

Todavia, o cultivo de adubos verdes reduziu significativamente a densidade populacional de *C. rufipes*. Dessa forma, o uso de leguminosas como plantas de cobertura do

solo, dentre elas crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza, podem ser recomendadas para cultivo visando a recuperação de áreas agrícolas intensamente perturbadas e desgastadas onde populações de formigas do gênero *Camponotus* estejam em desequilíbrio, já que este inseto pode ser um bioindicador de estresse do solo (KHAN, SINGH E RASTOGI; 2017).

Carvalho et al. (2021) verificaram que os sistemas de cultivos conservacionistas, como o agroecológico, tendem a abrigar maior riqueza e diversidade de assembleias de formigas. Os autores coletaram *C. rufipes* (6,9%) apenas em pessegueiro sob cultivo agroecológico em relação a pessegueiro sob cultivo convencional e vegetação nativa, ao passo que *S. saevissima* foi coletada em pessegueiro sob cultivo agroecológico (1,2%) e em pessegueiro sob sistema convencional (14,2%). No presente trabalho a abundância de *S. saevissima* foi 3,41/*pitfall* (7,44%) em solo cultivado com pastagem e 0,01/*pitfall* (0,06%) em solo cultivado com adubos verdes.

Apesar de algumas espécies serem reconhecidas como pragas, as formigas são ditas engenheiras do ecossistema devido a capacidade de afetar as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo (FROUZ; JILKOVÁ, 2008; GONÇALVES et al., 2021). Evans et al. (2011) mostraram através de um experimento de campo que formigas e cupins incrementam o rendimento do trigo em 36% ao aumentar o teor de nitrogênio e a infiltração de água no solo. Para os autores, formigas e cupins exercem funções semelhantes às minhocas e podem fornecer valiosos serviços ecossistêmicos para a agricultura em climas áridos.

As formigas do gênero *Camponotus* exercem funções primordiais para a manutenção e funcionamento dos ecossistemas. Segundo Kumari, Singh e Rastogi (2016) as atividades das colônias de *Camponotus compressus* (Fabricius, 1787) aumentam a concentração de nutrientes e a porosidade do solo, além de deslocar o pH para neutro. Khan, Singh e Rastogi (2017) atestam que *C. compressus* são bioindicadores e atuam na biorremediação de solos contaminados por metais pesados (Fe, Zn, Mn, Pb e Cu). A espécie *Camponotus japonicus* Mayr, 1866 pode aumentar a infiltração da água da chuva, reduzir a evaporação da água do solo e beneficiar a restauração geral da vegetação em terrenos agrícolas abandonados, bem como aumentar o teor de água do solo em áreas semiáridas (LI; SHAO; JIA, 2017; LI et al., 2019a). Contudo, embora os ninhos de formigas *C. japonicus* desempenham um papel positivo na conservação da água do solo devido aos seus grandes diâmetros de entrada e à rede contínua de macroporos, as atividades destes insetos escavadores podem agravar os processos erosivos (LI et al., 2019b).

Uma vez que as formigas são abundantes e presentes na maioria dos habitats e facilmente registradas, elas são os himenópteros mais utilizados como bioindicadores (MENTA; REMELLI, 2020). Assim, elas têm sido usadas no monitoramento ambiental (MAJER, 1983; CASIMIRO; SANSEVERO; QUEIROZ, 2019), de forma que mudanças em suas comunidades refletem mudanças ecológica profundas (ANDERSEN; MAJER, 2004).

Em suma, esta pesquisa científica evidencia que a mudança na cobertura do solo por meio da sucessão de culturas modifica a comunidade de artrópodes epiedáficos do solo.

5 CONCLUSÕES

A sucessão de cultura afeta significativamente a composição da artropodofauna epiedáfica associada ao solo.

A artropodofauna associada ao solo cultivado com pastagem é diferente da artropodofauna associada ao solo cultivado com adubos verdes.

O cultivo de adubos verdes impacta significativamente a ocorrência de formigas e aranhas no solo, reduzindo a abundância das mesmas.

REFERÊNCIAS

- ABEIJON, L. M. et al. Can ants contribute to the conservative biological control of the South American fruit fly?. **Bioscience Journal**, v. 35, n. 3, p. 941-948, 2019.
- ACOSTA, L. G. et al. Insect diversity in organic rice fields under two management systems of levees vegetation. **Brazilian Journal of Biology**, v. 77, p. 731-744, 2017.
- ADAMS III, P. R. et al. Soil and foliar arthropod abundance and diversity in five cropping systems in the coastal plains of North Carolina. **Environmental entomology**, v. 46, n. 4, p. 771-783, 2017.
- AMARAL, D. S. S. L. et al. Non-crop plant communities conserve spider populations in chili pepper agroecosystems. **Biological Control**, v. 103, p. 69-77, 2016.
- ANDERSEN, A. N.; MAJER, J. D. Ants show the way down under: invertebrates as bioindicators in land management. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v. 2, n. 6, p. 291-298, 2004.
- ANTEPARRA, M. et al. Algunos insectos fitófagos asociados el cultivo de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.) en el distrito de Chinchao, Huánuco. **RevIA**, v. 3, n. 1, 2018.
- ARAÚJO, J. L. et al. Changes in the abundance and diversity of soil arthropods in the cultivation of fruit crops. **Revista Ciência Agronômica**, v. 49, p. 537-546, 2018.
- ARNÓ, J.; OVEJA, M. F.; GABARRA, R. Selection of flowering plants to enhance the biological control of *Tuta absoluta* using parasitoids. **Biological Control**, v. 122, p. 41-50, 2018.
- ATTWOOD, S. J. et al. Do arthropod assemblages display globally consistent responses to intensified agricultural land use and management?. **Global Ecology and Biogeography**, v. 17, n. 5, p. 585-599, 2008.
- AZEVEDO FILHO, P. A.; NETO, J. D. S. S.; MORAIS, S. M. Diversidade de formigas (Hymenoptera: Formicidae) de solo nas vizinhanças do Parque Estadual Botânico do Ceará, Brasil. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 5, p. e51811528732-e51811528732, 2022.
- BALOG, A.; MEHRPARVAR, M.; WEISSER, W. W. Polyphagous predatory rove beetles (Coleoptera: Staphylinidae) induce winged morphs in the pea aphid *Acyrtosiphon pisum* (Hemiptera: Aphididae). **European Journal of Entomology**, v. 110, n. 1, 2013.
- BALUSU, R. R. et al. First record of *Trissolcus basalis* (Hymenoptera: Scelionidae) parasitizing *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) in the United States. **Biodiversity data journal**, v. 7, 2019.
- BÄNZIGER, H.; PAPE, T. Flowers, faeces and cadavers: natural feeding and laying habits of flesh flies in Thailand (Diptera: Sarcophagidae, *Sarcophaga* spp.). **Journal of Natural History**, v. 38, n. 13, p. 1677-1694, 2004.
- BAO, L. et al. Spider assemblages associated with different crop stages of irrigated rice agroecosystems from eastern Uruguay. **Biodiversity Data Journal**, n. 6, 2018.

- BARTOMEUS, I. et al. Contribution of insect pollinators to crop yield and quality varies with agricultural intensification. **PeerJ**, v. 2, p. e328, 2014.
- BENNETT, A. B.; GRATTON, C. Floral diversity increases beneficial arthropod richness and decreases variability in arthropod community composition. **Ecological Applications**, v. 23, n. 1, p. 86-95, 2013.
- BENTON, T. G. et al. Linking agricultural practice to insect and bird populations: a historical study over three decades. **Journal of applied ecology**, v. 39, n. 4, p. 673-687, 2002.
- BERNARDES, A. C. C. et al. Abundance and diversity of beetles (Insecta: Coleoptera) in land use and management systems. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 44, 2020.
- BERNDT, L. A.; WRATTEN, S. D. Effects of alyssum flowers on the longevity, fecundity, and sex ratio of the leafroller parasitoid *Dolichogenidea tasmanica*. **Biological Control**, v. 32, n. 1, p. 65-69, 2005.
- BERTELOOT, O. H. et al. First record in Belgium of *Trissolcus basalis* (Hymenoptera, Scelionidae), an egg parasitoid of economically important stink bugs (Hemiptera, Pentatomidae). **Belgian Journal of Zoology**, v. 151, p. 139-148, 2021.
- BIRKHOFER, K. et al. Land-use effects on the functional distinctness of arthropod communities. **Ecography**, v. 38, n. 9, p. 889-900, 2015.
- BIRKHOFER, K. et al. Land-use type and intensity differentially filter traits in above-and below-ground arthropod communities. **Journal of Animal Ecology**, v. 86, n. 3, p. 511-520, 2017.
- BORGES, Z. M.; COURI, M. S. Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species. **Zootaxa**, v. 2179, n. 1, p. 1-72-1-72, 2009.
- BORTOLOTO, O. C.; MENEZES JR, A. O.; HOSHINO, A. T. Abundância de inimigos naturais de pulgões do trigo em diferentes distâncias da borda da mata. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, p. 187-191, 2016.
- BORTOLOTO, O. C. et al. Dolichopodidae abundance in different cover crop species. **Ciência Rural**, v. 52, 2021.
- BOWERS, C. et al. Cover crops improve early season natural enemy recruitment and pest management in cotton production. **Biological Control**, v. 141, p. 104149, 2020.
- BRUNKE, A. J. et al. Generalist predators (Coleoptera: Carabidae, Staphylinidae) associated with millipede populations in sweet potato and carrot fields and implications for millipede management. **Environmental Entomology**, v. 38, n. 4, p. 1106-1116, 2009.
- BUENO, A. F. et al. Release of the egg parasitoid *Telenomus podisi* to manage the Neotropical Brown Stink Bug, *Euschistus heros*, in soybean production. **Crop Protection**, v. 137, p. 105310, 2020.
- BURKS, R.A. 2003. Key to the Nearctic genera of Eulophidae, subfamilies Entedoninae, Euderinae, and Eulophinae (Hymenoptera Chalcidoidea). **World Wide Web electronic publication**. Disponível em: <http://cache.ucr.edu/~heraty/Eulophidae/index.html>.

CAMPBELL, J. W. et al. Wildflower plantings harbor increased arthropod richness and abundance within agricultural areas in Florida (USA). **Ecosphere**, v. 10, n. 10, p. e02890, 2019.

CANTON-RAMOS, J. M. et al. Raising *Trissolcus basalis* for the biological control of *Nezara viridula* in greenhouses of Almeria (Spain). **African Journal of Agricultural Research**, v. 5, n. 23, p. 3207-3212, 2010.

CARABAJAL-CAPITÁN, S.; KNISS, A. R.; JABBOUR, R. Seed Predation of Interseeded Cover Crops and Resulting Impacts on Ground Beetles. **Environmental Entomology**, v. 50, n. 4, p. 832-841, 2021.

CARMONA, D. M.; LANDIS, D. A. Influence of refuge habitats and cover crops on seasonal activity-density of ground beetles (Coleoptera: Carabidae) in field crops. **Environmental Entomology**, v. 28, n. 6, p. 1145-1153, 1999.

CARVALHO, J. S. et al. What is the influence of agroecological and conventional crops under ant assemblages?. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 93, 2021.

CASIMIRO, M. S.; SANSEVERO, J. B. B; QUEIROZ, J. M. What can ants tell us about ecological restoration? A global meta-analysis. **Ecological Indicators**, v. 102, p. 593-598, 2019.

CIVIDANES, F. J. et al. Distribution and habitat preference of Carabidae and Staphylinidae (Coleoptera) in an orange orchard and a forest fragment. **Florida Entomologist**, v. 93, n. 3, p. 339-345, 2010.

CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian Journal of Ecology**, Inglaterra, v.18, p.117-143, 1993.

CLARKE, K. R., GORLEY, R. N., 2015. **PRIMER v7: User Manual/Tutorial**. PRIMER-E, Plymouth, 296pp.

COLMENAREZ, Y. C. et al. The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major benefits. **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 3, n. 1, p. 1-13, 2022.

COLOMBARI, F. et al. Performance of *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae), a generalist parasitoid of *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae), at low temperature. **Journal of Insect Science**, v. 20, n. 3, p. 9, 2020.

CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. Biological control of soybean stink bugs by inoculative releases of *Trissolcus basalis*. **Entomologia experimentalis et applicata**, v. 79, n. 1, p. 1-7, 1996.

COLWELL, R. K. **EstimateS**: statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. Storrs-Mansfield, 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/>>. Acesso em: 10 ago. 2022.

DAMIEN, M. et al. Flowering cover crops in winter increase pest control but not trophic link diversity. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 247, p. 418-425, 2017.

DE ALMEIDA, S. S. P; LOUZADA, J. N. C. Estrutura da comunidade de Scarabaeinae (Scarabaeidae: Coleoptera) em fitofisionomias do Cerrado e sua importância para a

conservação. **Neotropical entomology**, v. 38, p. 32-43, 2009.

DE OLIVEIRA, R. F. et al. Ant diversity (Hymenoptera: Formicidae) and predation by ants on the different stages of the sugarcane borer life cycle *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae). **European Journal of Entomology**, v. 109, n. 3, p. 381, 2012.

DE PEDRO, L. et al. Biology of *Aganaspis daci* (Hymenoptera: Figitidae), parasitoid of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae): Mode of reproduction, biological parameters and superparasitism. **Crop Protection**, v. 108, p. 54-61, 2018.

DE SOUZA, M. M.; ZANUNCIO, J. C. **Marimbondos: Vespas Sociais: Hymenoptera: Vespidae**. Editora UFV, 2020.

DE SOUSA, M. S. M. et al. Overview and Checklist of Parasitoids (Hymenoptera, Braconidae and Figitidae) of *Anastrepha* Fruit Flies (Diptera, Tephritidae) in the Brazilian Amazon. **Annual Research & Review in Biology**, p. 60-74, 2021.

DUAN, Y.; DIETRICH, C. H. A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes. **European Journal of Entomology**, v. 115, 2018.

DI RIENZO, J. et al. **Infostat**: software para análisis estadístico. 2018.

ECHEGARAY, E. A.; CLOYD, R. A.; NECHOLS, J. R. Rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) predation on *Bradysia* sp. nr. *coprophila* (Diptera: Sciaridae). **Journal of Entomological Science**, v. 50, n. 3, p. 225-237, 2015.

ECKSTEIN, B. et al. Identification of potential leafhoppers vectors of phytoplasmas (16SrIII group) associated with broccoli stunt disease in Brazil. **Australasian Plant Pathology**, v. 43, n. 4, p. 459-463, 2014.

ENGLISH-LOEB, G. et al. Influence of flowering cover crops on *Anagrus* parasitoids (Hymenoptera: Mymaridae) and *Erythroneura* leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) in New York vineyards. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 5, n. 2, p. 173-181, 2003.

ESTEBAN-SANTIAGO, J. M. et al. Demographic parameters of *Trichopria drosophilae* in three host species. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, n. 4, p. 330-337, 2021.

EVANS, T. A. et al. Ants and termites increase crop yield in a dry climate. **Nature communications**, v. 2, n. 1, p. 1-7, 2011.

FOLGARAIT, P. J.; GOROSITO, N. B. Invasion of *Camponotus punctulatus* ants in sown pastures: consequences for ant activity and diversity. **Ecología austral**, v. 11, n. 01, p. 049-057, 2001.

FOLGARAIT, P. J. et al. *Camponotus punctulatus* ant's demography: a temporal study across land-use types and spatial scales. **Insectes sociaux**, v. 54, n. 1, p. 42-52, 2007.

FORSTALL-SOSA, K. S. et al. Soil macroarthropod community and soil biological quality index in a green manure farming system of the Brazilian semi-arid. **Biologia**, v. 76, n. 3, p. 907-917, 2021.

FROUZ, J.; JILKOVÁ, V. The effect of ants on soil properties and processes (Hymenoptera: Formicidae). **Myrmecological News**, v. 11, n. 11, p. 191-199, 2008.

- GALLARDO, F. E. et al. First record and distribution of *Ganaspis brasiliensis* (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae), a parasitoid of *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Argentina. **Neotropical Entomology**, v. 51, n. 1, p. 164-169, 2022.
- GARCIA, F. R. M; RICALDE, M. P. Augmentative biological control using parasitoids for fruit fly management in Brazil. **Insects**, v. 4, n. 1, p. 55-70, 2012.
- GARCÍA, L. F. et al. Experimental assessment of trophic ecology in a generalist spider predator: Implications for biocontrol in Uruguayan crops. **Journal of Applied Entomology**, v. 145, n. 1-2, p. 82-91, 2021.
- GIROD, P. et al. The parasitoid complex of *D. suzukii* and other fruit feeding *Drosophila* species in Asia. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2018.
- GONÇALVES, F. et al. Soil Arthropods in the douro demarcated region vineyards: general characteristics and ecosystem services provided. **Sustainability**, v. 13, n. 14, p. 7837, 2021.
- GONZALEZ-CABRERA, J. et al. Single and combined release of *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae) to control *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Neotropical entomology**, v. 48, n. 6, p. 949-956, 2019.
- GOULET, H. HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world: an identification guide to families**. 1993.
- GRAZIA, J.; RAFAEL, J. A.; IDE, S. **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. Ribeirão Preto: Hollos editora, 720p, 2012.
- GUILLÉN, L. et al. Performance of two fruit fly (Diptera: Tephritidae) pupal parasitoids (*Coptera haywardi* [Hymenoptera: Diapriidae] and *Pachycrepoideus vindemiae* [Hymenoptera: Pteromalidae]) under different environmental soil conditions. **Biological Control**, v. 23, n. 3, p. 219-227, 2002.
- GUILLET, G. et al. Behavioral and biochemical adaptations of generalist and specialist herbivorous insects feeding on *Hypericum perforatum* (Guttiferae). **Environmental entomology**, v. 29, n. 2, p. 135-139, 2000.
- GUIMARÃES, J. A.; ZUCCHI, R. A. Parasitism behavior of three species of Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) fruit fly parasitoids (Diptera) in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 33, p. 217-224, 2004.
- HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, D. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, Espanha, v.4, n.1, 9pp, 2001.
- HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región Neotropical**. AmericanEntomological Institute, 2006.
- HARTERREITEN-SOUZA, E. S. et al. Spatiotemporal dynamics of active flying Diptera predators among different farmland habitats. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 23, n. 3, p. 334-341, 2021.
- HENDRICKX, F. et al. How landscape structure, land-use intensity and habitat diversity affect components of total arthropod diversity in agricultural landscapes. **Journal of Applied Ecology**, v. 44, n. 2, p. 340-351, 2007.

- HERRICK, N. J.; CLOYD, R. A. Effects of growing medium type and predator: prey ratio on rove beetle, *Dalotia coriaria* (Coleoptera: Staphylinidae), adult predation on fungus gnat, *Bradysia* sp. nr. *coprophila* (Diptera: Sciaridae), larvae. **HortScience**, v. 53, n. 10, p. 1441-1446, 2018.
- HERZ, A.; DINGELDEY, E.; ENGLERT, C. More Power with Flower for the Pupal Parasitoid *Trichopria drosophilae*: A Candidate for Biological Control of the Spotted Wing Drosophila. **Insects**, v. 12, n. 7, p. 628, 2021.
- IRMLER, U. Effects of habitat and human activities on species richness and assemblages of Staphylinidae (Coleoptera) in the Baltic Sea coast. **Psyche**, v. 2012, 2012.
- JĄŁOSZYŃSKI, P.; OLSZANOWSKI, Z. Feeding of two species of Scydmaeninae "hole scrapers", *Cephennium majus* and *C. ruthenum* (Coleoptera: Staphylinidae), on oribatid mites. **European Journal of Entomology**, v. 113, 2016.
- JUSTO JR, H. D. et al. Dispersal of the egg parasitoid *Trissolcus basalis* (Hymenoptera: Scelionidae) in tomato. **Journal of Agricultural Entomology**, v. 14, n. 2, p. 139-149, 1997.
- KHAN, S. R.; SINGH, S. K.; RASTOGI, N. Heavy metal accumulation and ecosystem engineering by two common mine site-nesting ant species: implications for pollution-level assessment and bioremediation of coal mine soil. **Environmental monitoring and assessment**, v. 189, n. 4, p. 1-19, 2017.
- KUMARI, S.; SINGH, H.; RASTOGI, N. Influence of the sugar-loving ant, *Camponotus compressus* (Fabricius, 1787) on soil physico-chemical characteristics. **Halteres**, v. 7, p. 163-174, 2016.
- LAMBSHEAD, P. J. D.; PLATT, H. M.; SHAW, K. M. Detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal Natural History**, London, v. 17, p. 859-874, 1983.
- LE FÉON, V. et al. Intensification of agriculture, landscape composition and wild bee communities: a large scale study in four European countries. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 137, n. 1-2, p. 143-150, 2010.
- LICHTENBERG, E. M. et al. Differential effects of soil-based agricultural diversification on arthropods and crop yield. **bioRxiv**, 2021.
- LI, T.; SHAO, M.; JIA, Y. Effects of activities of ants (*Camponotus japonicus*) on soil moisture cannot be neglected in the northern Loess Plateau. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 239, p. 182-187, 2017.
- LI, T. C. et al. Small-scale observation on the effects of burrowing activities of ants on soil hydraulic processes. **European Journal of Soil Science**, v. 70, n. 2, p. 236-244, 2019a.
- LI, T. C. et al. *Camponotus japonicus* burrowing activities exacerbate soil erosion on bare slopes. **Geoderma**, v. 348, p. 158-167, 2019b.
- MAJER, J. D. Ants: bio-indicators of minesite rehabilitation, land-use, and land conservation. **Environmental management**, v. 7, n. 4, p. 375-383, 1983.
- MARINHO, C. F.; COSTA, V. A.; ZUCCHI, R. A. Annotated checklist and illustrated key to braconid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae) of economically important fruit flies

(Diptera, Tephritidae) in Brazil. **Zootaxa**, v. 4527, n. 1, p. 21–36–21–36, 2018.

MARJA, R.; TSCHARNTKE, T.; BATÁRY, P. Increasing landscape complexity enhances species richness of farmland arthropods, agri-environment schemes also abundance – A meta-analysis. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 326, p. 107822, 2022.

MARQUES, R. N. et al. Weedy hosts and prevalence of potential leafhopper vectors (hemiptera: Cicadellidae) of a phytoplasma (16srix group) associated with huanglongbing symptoms in citrus groves. **Journal of Economic Entomology**, v. 105, n. 2, p. 329-337, 2012.

MARTINS, I. C. F. et al. Diversity and habitat preferences of Carabidae and Staphylinidae (Coleoptera) in two agroecosystems. **Bragantia**, v. 71, p. 471-480, 2012.

MEIRELLES, R. N. et al. Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead)(Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, 2016.

MELLO, D. A. Observações sobre *Conocephalus saltator* (Insecta-Orthoptera) predador natural de dípteros da família Sciomyzidae (Insecta-Diptera). **Revista de Patologia Tropical/Journal of Tropical Pathology**, v. 10, n. 2, 1981.

MÉNDEZ-ROJAS, D. M.; CULTID-MEDINA, C.; ESCOBAR, F. Influence of land use change on rove beetle diversity: a systematic review and global meta-analysis of a mega-diverse insect group. **Ecological Indicators**, v. 122, p. 107239, 2021.

MENTA, C. et al. Soil arthropod responses in agroecosystem: Implications of different management and cropping systems. **Agronomy**, v. 10, n. 7, p. 982, 2020.

MENTA, C.; REMELLI, S. Soil health and arthropods: From complex system to worthwhile investigation. **Insects**, v. 11, n. 1, p. 54, 2020.

MICHALKO, R.; PEKÁR, S.; ENTLING, M. H. An updated perspective on spiders as generalist predators in biological control. **Oecologia**, v. 189, n. 1, p. 21-36, 2019.

MURILLO, F. D. et al. First instar larvae morphology of Opiinae (Hymenoptera: Braconidae) parasitoids of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) fruit flies. Implications for interspecific competition. **Arthropod Structure & Development**, v. 45, n. 3, p. 294-300, 2016.

NACHAPPA, P. et al. Functional response of the tiger beetle *Megacephala carolina carolina* (Coleoptera: Carabidae) on twolined spittlebug (Hemiptera: Cercopidae) and fall armyworm (Lepidoptera: Noctuidae). **Journal of economic entomology**, v. 99, n. 5, p. 1583-1589, 2006a.

NACHAPPA, P. et al. Susceptibility of twolined spittlebug (Hemiptera: Cercopidae) life stages to entomophagous arthropods in turfgrass. **Journal of economic entomology**, v. 99, n. 5, p. 1711-1716, 2006.

NANNI, A. S. et al. How are arthropod communities structured in a modified wetland under different productive activities?. **Acta Oecologica**, v. 117, p. 103851, 2022.

NICHOLLS, C. I. **Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico**. Universidad de Antioquia, 2008.

- NÚÑEZ-CAMPERO, S. R.; OVRUSKI, S. M.; ALUJA, M. Survival analysis and demographic parameters of the pupal parasitoid *Coptera haywardi* (Hymenoptera: Diapriidae), reared on *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). **Biological Control**, v. 61, n. 1, p. 40-46, 2012.
- ORR, D. B. Scelionid wasps as biological control agents: a review. **Florida Entomologist**, p. 506-528, 1988.
- PÉREZ-MEJÍA, F. A. et al. Leafhoppers Associated with Blueberry in Jalisco, Mexico. **Southwestern entomologist**, 2020.
- PERFECTO, I. et al. Arthropod biodiversity loss and the transformation of a tropical agro-ecosystem. **Biodiversity & Conservation**, v. 6, n. 7, p. 935-945, 1997.
- PERIOTO, N. W.; LARA, R. I. R.; CRUZ, I. *Gryon vitripenne* Masner (Hymenoptera: Platygasteridae), new host-parasitoid association with *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Heteroptera: Coreidae) in corn crop and extension of geographic range. **Embrapa Milho e Sorgo-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2019.
- PETER, A.; RAJMOHANA, K. A new species of *Gryon* Haliday (Hymenoptera: Platygasteridae) from India. **Journal of Threatened Taxa**, v. 6, n. 14, p. 6711-6714, 2014.
- PORTER, L. et al. Effects of ground cover management, landscape elements and local conditions on carabid (Coleoptera: Carabidae) diversity and vine vitality in temperate vineyards. **Agronomy**, v. 12, n. 6, p. 1328, 2022.
- PUKER, A.; CORREA, C. M. A; KORASAKI, V. Deltachilini and Phanaeini dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) in introduced and native ecosystems of Brazil. **Journal of Natural History**, v. 48, n. 35-36, p. 2105-2116, 2014.
- RECHE, V. et al. A new species of *Dieucoila* (Hymenoptera: Figitidae) associated with *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Argentina. **Bulletin of Insectology**, v. 74, 2021.
- REZENDE, L. C. et al. Synanthropic diptera affecting layer poultry farms: a review. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 86, 2019.
- ROSSI, M. N.; FOWLER, H. G. Predaceous ant fauna in new sugarcane fields in the state of São Paulo, Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 47, p. 805-811, 2004.
- SEEHAUSEN, M. L. et al. Evidence for a cryptic parasitoid species reveals its suitability as a biological control agent. **Scientific reports**, v. 10, n. 1, p. 1-12, 2020.
- SHANNON, C.E. (1948) **A mathematical theory of communication**. Bell System Technical Journal, 1948, 379-423p.
- SHRESTHA, R. B.; PARAJULEE, M. N. Effect of tillage and planting date on seasonal abundance and diversity of predaceous ground beetles in cotton. **Journal of Insect Science**, v. 10, n. 1, p. 174, 2010.
- SILVA, R. A.; CARVALHO, G. S. Ocorrência de insetos na cultura do milho em sistema de plantio direto, coletados com armadilhas-de-solo. **Ciência Rural**, v. 30, p. 199-203, 2000.
- SILVA, R. J. et al. Rola-bostas (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) de florestas e

pastagens no sudoeste da Amazônia brasileira: Levantamento de espécies e guildas alimentares. **Acta amazônica**, v. 44, p. 345-352, 2014.

SIMONS, N. K. et al. Effects of land-use intensity on arthropod species abundance distributions in grasslands. **Journal of Animal Ecology**, v. 84, n. 1, p. 143-154, 2015.

SORIA, M. F. **Insetos e outros artrópodes de importância agrícola associados à semeadura direta da cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merr.)**. 2009. 85 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, MS, 2009.

STACCONI, M. V. R. et al. Host location and dispersal ability of the cosmopolitan parasitoid *Trichopria drosophilae* released to control the invasive spotted wing *Drosophila*. **Biological control**, v. 117, p. 188-196, 2018.

StatSoft, Inc. **STATISTICA** (data analysis software system), version 7. www.statsoft.com. (2004)

SUJII, E. R. et al. Comunidade de inimigos naturais e controle biológico natural do pulgão, *Aphis gossypii* glover (Hemiptera: Aphididae) e do curuquerê, *Alabama argillacea* hübner (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do algodoeiro no Distrito Federal. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 74, p. 329-336, 2022.

TAGUTI, E. A. et al. *Telenomus podisi* parasitism on *Dichelops melacanthus* and *Podisus nigrispinus* eggs at different temperatures. **Florida Entomologist**, v. 102, n. 3, p. 607-613, 2019.

UCHIDA, K.; USHIMARU, A. Biodiversity declines due to abandonment and intensification of agricultural lands: patterns and mechanisms. **Ecological Monographs**, v. 84, n. 4, p. 637-658, 2014.

VILARDO, G. et al. Soil arthropod composition differs between old-fields dominated by exotic plant species and remnant native grasslands. **Acta Oecologica**, v. 91, p. 57-64, 2018.

WEBER, I. D. et al. Release strategies of *Telenomus podisi* for control of *Euschistus heros*: A computational modeling approach. **Pest Management Science**, 2022.

WICKRAMASINGHE, L. P. et al. Abundance and species richness of nocturnal insects on organic and conventional farms: effects of agricultural intensification on bat foraging. **Conservation Biology**, v. 18, n. 5, p. 1283-1292, 2004.

WILBY, A. et al. Arthropod diversity and community structure in relation to land use in the Mekong Delta, Vietnam. **Ecosystems**, v. 9, n. 4, p. 538-549, 2006.

WILSON, H. et al. Landscape diversity and crop vigor outweigh influence of local diversification on biological control of a vineyard pest. **Ecosphere**, v. 8, n. 4, p. e01736, 2017.

WRATTEN, S. D. et al. Effects of flowers on parasitoid longevity and fecundity. **New Zealand Plant Protection**, v. 56, p. 239-245, 2003.

YOUNG, H. S. et al. Plants cause ecosystem nutrient depletion via the interruption of bird-derived spatial subsidies. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 107, n. 5, p. 2072-2077, 2010.

ZYTYSKA, S. E. et al. Effect of flower identity and diversity on reducing aphid populations via natural enemy communities. **Ecology and Evolution**, v. 11, n. 24, p. 18434-18445, 2021.

ZUCCHI, R. A. Eucoilinae species (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoids of fruit-infesting dipterous larvae in Brazil: identity, geographical distribution and host associations. **Zootaxa**, v. 278, p. 1-23, 2003.

CAPÍTULO 3

ARTROPODOFAUNA ASSOCIADA ÀS PLANTAS DE COBERTURA DO SOLO

RESUMO

Há poucas informações sobre a artropodofauna associada às plantas de cobertura do solo. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar o potencial de plantas de cobertura em atrair inimigos naturais, fitófagos e polinizadores sob a ótica do controle biológico conservativo. Para isso, foram coletados artrópodes presentes em plantas de crotalária (*Crotalaria juncea*), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), feijão guandu (*Cajanus cajan*) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens*). Entre fevereiro e julho de 2020, realizou-se coletas semanais visando avaliar a abundância, riqueza, diversidade, os grupos funcionais e a similaridade nas plantas monitoradas. Foram coletados 8.710 artrópodes distribuídos em 375 táxons. Para a abundância verificou-se diferença significativa entre os valores na crotalária e feijão guandu, mucuna cinza e feijão guandu, e entre os valores de feijão-de-porco e feijão guandu, porém, não houve diferença significativa entre os valores de crotalária, feijão-de-porco e mucuna cinza. A maior média de abundância/m² foi encontrada em crotalária. Quanto ao índice de riqueza, verificou-se diferença significativa entre os valores na crotalária e mucuna cinza, crotalária e feijão-de-porco, crotalária e feijão guandu, mucuna cinza e feijão guandu, e feijão-de-porco e feijão guandu. Entretanto, não houve diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e feijão-de-porco. Maiores médias de riqueza/m² foram observadas em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco. Em relação à diversidade observou-se diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e crotalária, mucuna cinza e feijão guandu, feijão-de-porco e crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu, todavia, não houve diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e feijão-de-porco, e entre os valores de crotalária e feijão guandu. Maiores valores de índice de diversidade foram obtidos em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco. Para a estratégia ecológica, observou-se maiores médias de abundância e riqueza de parasitoides/m² em mucuna cinza, enquanto as maiores médias de abundância e riqueza de predadores/m² foram obtidas em plantas de feijão-de-porco. No que diz respeito aos fitófagos e polinizadores, crotalária exibiu as maiores médias de abundância/m². A morfoespécie *Platygastridae* sp10 foi o parasitoide mais coletado em crotalária e em mucuna cinza. O sirfídeo *Toxomerus musicus* e o tripses *Caliothrips phaseoli* foram o predador e o fitófago que mais ocorreram nas plantas de adubos verdes avaliadas. Dentre os polinizadores coletados em crotalária, *Paratrigona subnuda*, *Plebeia droryana*, *Trigona spinipes* e *Tetragonisca angustula* foram os mais abundantes. A análise de similaridade apontou que a artropodofauna associada a mucuna cinza e a feijão guandu são dissimilares, e que a artropodofauna associada a plantas de crotalária difere da artropodofauna associada a plantas de feijão-de-porco e da artropodofauna associada a plantas de mucuna cinza. Portanto, plantas de crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza possuem potencial para serem utilizadas na diversificação dos cultivos agrícolas, pois atraem e conservam importantes agentes de controle biológico e polinizadores.

Palavras-chave: Abelhas nativas, *Platygastridae*, *Syrphidae*

ABSTRACT

There is little information about the arthropod fauna associated with ground cover plants. Thus, the objective of this work was to evaluate the potential of ground cover plants to attract natural enemies, phytophagous and pollinators from the perspective of conservative biological control. For this, arthropods present in sunn hemp (*Crotalaria juncea*), jack bean (*Canavalia ensiformis*), pigeon pea (*Cajanus cajan*) and gray velvet bean (*Mucuna pruriens*) were collected. Between February and July 2020, weekly collections were carried out to evaluate the abundance, richness, diversity, functional groups and similarity in the monitored plants. A total of 8,710 arthropods distributed in 375 taxa were collected. For abundance, there was a significant difference between the values of sunn hemp and pigeon pea, gray velvet bean and pigeon pea, and between the values of jack bean and pigeon pea, however, there was no significant difference between the values of sunn hemp, jack bean and gray velvet bean. The highest abundance/m² average was found in sunn hemp. As for the richness index, there was a significant difference between the values of sunn hemp and gray velvet bean, sunn hemp and jack bean, sunn hemp and pigeon pea, gray velvet bean and pigeon pea, and jack bean and pigeon pea. However, there was no significant difference between the values of gray velvet bean and jack beans. Higher means of richness/m² were observed in velvet bean and jack bean plants. Regarding diversity, there was a significant difference between the values of gray velvet bean and sunn hemp, gray velvet bean and pigeon pea, jack bean and sunn hemp, jack bean and pigeon pea, however, there was no significant difference between the values of gray velvet bean and jack bean, and between the values of sunn hemp and pigeon pea. Higher values of diversity index were obtained in gray velvet bean and jack bean plants. For the ecological strategy, higher averages of abundance and richness of parasitoids/m² were observed in gray velvet bean, while the highest averages of abundance and richness of predators/m² were obtained in jack bean plants. Regarding phytophagous and pollinators, sunn hemp exhibited the highest abundance/m² means. The morphospecies Platygasteridae sp10 was the most collected parasitoid in sunn hemp and gray velvet bean. The syrphid *Toxomerus musicus* and the thrips *Caliothrips phaseoli* were the predator and the phytophagous that most occurred in the green manures evaluated. Among the pollinators collected in sunn hemp *Paratrigona subnuda*, *Plebeia droryana*, *Trigona spinipes* and *Tetragonisca angustula* were the most abundant. The similarity analysis showed that the arthropods faunas associated with gray velvet bean and pigeon pea are dissimilar, and that the arthropod fauna associated with sunn hemp plants differs from the arthropod fauna associated with jack bean plants and the arthropod fauna associated with gray velvet bean plants. Therefore, sunn hemp, jack bean, pigeon pea and gray velvet bean plants have the potential to be used in the diversification of agricultural crops, as they attract and conserve important biological control agents and pollinators.

Keywords: Native bees, Platygasteridae, Syrphidae

1 INTRODUÇÃO

Os benefícios do cultivo de plantas de cobertura do solo, dentre elas os adubos verdes da família Fabaceae, crotalária (*Crotalaria juncea* L.), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* (L.) DC.), feijão guandu (*Cajanus cajan* (L.) Huth) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens* (L.) DC.), incluem regulação térmica; retenção de umidade; agregação, descompactação e melhoria da estrutura do solo; ciclagem de nutrientes e fixação biológica de nitrogênio; aumento da matéria orgânica e sequestro de carbono; supressão de plantas daninhas; controle da erosão e de nematoides; e promoção da diversidade da biota do solo (LAWSON et al., 2006; RECALDE et al., 2015; BONILLA et al., 2020; CHERUBIN et al., 2022).

Paralelamente, a inserção de plantas de cobertura do solo que produzem quantidades significativas de flores ao longo das margens do campo ou dentro dos cultivos visando atrair polinizadores, inimigos naturais e suprimir pragas tem sido cada vez mais estudado (MIZUTANI et al., 2010; BICKERTON; HAMILTON, 2012; SMITH; LIBURD, 2012; RAZZE; LIBURD; WEBB, 2016; BORKAKATI; SAIKIA; SARMA, 2019; DINGHA et al., 2021; ROSADO et al., 2021).

Normalmente, os recursos florais podem atuar como fonte de energia e aumentar a longevidade, a fecundidade, a taxa de parasitismo ou predação, bem como a proporção feminina de inimigos naturais (DÍAZ; RAMÍREZ; POVEDA, 2012; GÉNEAU et al., 2013; LU et al., 2012; PUMARIÑO; ALOMAR; LUNDGREN, 2012; LU et al., 2014; RESENDE et al., 2017; ZHU et al., 2014).

Outrora, o fornecimento de néctar próximo a manchas dos hospedeiros nos campos de cultivos pode aumentar o recrutamento, a retenção, o parasitismo e a qualidade dos parasitoides, além de afetar suas decisões de forrageamento, tempo de residência na mancha, preferência da mancha ou alocação da prole (HEIMPEL & JERVIS, 2005; JAMONT; DUBOIS-POT; JALOUX, 2014; TILLMAN, 2017).

Todavia, pouco se conhece sobre os artrópodes associados a esses adubos verdes, sejam fitófagos, agentes de controle biológico, polinizadores ou decompositores. Esse cenário resulta, em alguns casos, na escolha equivocada de plantas entomófilas a serem inseridas na diversificação dos cultivos agrícolas, o que pode beneficiar mais os artrópodes-praga que os inimigos naturais nos agroecossistemas (LATHEEF; IRWIN, 1979; ZHAO et al., 1992; WÄCKERS; ROMEIS; VAN RIJN, 2007; LU et al., 2014). Em adição, nem todas as plantas com flores são atraentes aos inimigos naturais ou não fornecem uma fonte de alimento viável e/ou acessível em função da morfologia e arquitetura floral (JERVIS; KIDD; WALTON, 1992;

PATT; HAMILTON; LASHOMB, 1997; WÄCKERS, 2004; SIVINSKI et al., 2011; LU et al., 2014; HATT et al., 2017).

Assim, objetivou-se avaliar o potencial de plantas de cobertura do solo, crotalária (*Crotalaria juncea*), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), feijão guandu (*Cajanus cajan*) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens*), em atrair inimigos naturais, fitófagos e polinizadores sob a ótica do controle biológico conservativo.

2 METODOLOGIA

2.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido no sítio Vale dos Ipês, localizado no distrito de Paraíso Garcia, município de Santa Rita do Ibitipoca, mesorregião da Zona da Mata, Minas Gerais, coordenadas 21° 33' 46" S e 43° 54' 53" O, a uma altitude média de 1.101 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18,6 °C e média pluviométrica anual de 1.550 mm.

Na penúltima semana de dezembro de 2019 (21/12) iniciou-se o preparo da área experimental para o semeio dos adubos verdes com a realização da aração do solo. Passados cinco dias, 26/12/2019, efetuou-se a queimada dos restos culturais e no dia 31 de dezembro de 2019 foi realizada uma gradagem com o objetivo de incorporar as cinzas ao solo.

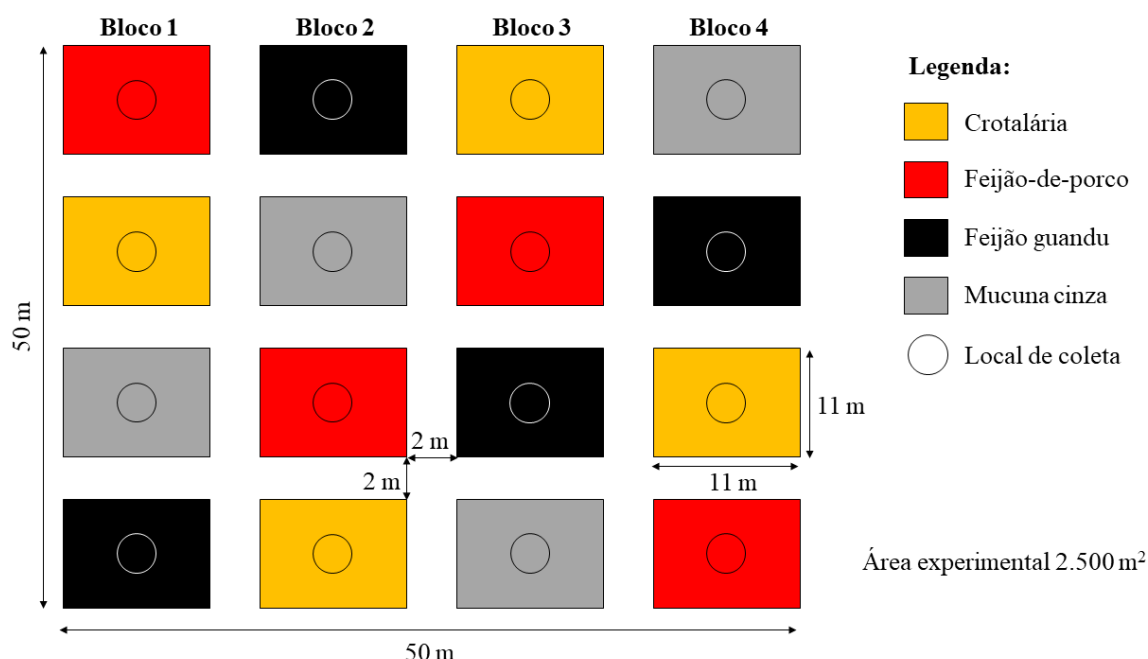
No dia quatro de janeiro de 2020 a área experimental foi dividida em quatro blocos com quatro parcelas cada. As parcelas possuíram dimensões de 11 m x 11 m (comprimento e largura, respectivamente) e foram espaçadas por 2 m (FIGURA 1).

As espécies de adubos verdes escolhidas para a cobertura do solo foram *Crotalaria juncea* (crotalária), *Cajanus cajan* (feijão guandu), *Canavalia ensiformis* (feijão-de-porco) e *Mucuna pruriens* (mucuna cinza). As sementes foram doadas pela empresa Piraí de Piracicaba, São Paulo.

A semeadura dos adubos verdes foi realizada manualmente em covas de aproximadamente 3 cm de profundidade em parcelas previamente determinadas por meio de sorteio (FIGURA 1). Foram distribuídas em média 4 sementes por cova. Nas parcelas destinadas ao semeio de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza semeou-se 0,4; 1,2; 1,8 e 1,3 kg de sementes, respectivamente. Portanto, foram necessários 1,6; 4,8; 7,2 e 5,2 kg de sementes de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza, na devida ordem.

Capinas manuais e mecânicas foram realizadas no início do ciclo dos adubos verdes com o objetivo de manter o solo limpo, evitando assim a interferência de plantas espontâneas sobre a comunidade de artrópodes. Não se realizou manejo nutricional das plantas de adubos verdes.

Figura 1 – Desenho esquemático da área experimental. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

2.2 Delineamento experimental, amostragem e identificação dos artrópodes

O delineamento experimental foi em blocos casualizados com quatro tratamentos e quatro repetições em esquema de parcelas subdivididas (FIGURA 1). Os tratamentos foram T1) Crotalaria *Crotalaria juncea* (Fabaceae); T2) Feijão-de-porco *Canavalia ensiformis* (Fabaceae); T3) Feijão guandu *Cajanus cajan* (Fabaceae); e T4) Mucuna cinza *Mucuna pruriens* (Fabaceae).

As amostragens das artropodofaunas associadas às plantas de adubos verdes ocorreram durante o período de fevereiro a julho de 2020. Realizou-se 24 coletas perfazendo seis meses de avaliação.

As coletas dos artrópodes associados às plantas de adubos verdes foram realizadas semanalmente na região central de cada parcela, tendo início 30 dias após o semeio dos mesmos. Para isso, empregou-se a técnica de batida das plantas em bandejas de plástico branco conforme os seguintes procedimentos: seleção visual das plantas de adubos verdes de forma a perfazer uma área amostral de 1m²; batida das plantas selecionadas dentro da bandeja de plástico; sucção de todos os artrópodes com auxílio de um sugador entomológico manual.

Após as coletas, os artrópodes foram armazenados em frascos contendo álcool 70% e levados ao Laboratório de Agroecologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena para triagem e identificação. Nesse processo, utilizou-se microscópio estereoscópico com capacidade de aumento de até 80X. A identificação dos indivíduos coletados foi conduzida até o nível taxonômico mais basal possível e em morfoespécies, quando a identificação precisa era inviável utilizando chaves específicas e consultas na internet, Universal Chalcidoidea Database; Hymenoptera de la región Neotropical (HANSON; GAULD, 2006); Hymenoptera of the world: an identification guide to families (GOULET; HUBER, 1993); Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia (GRAZIA; RAFAEL; IDE, 2012); Marimbondos: Vespas Sociais: Hymenoptera: Vespidae (DE SOUZA; ZANUNCIO, 2020); Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species (BORGES; COURI, 2009).

2.3 Análises faunísticas e estatísticas

Foram construídas as curvas de rarefação de Coleman, as curvas de indivíduos acumulados e as curvas de rarefação de indivíduos para os artrópodes coletados nas plantas de adubos verdes.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os artrópodes presentes nas plantas de adubos verdes, foi determinado o índice de abundância segundo Lamshead, Platt e Shaw (1983); riqueza (S) e o índice de diversidade (H') segundo Shannon (1948). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster segundo Pielou (1984); feita análise não-métrica multidimensional (NMDS) segundo Hammer et al. (2001); a análise de variância de similaridade (ANOSIM) segundo Clarke (1993) e a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) segundo Clarke (1993).

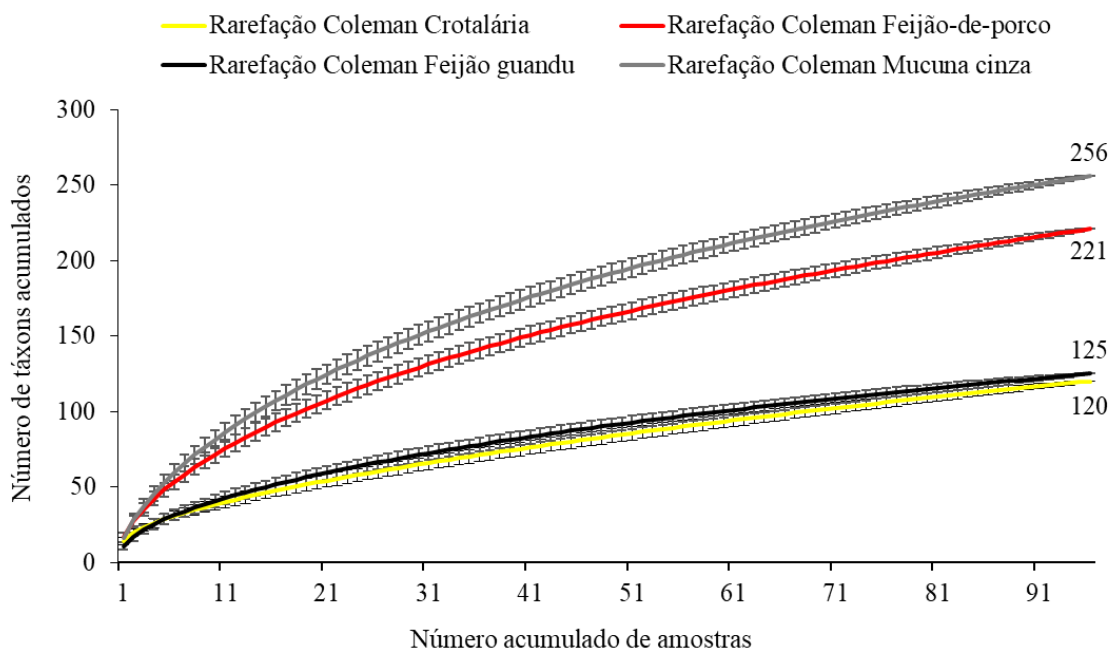
Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e comparados pelo teste Tukey ou Kruskal-Wallis, com valores de probabilidade menores que 5% ($p < 0,05$). Para a realização das análises utilizou-se os softwares Statistica® (STATSOFT, 2004), Past® (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001), Infostat® (DI RIENZO et al., 2018), EstimateS® (COLWELL, 2005) e Primer 6-Permanova+® (CLARKE; GORLEY, 2015).

3 RESULTADOS

3.1 Análises Faunísticas

Na Figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada em crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza durante o período de amostragem. Observou-se que plantas de mucuna cinza acumularam maior riqueza de táxons, seguidas por feijão-de-porco, feijão guandu e crotalária. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap, seria possível encontrar 302, 262, 150 e 147 táxons em plantas de mucuna cinza, feijão-de-porco, feijão guandu e crotalária, respectivamente. Entretanto, foram coletados 256 táxons em plantas de mucuna cinza, 221 em plantas de feijão-de-porco, 125 em plantas de feijão guandu e 120 em plantas de crotalária (FIGURA 2), resultando em uma suficiência amostral de 84,89%, 84,54%, 83,79% e 82,14% para mucuna cinza, feijão-de-porco, feijão guandu e crotalária, na devida ordem.

Figura 2 – Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados com sugador entomológico em plantas de adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

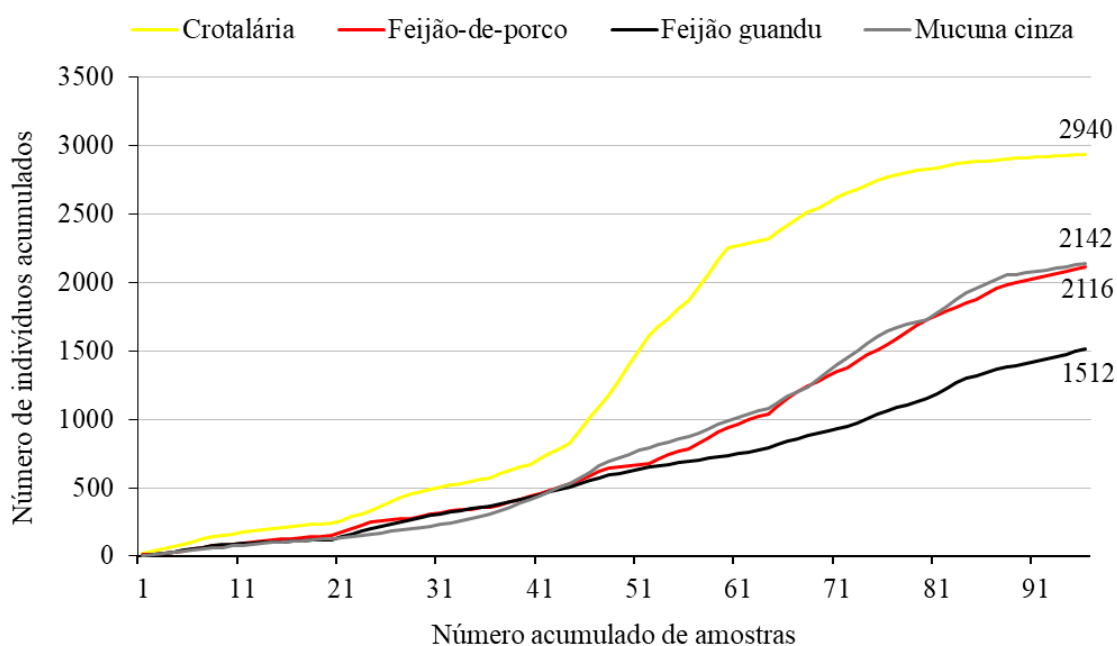


Fonte: Do autor (2023).

Na Figura 3 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos obtidas nas plantas de adubos verdes. Nota-se que as plantas de crotalária acumularam mais indivíduos ao longo do período de amostragem, seguidas por plantas de mucuna cinza, feijão-de-porco e feijão guandu.

A curva de acumulação de indivíduos em plantas de crotalária seguiu o mesmo padrão de linearidade observado nos demais adubos verdes somente até a décima primeira semana de amostragem (amostra 44), porém, a partir da décima segunda semana verifica-se um incremento no acúmulo de indivíduos, o qual se mantém contínuo até a vigésima semana de amostragem (amostra 80) a partir da qual a curva atinge a estabilização.

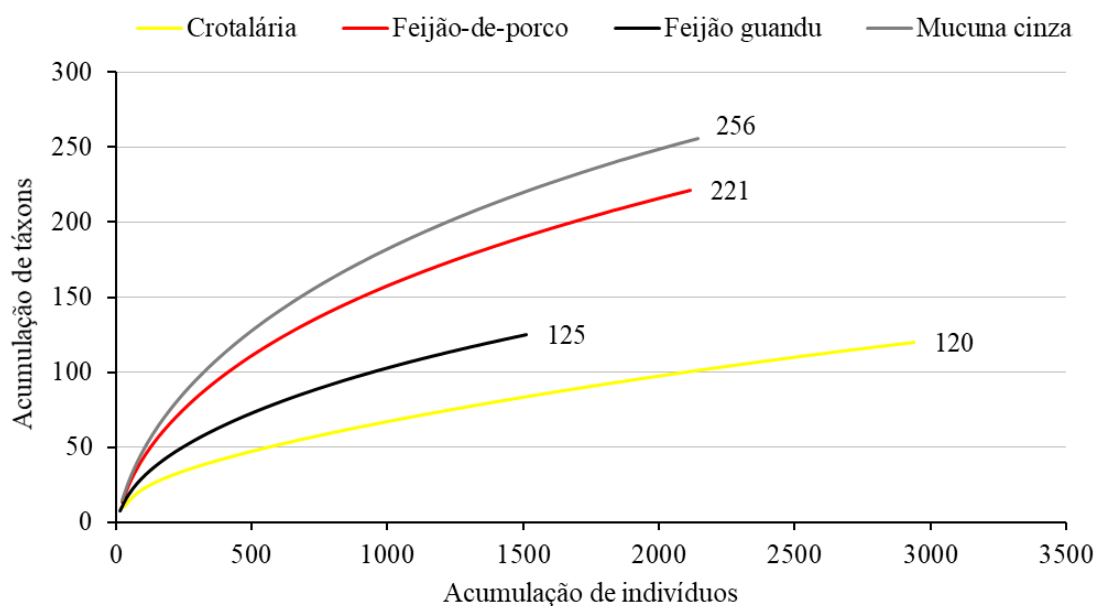
Figura 3 – Curvas de acumulação de indivíduos coletados com sugador entomológico em plantas de adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A Figura 4 mostra a curva de rarefação de indivíduos para os adubos verdes. Observa-se que a mucuna cinza e o feijão-de-porco apresentaram maior velocidade de acumulação de táxons que o feijão guandu e a crotalária. Também é possível visualizar que por mais que a crotalária acumule praticamente o dobro de indivíduos que o feijão guandu não foi possível alcançar o mesmo número de táxons deste.

Figura 4 – Curvas de rarefação de indivíduos coletados com sugador entomológico em plantas de adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

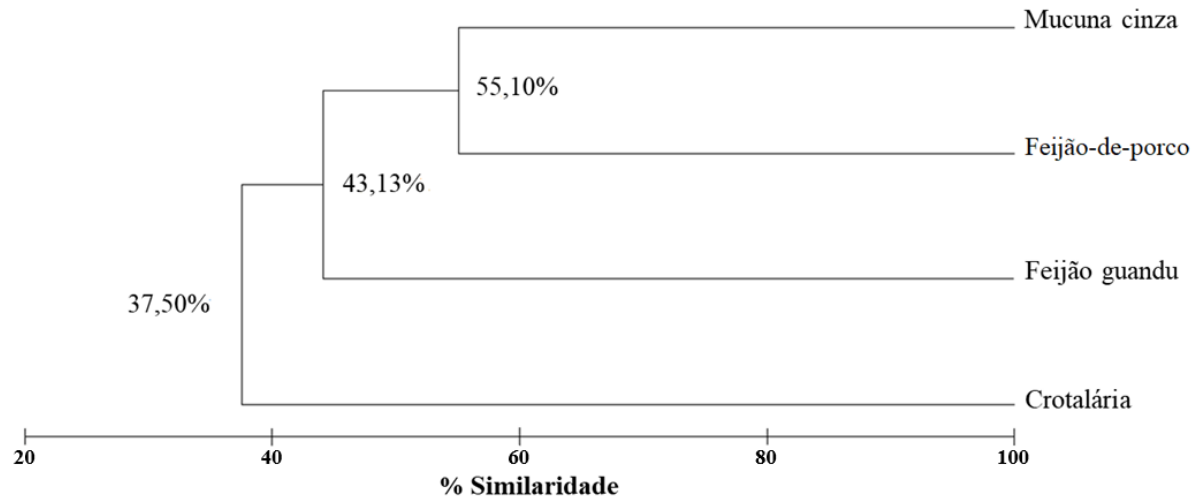
3.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade

Quanto à similaridade entre as artropodofaunas presentes nos adubos verdes, a análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicou semelhança de 37,50% entre plantas de crotalária e o agrupamento constituído por plantas de feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza. A artropodofauna associada às plantas de feijão guandu apresentou similaridade de 43,13% com as artropodofaunas de feijão-de-porco e mucuna cinza, as quais foram 55,10% similares entre si (FIGURA 5).

A análise por escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) demonstra graficamente que as artropodofaunas coletadas em plantas de crotalária e em plantas de feijão-de-porco são dissimilares. O mesmo ocorre para as artropodofaunas coletadas em crotalária e em mucuna cinza (FIGURA 6).

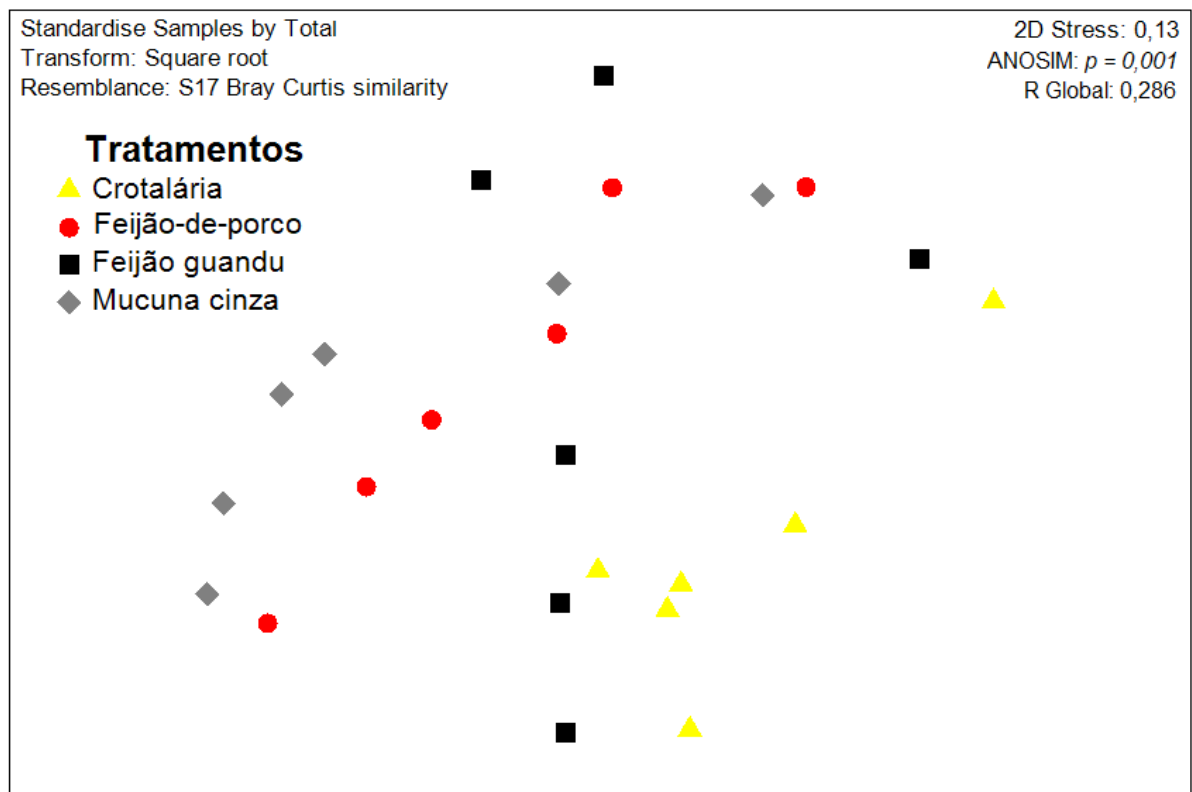
A análise de similaridade (ANOSIM) sustenta o observado pela NMDS e aponta que há diferença significativa entre as artropodofaunas de crotalária e feijão-de-porco, crotalária e feijão guandu e entre feijão guandu e mucuna cinza, ao passo que infere similaridade para as artropodofaunas associadas a crotalária e a feijão guandu, feijão-de-porco e feijão guandu e feijão-de-porco e mucuna cinza (TABELA 1).

Figura 5 - Diagrama da análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicando as similaridades nas artropodofaunas associadas aos adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Figura 6 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos táxons de artrópodes coletados em adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Tabela 1 – ANOSIM para comunidade de artrópodes coletados em plantas de adubos verdes, comparações par a par com RGlobal = 0,286, nível de significância $p = 0,05$ e 999 permutações. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	R	Nível de significância p
Crotalária, Feijão-de-porco	0,483	0,002
Crotalária, Feijão guandu	0,141	0,119
Crotalária, Mucuna cinza	0,604	0,002
Feijão-de-porco, Feijão guandu	0,098	0,216
Feijão-de-porco, Mucuna cinza	0,057	0,258
Feijão guandu, Mucuna cinza	0,296	0,043

Fonte: Do autor (2023).

Através do teste SIMPER (Porcentagem de dissimilaridade) verificou-se que entre os principais táxons responsáveis pela diferença entre as artropodofaunas associadas a plantas de crotalária e a plantas de feijão-de-porco (dissimilaridade de 66,06%), estão o parasitoide *Platygastridae* sp10 e a abelha *Paratrigona subnuda* (TABELA 2). Esses dois táxons também foram os que mais contribuíram para a dissimilaridade entre as comunidades de artrópodes associadas a plantas de crotalária e a plantas de mucuna cinza (64,42%, TABELA 4). A morfoespécie *Platygastridae* sp10 também foi a principal responsável pela dissimilaridade entre as comunidades de artrópodes associadas a plantas de crotalária e a plantas de feijão guandu (56,87%, TABELA 3); entre as comunidades de artrópodes associadas a feijão-de-porco e mucuna cinza (44,90%, TABELA 5); e entre as artropodofaunas associadas a feijão guandu e mucuna cinza, (63,16%. TABELA 6). Em relação aos principais táxons que colaboraram para a diferença entre as artropodofaunas associadas a plantas de feijão-de-porco e a plantas de feijão guandu (48,57%) estão *Trigona spinipes* e *Apis mellifera* (TABELA 7).

Tabela 2 – Teste de dissimilaridade entre plantas de crotalária e plantas de feijão-de-porco, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 66,06%				
Táxons	Crotalária Abundância	Feijão-de-porco Abundância	C%	AC%
Platygastridae sp10	587	73	15,39	15,39
<i>Paratrigona subnuda</i>	273	11	7,84	23,23
Opiinae sp1	279	36	7,28	30,51
<i>Trigona spinipes</i>	227	9	6,53	37,04
<i>Plebeia droryana</i>	191	4	5,60	42,63
<i>Toxomerus musicus</i>	105	211	3,17	45,81
<i>Conotelus</i> sp.	101	2	2,96	48,77
Staphylinidae sp6	94	4	2,69	51,47
Opiinae sp2	7	95	2,63	54,10
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	1	86	2,54	56,65
<i>Condylostylus</i> sp.	7	91	2,51	59,16
<i>Aphis</i> sp.	1	81	2,40	61,56
<i>Moissonia</i> sp.	78	0	2,34	63,89
<i>Apis mellífera</i>	180	103	2,31	66,20
<i>Caliothrips phaseoli</i>	222	149	2,19	68,38
<i>Diabrotica speciosa</i>	115	57	1,74	70,12
<i>Tetragonisca angustula</i>	59	4	1,65	71,77
Encyrtidae sp6	10	59	1,47	73,23
<i>Lepidoptera</i> larva	1	38	1,11	74,34
<i>Toxomerus floralis</i>	36	72	1,08	75,42
<i>Toxomerus laenas</i>	40	71	0,93	76,35
<i>Toxomerus politus</i>	19	49	0,90	77,25
<i>Camponotus rufipes</i>	0	29	0,87	78,11
<i>Collaria scenica</i>	0	29	0,87	78,98
<i>Empoasca kraemeri</i>	0	24	0,72	79,70
Figitidae sp2	0	24	0,72	80,42

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 3 – Teste de dissimilaridade entre plantas de crotalária e plantas de feijão guandu, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 56,87%				
Táxons	Crotalária	Feijão guandu	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
Platygastridae sp10	587	6	22,95	22,95
Opiinae sp1	279	3	10,90	33,85
<i>Paratrigona subnuda</i>	273	74	7,86	41,71
<i>Apis mellifera</i>	180	14	6,56	48,26
<i>Plebeia droryana</i>	191	43	5,85	54,11
<i>Aphis</i> sp.	1	142	5,57	59,68
Staphylinidae sp6	94	2	3,63	63,31
<i>Conotelus</i> sp.	101	20	3,20	66,51
<i>Moissonia</i> sp.	78	5	2,88	69,39
<i>Diabrotica speciosa</i>	115	43	2,84	72,24
<i>Caliothrips phaseoli</i>	222	153	2,73	74,96
<i>Condylostylus</i> sp.	7	64	2,25	77,21
<i>Tetragonisca angustula</i>	59	4	2,17	79,38
<i>Toxomerus laenas</i>	40	85	1,78	81,16

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 4 – Teste de dissimilaridade entre plantas de crotalária e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 64,42%				
Táxons	Crotalária Abundância	Mucuna cinza Abundância	C%	AC%
<i>Paratrigona subnuda</i>	273	3	8,25	8,25
Platygastridae sp10	587	319	8,19	16,43
Opiinae sp1	279	14	8,09	24,53
<i>Trigona spinipes</i>	227	13	6,54	31,06
<i>Plebeia droryana</i>	191	1	5,80	36,87
<i>Apis mellifera</i>	180	0	5,50	42,36
Encyrtidae sp6	10	133	3,76	46,12
<i>Caliothrips phaseoli</i>	222	109	3,45	49,57
<i>Conotelus</i> sp.	101	1	3,05	52,63
Staphylinidae sp6	94	2	2,81	55,44
<i>Toxomerus musicus</i>	105	179	2,26	57,70
<i>Moissonia</i> sp.	78	6	2,20	59,90
<i>Diabrotica speciosa</i>	115	45	2,14	62,03
<i>Tetragonisca angustula</i>	59	1	1,77	63,81
Lepidoptera larva	1	53	1,59	65,39
Eulophidae sp28	0	48	1,47	66,86
Eulophidae sp23	0	44	1,34	68,20
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	1	45	1,34	69,55
<i>Collaria scenica</i>	0	40	1,22	70,77
<i>Elaphropeza</i> sp.	1	35	1,04	71,81
<i>Frankliniella schultzei</i>	39	5	1,04	72,85
<i>Hyaliodocoris insignis</i>	0	30	0,92	73,76
Scelioninae sp21	1	24	0,70	74,47
Mymaridae sp18	1	23	0,67	75,14
Eulophidae sp33	0	20	0,61	75,75
<i>Tupiocoris cucurbitaceus</i>	0	20	0,61	76,36
<i>Clitostethus arcuatus</i>	0	19	0,58	76,94
Aphidiinae sp1	0	18	0,55	77,49
<i>Toxomerus papaveroi</i>	6	24	0,55	78,04
<i>Hemerobius</i> sp.	0	16	0,49	78,53
<i>Trigona hyalinata</i>	16	0	0,49	79,02
<i>Rhyzobius leucochaetus</i>	0	15	0,46	79,47
Cicadellidae sp11	0	14	0,43	79,90
<i>Condylostylus</i> sp.	7	21	0,43	80,33

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 5 – Teste de dissimilaridade entre plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 65% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 44,90%				
Táxons	Feijão-de-porco Abundância	Mucuna cinza Abundância	C%	AC%
Platygastridae sp10	73	319	12,87	12,87
<i>Apis mellifera</i>	103	0	5,39	18,25
Opiinae sp2	95	6	4,65	22,91
<i>Aphis</i> sp.	81	1	4,18	27,09
Encyrtidae sp6	59	133	3,87	30,96
<i>Condylostylus</i> sp.	91	21	3,66	34,62
Eulophidae sp28	7	48	2,14	36,77
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	86	45	2,14	38,91
<i>Caliothrips phaseoli</i>	149	109	2,09	41,00
<i>Toxomerus floralis</i>	72	34	1,99	42,99
<i>Elaphropeza</i> sp.	1	35	1,78	44,77
Eulophidae sp23	11	44	1,73	46,50
<i>Toxomerus musicus</i>	211	179	1,67	48,17
<i>Toxomerus politus</i>	49	22	1,41	49,58
<i>Hyaliodocoris insignis</i>	5	30	1,31	50,89
<i>Camponotus rufipes</i>	29	5	1,26	52,14
<i>Toxomerus laenas</i>	71	48	1,20	53,35
<i>Empoasca kraemeri</i>	24	2	1,15	54,50
Opiinae sp1	36	14	1,15	55,65
Scelioninae sp21	4	24	1,05	56,69
<i>Horciasisca insignis</i>	23	5	0,94	57,64
Figitidae sp2	24	8	0,84	58,47
Lepidoptera larva	38	53	0,78	59,26
Pteromalidae sp39	17	2	0,78	60,04
<i>Clitostethus arcuatus</i>	5	19	0,73	60,77
<i>Frankliniella schultzei</i>	19	5	0,73	61,51
Eulophidae sp33	7	20	0,68	62,19
Mymaridae sp18	10	23	0,68	62,87
<i>Rhyzobius leucochaetus</i>	2	15	0,68	63,55
<i>Diabrotica speciosa</i>	57	45	0,63	64,17
<i>Hemerobius</i> sp.	4	16	0,63	64,80
<i>Collaria scenica</i>	29	40	0,58	65,38

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 6 – Teste de dissimilaridade entre plantas de feijão guandu e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 63,16%				
Táxons	Feijão guandu Abundância	Mucuna cinza Abundância	C %	AC %
Platygastridae sp10	6	319	13,56	13,56
<i>Trigona spinipes</i>	196	13	7,93	21,49
<i>Aphis</i> sp.	142	1	6,11	27,60
Encyrtidae sp6	17	133	5,03	32,63
<i>Paratrigona subnuda</i>	74	3	3,08	35,70
Lepidoptera larva	1	53	2,25	37,95
<i>Frankliniella schultzei</i>	52	5	2,04	39,99
Eulophidae sp28	3	48	1,95	41,94
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	0	45	1,95	43,89
<i>Trigona hyalinata</i>	45	0	1,95	45,84
<i>Caliothrips phaseoli</i>	153	109	1,91	47,75
<i>Condylostylus</i> sp.	64	21	1,86	49,61
Eulophidae sp23	1	44	1,86	51,47
<i>Plebeia droryana</i>	43	1	1,82	53,29
<i>Toxomerus musicus</i>	137	179	1,82	55,11
<i>Collaria scenica</i>	1	40	1,69	56,80
<i>Cryptarcha</i> sp.	10	47	1,60	58,41
<i>Toxomerus laenas</i>	85	48	1,60	60,01
<i>Elaphropeza</i> sp.	0	35	1,52	61,53
<i>Hyaliodocoris insignis</i>	2	30	1,21	62,74
<i>Chrysoperla externa</i>	27	1	1,13	63,86
<i>Toxomerus floralis</i>	60	34	1,13	64,99
Scelioninae sp21	0	24	1,04	66,03
Mymaridae sp18	1	23	0,95	66,98
Eulophidae sp33	0	20	0,87	67,85
<i>Tupiocoris cucurbitaceus</i>	0	20	0,87	68,72
<i>Conotelus</i> sp.	20	1	0,82	69,54
<i>Clitostethus arcuatus</i>	1	19	0,78	70,32

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 7 – Teste de dissimilaridade entre plantas de feijão-de-porco e feijão guandu, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 48,57%				
Táxons	Feijão-de-porco Abundância	Feijão guandu Abundância	C %	AC %
<i>Trigona spinipes</i>	9	196	10,61	10,61
<i>Apis mellifera</i>	103	14	5,05	15,66
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	86	0	4,88	20,54
Opiinae sp2	95	20	4,26	24,80
<i>Toxomerus musicus</i>	211	137	4,20	29,00
Platygastridae sp10	73	6	3,80	32,80
<i>Paratrigona subnuda</i>	11	74	3,58	36,38
<i>Aphis</i> sp.	81	142	3,46	39,84
<i>Trigona hyalinata</i>	0	45	2,55	42,40
Encyrtidae sp6	59	17	2,38	44,78
<i>Plebeia droryana</i>	4	43	2,21	46,99
Lepidoptera larva	38	1	2,10	49,09
<i>Frankliniella schultzei</i>	19	52	1,87	50,96
Opiinae sp1	36	3	1,87	52,84
<i>Collaria scenica</i>	29	1	1,59	54,43
<i>Condyllostylus</i> sp.	91	64	1,53	55,96
<i>Toxomerus politus</i>	49	22	1,53	57,49
<i>Camponotus rufipes</i>	29	3	1,48	58,97
<i>Cryptarcha</i> sp.	36	10	1,48	60,44
<i>Empoasca kraemeri</i>	24	1	1,31	61,75
Figitidae sp2	24	1	1,31	63,05
<i>Horciasisca insignis</i>	23	0	1,31	64,36
Neuroptera larva	22	0	1,25	65,61
<i>Chrysoperla externa</i>	7	27	1,14	66,74
<i>Conotelus</i> sp.	2	20	1,02	67,76
Pteromalidae sp39	17	0	0,96	68,73
<i>Diabrotica speciosa</i>	57	43	0,79	69,52
<i>Toxomerus laenas</i>	71	85	0,79	70,32

Fonte: Do autor (2023).

3. 3 Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes

Entre os meses de fevereiro e julho de 2020 foram realizadas 24 coletas semanais totalizando 384 amostras (16 amostras por semana), nas quais foram capturados 8.710 artrópodes distribuídos em 375 táxons (TABELA 8).

Dos 8.710 artrópodes coletados, 2.940 indivíduos estavam presentes em plantas de crotalária, 2.142 em plantas de mucuna cinza, 2.116 em plantas de feijão-de-porco e 1.512 em plantas de feijão guandu (TABELA 8). Na artropodofauna associada a crotalária os detritívoros representaram 0,03%, os fitófagos (22,14%), os onívoros (0,00%), os parasitoides (31,97%), os polinizadores (32,31%) e os predadores (13,54%) dos indivíduos coletados, ao passo que na artropodofauna associada a mucuna cinza os detritívoros (0,05%), fitófagos (19,56%), onívoros (0,23%), parasitoides (48,32%), polinizadores (1,12%) e predadores (30,72%) (TABELA 8). Por sua vez, na artropodofauna associada a feijão-de-porco os detritívoros corresponderam a 0,29%, enquanto os fitófagos (25,24%), onívoros (1,37%), parasitoides (27,93%), polinizadores (7,04%) e predadores (38,14%). Já na artropodofauna associada a feijão guandu os detritívoros somaram 0,14%, à medida que os fitófagos perfizeram 31,15%, os onívoros (0,20%), os parasitoides (7,94%), os polinizadores (25,66%) e os predadores (34,92%) (TABELA 8).

Tabela 8 - Abundância (X), média/m² (M), frequência (%), riqueza (S), bootstrap e índice de Shannon (H') dos artrópodes coletados com sugador entomológico em adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
Detritívoro (S = 5)												
1. <i>Isoldaia insularis</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2. <i>Grallipeza nigrinotata</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
3. Sepsidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
4. <i>Sarcophaga</i> sp.	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
5. <i>Taeniaptera angulata</i>	-	-	-	5	0,05	0,24	-	-	-	1	0,01	0,05
Subtotal	1	0,01	0,03	6	0,06	0,29	2	0,02	0,14	1	0,01	0,05
Fitófago (S = 70)												
6. <i>Acanthoscelides obtectus</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
7. <i>Amblyophalus exaltatus</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
8. <i>Aphis</i> sp.	1	0,01	0,03	81	0,84	3,83	142	1,48	9,39	1	0,01	0,05
9. <i>Astylus antis</i>	2	0,02	0,07	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10. <i>Astylus variegatus</i>	3	0,03	0,10	4	0,04	0,19	2	0,02	0,13	-	-	-
11. <i>Atta sexdens</i>	6	0,06	0,20	-	-	-	1	0,01	0,07	1	0,01	0,05
12. <i>Bradysia</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
13. <i>Bucephalogonia xanthophis</i>	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
14. <i>Caliothrips phaseoli</i>	222	2,31	7,55	149	1,55	7,04	153	1,59	10,12	109	1,14	5,09
15. <i>Calopteron reticulatum</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
16. <i>Ceresa ustulata</i>	2	0,02	0,07	-	-	-	4	0,04	0,26	-	-	-
17. Chloropidae sp1	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	2	0,02	0,09
18. Chrysomelidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
19. Chrysomelidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
20. Chrysomelidae sp5	-	-	-	8	0,08	0,38	1	0,01	0,07	3	0,03	0,14
21. Chrysomelidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
22. Chrysomelidae sp7	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
23. Cicadellidae sp2	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
24. Cicadellidae sp3	3	0,03	0,10	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
25. Cicadellidae sp7	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
26. Cicadellidae sp8	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	-	-	-
27. Cicadellidae sp9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,14
28. Cicadellidae sp10	1	0,01	0,03	-	-	-	3	0,03	0,20	2	0,02	0,09
29. Cicadellidae sp11	-	-	-	4	0,04	0,19	8	0,08	0,53	14	0,15	0,65
30. Cicadellidae sp14	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
31. <i>Collaria scenica</i>	-	-	-	29	0,30	1,37	1	0,01	0,07	40	0,42	1,87
32. <i>Conoderus scalaris</i>	3	0,03	0,10	-	-	-	2	0,02	0,13	-	-	-
33. <i>Conotelus</i> sp.	101	1,05	3,44	2	0,02	0,09	20	0,21	1,32	1	0,01	0,05
34. <i>Cosmesus</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
35. <i>Cryptarcha</i> sp.	34	0,35	1,16	36	0,38	1,70	10	0,10	0,66	47	0,49	2,19
36. <i>Cyphonia clavigera</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	4	0,04	0,19
37. <i>Dalbulus maidis</i>	-	-	-	7	0,07	0,33	4	0,04	0,26	8	0,08	0,37
38. Delphacidae sp1	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
39. Delphacidae sp2	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
40. <i>Deois schach</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
41. <i>Diabrotica sinuata</i>	12	0,13	0,41	6	0,06	0,28	1	0,01	0,07	4	0,04	0,19
42. <i>Diabrotica speciosa</i>	115	1,20	3,91	57	0,59	2,69	43	0,45	2,84	45	0,47	2,10
43. <i>Diabrotica virgifera</i>	9	0,09	0,31	3	0,03	0,14	2	0,02	0,13	11	0,11	0,51
44. <i>Drosophila melanogaster</i>	2	0,02	0,07	3	0,03	0,14	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
45. <i>Dysdercus</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	3	0,03	0,20	1	0,01	0,05
46. <i>Empoasca kraemeri</i>	-	-	-	24	0,25	1,13	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
47. <i>Enchenopa fusca</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
48. <i>Engytatus modestus</i>	-	-	-	7	0,07	0,33	-	-	-	-	-	-
49. <i>Entylia carinata</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	4	0,04	0,19
50. <i>Erythrogonia</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
51. <i>Euxesta stigmatias</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
52. <i>Ferrariana trivittata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
53. <i>Frankliniella schultzei</i>	39	0,41	1,33	19	0,20	0,90	52	0,54	3,44	5	0,05	0,23
54. <i>Garganus gracilentus</i>	-	-	-	4	0,04	0,19	1	0,01	0,07	11	0,11	0,51
55. <i>Graphocephala atropunctata</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
56. <i>Haplothrips gowdeyi</i>	2	0,02	0,07	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
57. <i>Horciasisca insignis</i>	2	0,02	0,07	23	0,24	1,09	-	-	-	5	0,05	0,23
58. <i>Lagria villosa</i>	-	-	-	7	0,07	0,33	2	0,02	0,13	3	0,03	0,14
59. <i>Largus</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
60. Lepidoptera larva	1	0,01	0,03	38	0,40	1,80	1	0,01	0,07	53	0,55	2,47
61. Lygaeidae sp1	2	0,02	0,07	-	-	-	-	-	-	-	-	-
62. <i>Maecolaspis</i> sp.	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
63. <i>Moissonia</i> sp.	78	0,81	2,65	-	-	-	5	0,05	0,33	6	0,06	0,28
64. <i>Neomegalotomus parvus</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
65. <i>Neopamera bilobata</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
66. <i>Piezodorus guildini</i>	3	0,03	0,10	-	-	-	-	-	-	-	-	-
67. <i>Planicephalus</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
68. <i>Protalebrella brasiliensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
69. Psyllidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
70. <i>Pycnoderus quadrimaculatus</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
71. <i>Sibovia sagata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
72. <i>Sthenaridea carmelitana</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
73. Stratiomyidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
74. <i>Thyanta humilis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
75. <i>Tolania laticlava</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
Subtotal	651	6,78	22,14	534	5,56	25,24	471	4,91	31,15	419	4,36	19,56
Onívoro (S = 1)												
76. <i>Camponotus rufipes</i>	-	-	-	29	0,30	1,37	3	0,03	0,20	5	0,05	0,23
Subtotal	-	-	-	29	0,30	1,37	3	0,03	0,20	5	0,05	0,23
Parasitoide (S = 217)												
77. Agaonidae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
78. <i>Anopliussp.</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
79. Aphelinidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
80. Aphelinidae sp3	-	-	-	2	0,02	0,09	5	0,05	0,33	7	0,07	0,33
81. Aphelinidae sp4	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	6	0,06	0,28
82. Aphidiinae sp1	-	-	-	14	0,15	0,66	6	0,06	0,40	18	0,19	0,84
83. Bethylidae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
84. Bethylidae sp3	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
85. Bethylidae sp4	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	-	-	-	2	0,02	0,09
86. Braconidae sp8	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
87. Braconidae sp9	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
88. Braconidae sp11	-	-	-	5	0,05	0,24	-	-	-	-	-	-
89. Braconidae sp12	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	1	0,01	0,05
90. Braconidae sp13	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-
91. Braconidae sp14	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
92. Braconidae sp15	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
93. Braconidae sp16	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
94. Braconidae sp17	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
95. Braconidae sp18	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	1	0,01	0,05

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
96. Braconidae sp19	1	0,01	0,03	8	0,08	0,38	-	-	-	6	0,06	0,28
97. Braconidae sp20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
98. Braconidae sp21	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
99. Braconidae sp22	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
100. Braconidae sp23	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
101. Braconidae sp24	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
102. Braconidae sp25	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
103. Braconidae sp26	-	-	-	2	0,02	0,09	1	0,01	0,07	-	-	-
104. Braconidae sp27	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
105. Braconidae sp28	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-
106. Braconidae sp29	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
107. Braconidae sp30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
108. Ceraphronidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
109. Ceraphronidae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
110. Ceraphronidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
111. Ceraphronidae sp11	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
112. Ceraphronidae sp16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7	0,07	0,33
113. Ceraphronidae sp18	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
114. Ceraphronidae sp26	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
115. Ceraphronidae sp27	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
116. Chalcididae sp2	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
117. Chalcididae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
118. Chalcididae sp4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,14
119. Chrysididae sp1	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
120. Diapriidae sp1	1	0,01	0,03	6	0,06	0,28	-	-	-	2	0,02	0,09
121. Diapriidae sp7	-	-	-	6	0,06	0,28	-	-	-	3	0,03	0,14

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
122. Diapriidae sp8	-	-	-	8	0,08	0,38	-	-	-	-	-	-
123. Diapriidae sp9	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	1	0,01	0,05
124. Diapriidae sp10	-	-	-	5	0,05	0,24	-	-	-	2	0,02	0,09
125. Diapriidae sp15	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-
126. Diapriidae sp21	1	0,01	0,03	3	0,03	0,14	2	0,02	0,13	-	-	-
127. Diapriidae sp22	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
128. Diapriidae sp26	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
129. Diapriidae sp27	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
130. Diapriidae sp28	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	1	0,01	0,05
131. Dryinidae sp2	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
132. Encyrtidae sp1	2	0,02	0,07	-	-	-	-	-	-	-	-	-
133. Encyrtidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
134. Encyrtidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
135. Encyrtidae sp6	10	0,10	0,34	59	0,61	2,79	17	0,18	1,12	133	1,39	6,21
136. Encyrtidae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
137. Encyrtidae sp8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
138. Encyrtidae sp9	2	0,02	0,07	3	0,03	0,14	1	0,01	0,07	8	0,08	0,37
139. Encyrtidae sp10	-	-	-	7	0,07	0,33	-	-	-	1	0,01	0,05
140. Encyrtidae sp15	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
141. Encyrtidae sp16	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	2	0,02	0,09
142. Encyrtidae sp18	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	6	0,06	0,28
143. Encyrtidae sp19	2	0,02	0,07	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
144. Encyrtidae sp20	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	4	0,04	0,19
145. Eucharitidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
146. Eulophidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
147. Eulophidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	4	0,04	0,19

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
148. Eulophidae sp3	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
149. Eulophidae sp8	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
150. Eulophidae sp9	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
151. Eulophidae sp11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
152. Eulophidae sp12	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,02	0,13	3	0,03	0,14
153. Eulophidae sp13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
154. Eulophidae sp14	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
155. Eulophidae sp15	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
156. Eulophidae sp16	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	5	0,05	0,23
157. Eulophidae sp18	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
158. Eulophidae sp19	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	3	0,03	0,14
159. Eulophidae sp20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
160. Eulophidae sp21	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	4	0,04	0,19
161. Eulophidae sp22	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
162. Eulophidae sp23	-	-	-	11	0,11	0,52	1	0,01	0,07	44	0,46	2,05
163. Eulophidae sp24	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
164. Eulophidae sp26	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	0,06	0,28
165. Eulophidae sp27	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
166. Eulophidae sp28	-	-	-	7	0,07	0,33	3	0,03	0,20	48	0,50	2,24
167. Eulophidae sp29	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	0,06	0,28
168. Eulophidae sp30	-	-	-	2	0,02	0,09	1	0,01	0,07	11	0,11	0,51
169. Eulophidae sp31	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	6	0,06	0,28
170. Eulophidae sp32	-	-	-	5	0,05	0,24	-	-	-	11	0,11	0,51
171. Eulophidae sp33	-	-	-	7	0,07	0,33	-	-	-	20	0,21	0,93
172. Eulophidae sp34	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
173. Eulophidae sp35	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
174. Eulophidae sp36	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
175. Eulophidae sp37	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
176. Eulophidae sp38	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
177. Eulophidae sp39	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	0,05	0,23
178. Eulophidae sp40	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,20	-	-	-
179. Eulophidae sp41	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,14
180. Eulophidae sp42	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
181. Eupelmidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
182. Eupelmidae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
183. Eurytomidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
184. Eurytomidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
185. Eurytomidae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
186. Eurytomidae sp8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,14
187. Evaniidae sp3	-	-	-	5	0,05	0,24	1	0,01	0,07	1	0,01	0,05
188. Figitidae sp2	-	-	-	24	0,25	1,13	1	0,01	0,07	8	0,08	0,37
189. Figitidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
190. Figitidae sp4	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
191. Figitidae sp8	2	0,02	0,07	15	0,16	0,71	3	0,03	0,20	12	0,13	0,56
192. Figitidae sp10	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
193. Figitidae sp11	1	0,01	0,03	6	0,06	0,28	1	0,01	0,07	4	0,04	0,19
194. Figitidae sp13	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	3	0,03	0,14
195. Figitidae sp14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
196. Figitidae sp15	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	3	0,03	0,14
197. Figitidae sp17	1	0,01	0,03	3	0,03	0,14	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
198. Figitidae sp18	2	0,02	0,07	2	0,02	0,09	1	0,01	0,07	8	0,08	0,37
199. Figitidae sp21	2	0,02	0,07	2	0,02	0,09	1	0,01	0,07	7	0,07	0,33

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
200. Figitidae sp23	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
201. <i>Hoplomutilla</i> sp.	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
202. Ichneumonidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
203. Ichneumonidae sp4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	0,04	0,19
204. Ichneumonidae sp5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
205. Ichneumonidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
206. Ichneumonidae sp7	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
207. Ichneumonidae sp8	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	3	0,03	0,14
208. Ichneumonidae sp10	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
209. Ichneumonidae sp11	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
210. Ichneumonidae sp12	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
211. Ichneumonidae sp13	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	4	0,04	0,19
212. Ichneumonidae sp14	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
213. Ichneumonidae sp15	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
214. Ichneumonidae sp16	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
215. Microgastrinae sp1	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,02	0,13	1	0,01	0,05
216. Microgastrinae sp2	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
217. Microgastrinae sp3	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	1	0,01	0,07	3	0,03	0,14
218. Microgastrinae sp4	-	-	-	6	0,06	0,28	8	0,08	0,53	9	0,09	0,42
219. Microgastrinae sp5	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
220. Microgastrinae sp6	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
221. Mymaridae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
222. Mymaridae sp4	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,07	9	0,09	0,42
223. Mymaridae sp5	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
224. Mymaridae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
225. Mymaridae sp12	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
226. Mymaridae sp14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
227. Mymaridae sp16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
228. Mymaridae sp17	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,14
229. Mymaridae sp18	1	0,01	0,03	10	0,10	0,47	1	0,01	0,07	23	0,24	1,07
230. Mymaridae sp19	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
231. Mymaridae sp20	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	3	0,03	0,14
232. Opiinae sp1	279	2,91	9,49	36	0,38	1,70	3	0,03	0,20	14	0,15	0,65
233. Opiinae sp2	7	0,07	0,24	95	0,99	4,49	20	0,21	1,32	6	0,06	0,28
234. Opiinae sp3	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
235. Pipunculidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
236. Platygasteridae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
237. Platygasteridae sp10	587	6,11	19,97	73	0,76	3,45	6	0,06	0,40	319	3,32	14,89
238. Platygasteridae sp11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
239. Platygasteridae sp12	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
240. Platygasteridae sp13	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
241. Pompilidae sp1	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	-	-	-	3	0,03	0,14
242. Proctotrupidae sp1	-	-	-	10	0,10	0,47	3	0,03	0,20	5	0,05	0,23
243. Pteromalidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
244. Pteromalidae sp4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
245. Pteromalidae sp5	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
246. Pteromalidae sp8	-	-	-	8	0,08	0,38	2	0,02	0,13	2	0,02	0,09
247. Pteromalidae sp10	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
248. Pteromalidae sp11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
249. Pteromalidae sp13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
250. Pteromalidae sp14	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
251. Pteromalidae sp15	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
252. Pteromalidae sp16	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	3	0,03	0,14
253. Pteromalidae sp17	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
254. Pteromalidae sp18	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
255. Pteromalidae sp19	2	0,02	0,07	-	-	-	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
256. Pteromalidae sp20	1	0,01	0,03	-	-	-	2	0,02	0,13	-	-	-
257. Pteromalidae sp38	-	-	-	2	0,02	0,09	3	0,03	0,20	3	0,03	0,14
258. Pteromalidae sp39	2	0,02	0,07	17	0,18	0,80	-	-	-	2	0,02	0,09
259. Pteromalidae sp40	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
260. Pteromalidae sp41	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-
261. Pteromalidae sp42	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
262. Scelioninae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
263. Scelioninae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	0,04	0,19
264. Scelioninae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
265. Scelioninae sp9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
266. Scelioninae sp13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
267. Scelioninae sp17	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
268. Scelioninae sp18	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
269. Scelioninae sp19	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
270. Scelioninae sp21	1	0,01	0,03	4	0,04	0,19	-	-	-	24	0,25	1,12
271. Scelioninae sp22	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	0,04	0,19
272. Scelioninae sp23	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	4	0,04	0,19
273. Scelioninae sp24	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
274. Scelioninae sp27	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
275. Scelioninae sp29	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
276. Scelioninae sp30	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
277. Scelioninae sp31	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	6	0,06	0,28

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
278. Scelioninae sp34	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	2	0,02	0,09
279. Scelioninae sp35	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
280. Scelioninae sp36	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	0,05	0,23
281. Scelioninae sp37	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,07	6	0,06	0,28
282. Scelioninae sp39	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
283. Scelioninae sp40	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
284. Scelioninae sp41	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	6	0,06	0,28
285. Scelioninae sp42	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
286. Scoliidae sp1	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
287. Signiphoridae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	8	0,08	0,37
288. Signiphoridae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
289. Tachinidae sp1	1	0,01	0,03	8	0,08	0,38	-	-	-	-	-	-
290. Tachinidae sp2	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
291. Tachinidae sp3	-	-	-	4	0,04	0,19	-	-	-	-	-	-
292. Tormidae sp1	2	0,02	0,07	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
293. Trichogrammatidae sp2	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
Subtotal	940	9,79	31,97	591	6,16	27,93	120	1,25	7,94	1035	10,78	48,32
Polinizador (S = 20)												
294. <i>Apis mellifera</i>	180	1,88	6,12	103	1,07	4,87	14	0,15	0,93	-	-	-
295. <i>Augochlora</i> sp.	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	2	0,02	0,13	-	-	-
296. <i>Augochloropsis</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,02	0,13	-	-	-
297. <i>Coelioxys nasidens</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
298. <i>Epanthidium autumnale</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
299. <i>Eristalis arbustorum</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
300. <i>Eristalis tenax</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
301. <i>Friesella schrottkyi</i>	-	-	-	4	0,04	0,19	8	0,08	0,53	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
302. <i>Megachile</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
303. <i>Melipona marginata</i>	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-
304. <i>Melipona quadrifasciata</i>	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
305. <i>Oxaea flavescens</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
306. <i>Paratrigona subnuda</i>	273	2,84	9,29	11	0,11	0,52	74	0,77	4,89	3	0,03	0,14
307. <i>Plebeia droryana</i>	191	1,99	6,50	4	0,04	0,19	43	0,45	2,84	1	0,01	0,05
308. <i>Scapotrigona polystica</i>	2	0,02	0,07	-	-	-	-	-	-	-	-	-
309. <i>Scapotrigona</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
310. <i>Schwarziana quadripunctata</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
311. <i>Tetragonisca angustula</i>	59	0,61	2,01	4	0,04	0,19	4	0,04	0,26	1	0,01	0,05
312. <i>Trigona hyalinata</i>	16	0,17	0,54	-	-	-	45	0,47	2,98	-	-	-
313. <i>Trigona spinipes</i>	227	2,36	7,72	9	0,09	0,43	196	2,04	12,96	13	0,14	0,61
Subtotal	950	9,90	32,31	149	1,55	7,04	388	4,04	25,66	24	0,25	1,12
Predador (S = 62)												
314. <i>Adalia bipunctata</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
315. Agaonidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
316. <i>Agelaia multipicta</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
317. <i>Allograpta exotica</i>	12	0,13	0,41	6	0,06	0,28	10	0,10	0,66	5	0,05	0,23
318. <i>Amphiaras constrictus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05
319. Araneae	6	0,06	0,20	2	0,02	0,09	3	0,03	0,20	7	0,07	0,33
320. Asilidae sp1	2	0,02	0,07	5	0,05	0,24	4	0,04	0,26	1	0,01	0,05
321. Asilidae sp2	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
322. <i>Brachygastra lecheguana</i>	4	0,04	0,14	1	0,01	0,05	3	0,03	0,20	3	0,03	0,14
323. Cantharidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
324. Carabidae sp7	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
325. <i>Ceratomegilla schneideri</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
326. <i>Chrysoperla externa</i>	7	0,07	0,24	7	0,07	0,33	27	0,28	1,79	1	0,01	0,05
327. <i>Clitostethus arcuatus</i>	-	-	-	5	0,05	0,24	1	0,01	0,07	19	0,20	0,89
328. Coccinellidae larva	2	0,02	0,07	4	0,04	0,19	10	0,10	0,66	7	0,07	0,33
329. <i>Condyllostylus</i> sp.	7	0,07	0,24	91	0,95	4,30	64	0,67	4,23	21	0,22	0,98
330. <i>Cycloneda sanguinea</i>	2	0,02	0,07	9	0,09	0,43	6	0,06	0,40	4	0,04	0,19
331. <i>Doru luteipes</i>	2	0,02	0,07	3	0,03	0,14	-	-	-	2	0,02	0,09
332. <i>Elaphropeza</i> sp.	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-	35	0,36	1,63
333. <i>Eriopis connexa</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	1	0,01	0,05
334. <i>Franklinothrips vespiformis</i>	1	0,01	0,03	86	0,90	4,06	-	-	-	45	0,47	2,10
335. <i>Geocoris</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,09
336. <i>Hemerobius</i> sp.	-	-	-	4	0,04	0,19	1	0,01	0,07	16	0,17	0,75
337. <i>Heniarthes lenti</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
338. <i>Hippodamia convergens</i>	1	0,01	0,03	3	0,03	0,14	4	0,04	0,26	1	0,01	0,05
339. <i>Hyaliodocoris insignis</i>	-	-	-	5	0,05	0,24	2	0,02	0,13	30	0,31	1,40
340. <i>Lebia concinna</i>	-	-	-	5	0,05	0,24	-	-	-	8	0,08	0,37
341. <i>Lestes forficula</i>	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
342. <i>Macrolophus</i> sp.	-	-	-	-	-	0,00	-	-	-	7	0,07	0,33
343. <i>Mischocyttarus punctatus</i>	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
344. <i>Nabis</i> sp.	2	0,02	0,07	3	0,03	0,14	-	-	-	14	0,15	0,65
345. Neuroptera larva	1	0,01	0,03	22	0,23	1,04	-	-	-	12	0,13	0,56
346. <i>Ocyptamus antiphates</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
347. <i>Olla</i> sp.	-	-	-	-	-	-	3	0,03	0,20	5	0,05	0,23
348. <i>Orius insidiosus</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
349. <i>Polistes goeldii</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
350. <i>Polybia fastidiosuscula</i>	1	0,01	0,03	2	0,02	0,09	6	0,06	0,40	2	0,02	0,09
351. <i>Polybia ignobilis</i>	8	0,08	0,27	-	-	-	4	0,04	0,26	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
352. <i>Polybia jurinei</i>	-	-	-	-	-	-	2	0,02	0,13	-	-	-
353. <i>Polybia minarum</i>	2	0,02	0,07	1	0,01	0,05	2	0,02	0,13	1	0,01	0,05
354. <i>Polybia occidentalis occidentalis</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
355. <i>Polybia platycephala slyventris</i>	1	0,01	0,03	4	0,04	0,19	-	-	-	-	-	-
356. <i>Polybia sericea</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
357. <i>Polybia striata</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,07	-	-	-
358. <i>Pseudodorus clavatus</i>	1	0,01	0,03	8	0,08	0,38	1	0,01	0,07	2	0,02	0,09
359. Reduviidae sp3	-	-	-	4	0,04	0,19	-	-	-	3	0,03	0,14
360. Reduviidae sp4	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05
361. <i>Rhyzobius leucochaetus</i>	-	-	-	2	0,02	0,09	-	-	-	15	0,16	0,70
362. Staphylinidae sp3	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
363. Staphylinidae sp4	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-	-	-	-
364. Staphylinidae sp6	94	0,98	3,20	4	0,04	0,19	2	0,02	0,13	2	0,02	0,09
365. Staphylinidae sp7	-	-	-	2	0,02	0,09	3	0,03	0,20	6	0,06	0,28
366. Staphylinidae sp9	-	-	-	3	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-
367. <i>Toxomerus floralis</i>	36	0,38	1,22	72	0,75	3,40	60	0,63	3,97	34	0,35	1,59
368. <i>Toxomerus laenas</i>	40	0,42	1,36	71	0,74	3,36	85	0,89	5,62	48	0,50	2,24
369. <i>Toxomerus musicus</i>	105	1,09	3,57	211	2,20	9,97	137	1,43	9,06	179	1,86	8,36
370. <i>Toxomerus papaveroi</i>	6	0,06	0,20	19	0,20	0,90	14	0,15	0,93	24	0,25	1,12
371. <i>Toxomerus politus</i>	19	0,20	0,65	49	0,51	2,32	22	0,23	1,46	22	0,23	1,03
372. <i>Toxomerus purus</i>	33	0,34	1,12	55	0,57	2,60	42	0,44	2,78	47	0,49	2,19
373. <i>Toxomerus virgulatus</i>	-	-	-	3	0,03	0,14	3	0,03	0,20	1	0,01	0,05
374. <i>Tupiocoris cucurbitaceus</i>	-	-	-	14	0,15	0,66	-	-	-	20	0,21	0,93
375. <i>Zelus</i> sp.	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Subtotal	398	4,15	13,54	807	8,41	38,14	528	5,50	34,92	658	6,85	30,72
Abundância	2940	30,63	100,00	2116	22,04	100,00	1512	15,75	100,00	2142	22,31	100,00

Táxons/Grupo Funcional	Crotalaria			Feijão-de-porco			Feijão guandu			Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
Riqueza (S)		120			221			125			256	
Bootstrap		146,10			261,43			149,19			301,55	
Shannon (H')		2,980			4,090			3,403			4,173	

Fonte: Do autor (2023).

Na Tabela 9, encontram-se as médias e o erro padrão dos índices de abundância, riqueza e Shannon para os artrópodes coletados nas plantas de adubos verdes. Em relação ao índice de abundância, foi constatado diferença significativa ($p = 0,0125$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de crotalária e feijão guandu, mucuna cinza e feijão guandu, e entre os valores de feijão-de-porco e feijão guandu, porém, não houve diferença significativa entre os valores de crotalária, feijão-de-porco e mucuna cinza. A maior média de abundância/m² foi encontrada em plantas de crotalária.

Tabela 9 – Média/m² ($\pm$ EP) da abundância e riqueza, e valores de Shannon (H') dos artrópodes coletados com sugador entomológico em plantas de adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Abundância $p = 0,0125$	Riqueza $p < 0,0001$	Shannon (H')* $p < 0,0001$
Mucuna cinza	22,31 $\pm$ 1,55 a	14,82 $\pm$ 0,95 a	4,173 a
Feijão-de-porco	22,04 $\pm$ 1,41 a	13,82 $\pm$ 0,93 a	4,09 a
Crotalária	30,63 $\pm$ 3,02 a	10,67 $\pm$ 0,62 b	2,98 b
Feijão guandu	15,75 $\pm$ 0,81 b	7,94 $\pm$ 0,42 c	3,403 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

*Significativo pelo teste de Tukey a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

No que se refere ao índice de riqueza, verificou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de crotalária e mucuna cinza, crotalária e feijão-de-porco, crotalária e feijão guandu, mucuna cinza e feijão guandu, e feijão-de-porco e feijão guandu. Entretanto, não houve diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e feijão-de-porco. Maiores médias de riqueza/m² foram observadas em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco (TABELA 9).

Com relação à diversidade (Shannon) notou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste Tukey entre os valores de mucuna cinza e crotalária, mucuna cinza e feijão guandu, feijão-de-porco e crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu, todavia, não houve diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e feijão-de-porco, e entre os valores de crotalária e feijão guandu. Maiores valores de índice de diversidade foram obtidos em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco (TABELA 9).

No que tange a estratégia ecológica, houve diferença significativa ($p < 0,0001$) entre a abundância dos parasitoides associados a plantas de mucuna cinza e crotalária, mucuna cinza e feijão-de-porco, mucuna cinza e feijão guandu, crotalária e feijão guandu, e entre feijão-de-porco e feijão guandu. No entanto, não houve diferença significativa entre os valores de

crotalária e feijão-de-porco. Maiores médias de abundância de parasitoides/m² foram observadas em mucuna cinza e em crotalária (TABELA 10).

Tabela 10 – Média/m² ($\pm$ EP) da abundância de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados com sugador entomológico em adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago $p = 0,0109$	Polinizador $p < 0,0001$
Mucuna cinza	10,79 $\pm$ 1,16 a	6,84 $\pm$ 0,55 b	4,38 $\pm$ 0,21 b	0,25 $\pm$ 0,05 c
Crotalária	9,79 $\pm$ 1,76 b	4,15 $\pm$ 0,37 c	6,78 $\pm$ 0,49 a	9,90 $\pm$ 1,15 a
Feijão-de-porco	6,17 $\pm$ 0,78 b	8,40 $\pm$ 0,58 a	5,63 $\pm$ 0,50 ab	1,55 $\pm$ 0,24 b
Feijão guandu	1,25 $\pm$ 0,23 c	5,50 $\pm$ 0,51 c	4,91 $\pm$ 0,44 b	4,04 $\pm$ 0,59 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Para predadores, verificou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) entre os valores dos indivíduos capturados em plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza, feijão-de-porco e crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu, mucuna cinza e crotalária, mucuna cinza e feijão guandu. Contudo, não constatou diferença significativa entre os valores de crotalária e feijão guandu. A maior média de abundância de predadores/m² foi obtida em plantas de feijão-de-porco (TABELA 10).

No que diz respeito aos fitófagos, plantas de crotalária e feijão-de-porco obtiveram maiores médias/m² que plantas de feijão guandu e do que plantas de mucuna cinza, e não diferiram estatisticamente entre si. Também não foi verificada diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de mucuna cinza, feijão-de-porco e feijão guandu. Entretanto, verificou-se diferença significativa entre os valores de crotalária e mucuna cinza, e entre crotalária e feijão guandu (TABELA 10).

Quanto aos polinizadores, constatou-se diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de crotalária, feijão-de-porco e mucuna cinza. Também se observou diferenças significativas entre crotalária e feijão guandu, e entre mucuna cinza e feijão guandu. Porém, não foi observada diferença significativa entre os valores de feijão-de-porco e feijão guandu. Maiores médias de polinizadores/m² foram encontradas em plantas de crotalária e em plantas de feijão guandu (TABELA 10).

Ao analisar a riqueza dentro das estratégias ecológicas (TABELA 11), verificou-se diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,0001$) para os valores de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores dos adubos verdes testados.

Tabela 11 – Média/m² ($\pm$ EP) da riqueza de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados com sugador entomológico em adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago $p < 0,0001$	Polinizador $p < 0,0001$
Mucuna cinza	6,71 $\pm$ 0,62 a	4,58 $\pm$ 0,28 a	3,23 $\pm$ 0,17 a	0,25 $\pm$ 0,05 c
Feijão-de-porco	4,53 $\pm$ 0,55 b	4,68 $\pm$ 0,26 a	3,55 $\pm$ 0,25 a	0,85 $\pm$ 0,11 b
Crotalária	1,76 $\pm$ 0,19 c	2,78 $\pm$ 0,19 b	3,46 $\pm$ 0,19 a	2,66 $\pm$ 0,20 a
Feijão guandu	1,11 $\pm$ 0,18 c	3,45 $\pm$ 0,24 b	2,05 $\pm$ 0,11 b	1,28 $\pm$ 0,18 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

No que diz respeito aos parasitoides, notou-se diferença significativa entre os valores de mucuna cinza, feijão-de-porco e crotalária. Observou-se também diferença significativa entre os valores de mucuna cinza e feijão guandu, e entre os valores de feijão-de-porco e feijão guandu. Mas, não se relatou diferença significativa entre os valores de crotalária e feijão guandu. Maiores médias de riqueza de parasitoide/m² foram registradas em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco (TABELA 11).

Em relação aos predadores, maiores médias de riqueza/m² foram obtidas em plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza, as quais não diferiram entre si. Também não houve diferença significativa entre os valores de crotalária e feijão guandu. Entretanto, verificou-se diferença significativa entre mucuna cinza e crotalária, entre mucuna cinza e feijão guandu, entre feijão-de-porco e crotalária, e entre feijão-de-porco e feijão guandu (TABELA 11).

Quanto aos fitófagos, notou-se que a menor média de riqueza/m² foi registrada em plantas de feijão guandu. Não houve diferença significativa entre os valores de mucuna cinza, feijão-de-porco e crotalária, contudo, os mesmos, diferem significativamente do valor encontrado em feijão guandu (TABELA 11).

Por fim, no que tange aos polinizadores, maior média de riqueza/m² foi obtida em plantas de crotalária. Verificou-se diferença significativa entre os valores de crotalária, feijão-de-porco e mucuna cinza, bem como entre os valores de crotalária e feijão guandu, e entre os valores de mucuna cinza e feijão guandu. No entanto, não houve diferença significativa entre feijão-de-porco e feijão guandu (TABELA 11).

4 DISCUSSÃO

Quanto à riqueza de artrópodes associada às plantas de adubos verdes foi possível inferir através das curvas de riqueza acumulada que o esforço amostral empregado durante as realizações das coletas foi satisfatório, visto que se atingiu uma suficiência amostral superior a 80% em todos os casos (FIGURA 2).

Com relação ao acúmulo de indivíduos nos adubos verdes (FIGURA 3), nota-se que as plantas de crotalária acumularam mais indivíduos ao longo do período de amostragem, seguidas por plantas de mucuna cinza, feijão-de-porco e feijão guandu. Para as curvas referentes às coletas em mucuna cinza, feijão-de-porco e feijão guandu observou-se uma tendência linear indicando que o acúmulo de indivíduos foi gradual ao longo das fases vegetativa, de floração e de frutificação.

Em contrapartida, para a curva referente à coleta nas plantas de crotalária, não foi verificado acúmulo gradual de indivíduos. Houve grande velocidade de acumulação de artrópodes a partir do início da fase de floração, mostrando que em crotalária as flores exercem importante papel atrativo aos insetos. A curva de acumulação de indivíduos em crotalária seguiu o mesmo padrão de linearidade observado nos demais adubos verdes somente até a décima primeira semana de amostragem (amostra 44), porém, a partir da décima segunda semana verifica-se um incremento no acúmulo de indivíduos, o qual se mantém contínuo até a vigésima semana de amostragem (amostra 80) a partir da qual a curva atinge a estabilização.

A maior abundância de artrópodes em plantas de crotalária em relação a plantas de mucuna cinza, feijão-de-porco e feijão guandu, está relacionada possivelmente a quantidade, a coloração, a visibilidade e a longevidade dos recursos florais produzidos pelas mesmas. Neste contexto, Campbell et al. (2010) atestam que a cor da flor influencia a visitação de insetos nas plantas. De acordo com Ricci (2017) plantas de *Crotalaria juncea* apresentam antese floral de três dias consecutivos num período de oito horas diárias (das 10:00h às 18:00h), flores amarelas, pentâmeras e bissexuais, distribuídas em inflorescências que podem conter de 4 a 20 botões florais e produzir quantidades significativas de pólen e néctar.

No que concerne aos parasitoides, dentre as morfoespécies associadas às plantas de mucuna cinza as mais abundantes foram Platygastriidae sp10 e Encyrtidae sp6, em plantas de crotalária foram Platygastriidae sp10 e Opiinae sp1, em plantas de feijão-de-porco foram Opiinae sp2 e Platygastriidae sp10, enquanto em plantas de feijão guandu foram Opiinae sp2 e Encyrtidae sp6 (TABELA 8). Os parasitoides da família Platygastriidae comumente são relatados parasitando ovos de percevejos *Euschistus heros* (Fabricius, 1798) e *Diceraeus*

melacanthus (Dallas, 1851), e ovos de várias espécies do gênero *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae) como *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797), *Spodoptera cosmioides* (Walker, 1858), *Spodoptera eridania* (Cramer, 1782) e *Spodoptera albula* (Walker, 1857) (POMARI et al., 2012; QUEIROZ et al., 2019). Os Encyrtidae estão associados principalmente ao parasitismo de cochonilhas, lepidópteros e moscas-brancas (KAPRANAS; TENAS, 2015; SIGSGAARD et al., 2014; ZU et al., 2018). Já os braconídeos da subfamília Opiinae normalmente estão atrelados ao controle biológico de moscas-das-frutas, *Anastrepha* spp. e *Ceratitis* spp. (MEIRELLES et al., 2016; MURILLO et al., 2016; MARINHO; COSTA; ZUCCHI, 2018). A presença de tais inimigos naturais em adubos verdes sugere que essas plantas podem contribuir para o controle biológico conservativo de importantes insetos-praga de milho, soja, feijão, mamão, citros, maçã, maracujá, nectarina, nêspera, pêra, acerola e ameixa quando forem inseridas nos cultivos dos mesmos para a diversificação do habitat.

Em feijão-de-porco, os predadores que mais ocorreram ao longo do período de amostragem foram *Toxomerus musicus* (Fabricius, 1805), *Condylostylus* sp. e *Franklinothrips vespiformis* (Crawford, 1909), em plantas de mucuna cinza, por sua vez, os predadores mais frequentes foram *T. musicus*, *Toxomerus laenas* (Walker, 1852) e *Toxomerus purus* (Curran, 1930); em relação aos predadores coletados em feijão guandu, os mais abundantes foram *T. musicus*, *T. laenas* e *Condylostylus* sp.; já em plantas de *C. juncea*, *Toxomerus musicus* (Fabricius, 1805), Staphylinidae sp6 e *T. laenas* (TABELA 8). Espécies dos gêneros *Toxomerus* e *Condylostylus* sp., bem como *F. vespiformis* podem contribuir para o controle biológico de pulgões, tripses, moscas-brancas, ácaros, cochonilhas, larvas de besouros e pequenos lepidópteros em cultivos agrícolas (ROJO et al., 2003; STURZA et al., 2014; BORTOLOTTI; MENEZES JR; HOSHINO, 2016; CAMPOS et al., 2016; FLEISCHMANN et al., 2016; CICERO et al., 2017; RAGI, 2017; PENNER et al., 2021; HUSSAIN et al., 2022).

Bortolotto et al. (2021) avaliaram a abundância de dolicipodídeos em diferentes espécies de adubos verdes, crotalária (*Crotalaria spectabilis* Röth), feijão caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.), girassol (*Helianthus annuus* L.), mamona (*Ricinus communis* L.) e trigo mourisco (*Fagopyrum esculentum* Moench) e constataram que a espécie *Condylostylus erectus* Becker, 1922 foi mais abundante em plantas de trigo mourisco e feijão caupi. Segundo os autores a semeadura de *F. esculentum* e *V. unguiculata* são opções para aumentar a população de *Condylostylus erectus* nos agroecossistemas, já que disponibilizam recursos alimentares, pólen e néctar, de interesse a este predador.

A espécie *F. vespiformis* foi mais abundante em plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza (TABELA 8). Em uma revisão sobre a história de vida, distribuição e perspectivas de *F.*

vespiformis como agente de controle biológico, Hussain et al. (2022) destacam que este predador já vem sendo utilizado em programas de controle biológico aumentativo para o manejo de tripses em cultivo de rosa, pepino, berinjela e plantas ornamentais. Para os autores, ainda há a necessidade de pesquisas que versem sobre sistemas de plantas entomófilas ou fornecimento de outros alimentos suplementares, como pólen, para beneficiar e favorecer a ocorrência deste predador no campo. Neste sentido, plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza podem ser promissoras em estudos futuros para criação e conservação de *Frankliniothrips vespiformis*.

A presença de espécies de sirfídeos *Allograpta exotica* (Wiedemann, 1830), *Pseudodorus clavatus* (Fabricius, 1794), *Ocyptamus antiphates* (Walker, 1849), *T. musicus*, *T. laenas*, *T. purus*, *Toxomerus floralis* (Fabricius 1798), *Toxomerus politus* (Say 1823), *Toxomerus papaveri* Borges & Couri, 2009 e *Toxomerus virgulatus* (Macquart, 1850) em plantas de feijão-de-porco, mucuna cinza, crotalária e feijão guandu ressalta a importância destes adubos verdes na conservação das espécies citadas. Tais indivíduos provavelmente se instalaram nas plantas de adubos verdes atraídos pelos recursos florais, microclima e abrigo oferecidos pelas mesmas, e desempenham dupla função ecossistêmica: enquanto na fase larval são predadores vorazes de afídeos, ácaros, cochonilhas, tripses e ovos de lepidópteros como *Spodoptera frugiperda*; na fase adulta podem exercer a polinização (ROJO et al., 2003; AUAD; TREVIZANI, 2005; RAGI, 2017; DA PAZ; PIGOZZO; GIMENES, 2018; JIRÓN-PABLO; MARTÍNEZ-MARTÍNEZ; SÁNCHEZ-GARCÍA, 2018; CHISAUSKY et al., 2020; DUNN et al., 2020; LUCAS et al., 2020).

Sob esta perspectiva, Doyle et al. (2020) em uma revisão sobre os serviços de polinização prestados por sirfídeos no Antropoceno, apontam que estes seres fornecem funções ecossistêmicas não vistas nas abelhas, como proteção de cultivos contra pragas, reciclagem de matéria orgânica e transferência de pólen a longa distância. Os autores também observaram em sua revisão que a abundância e a riqueza de sirfídeos aumentam em paisagens agrícolas complexas, uma vez que há mais alimento, abrigo e habitat larval para os mesmos. Doyle et al. (2020) reforçam ainda que o semeio de faixas de flores, policultivos, redução do preparo do solo e uso de cercas vivas, são estratégias de manejo para aumentar os serviços de polinização e controle biológico fornecidos pelos sirfídeos.

Dentre os agentes polinizadores coletados em plantas de crotalária, *Paratrigona subnuda* Moure, 1947, *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793), *Plebeia droryana* (Friese, 1900), *Apis mellifera* (Linnaeus, 1758) e *Tetragonisca angustula* (Latreille, 1811) foram os mais

abundantes. Já em feijão guandu, as espécies *T. spinipes*, *P. subnuda*, *Trigona hyalinata* (Lepeletier, 1836), *P. droryana* e *A. mellifera* foram as mais frequentes (TABELA 8).

Azevedo et al. (2007) também constataram que *T. spinipes* foi o visitante floral mais abundantes em plantas de feijão guandu, com uma frequência de 83,10%. Schneider, Meneghetti e Lange (2020) observaram *T. spinipes* visitando flores de crotalária (*Crotalaria spectabilis*).

Rakesh et al. (2019) ao realizar estudos sobre a diversidade, abundância e eficiência de polinizadores em *C. juncea*, verificaram que *Xylocopa latipes*, *Xylocopa pubescens* e *Megachile lanata* foram os visitantes mais frequentes. Resultado que diverge das constatações do presente trabalho. A divergência pode ser explicada por dois motivos. O primeiro se refere a diferença de metodologia empregada. Rakesh et al. (2019) documentaram a abundância de insetos polinizadores em flores de crotalária pela contagem do número de insetos por m² por 5 minutos. Essas observações ocorreram desde às 9:00 até às 17:00 com intervalo de duas horas. O segundo motivo deve-se ao fato de algumas espécies de polinizadores encontradas neste trabalho serem nativas do Brasil.

A frequência elevada de abelhas nativas em plantas de crotalária e feijão guandu provavelmente se deu devido o experimento ter sido conduzido próximo a fragmentos florestais da Mata Atlântica na mesorregião da Zona da Mata Mineira. Entretanto, abre um precedente para o uso dos adubos verdes visando o fornecimento de pólen e a conservação das espécies de abelhas nativas coletadas. Peres (2021) também coletou a espécie *T. spinipes* em habitats florestais (fragmentos remanescentes e fragmentos em regeneração) em região de Mata Atlântica, no município de Maria da Fé, Minas Gerais.

As espécies *A. mellifera*, *P. droryana*, *P. subnuda*, *T. angustula*, *T. spinipes* e *T. hyalinata* apresentam interesse apícola, já que produzem mel, e podem contribuir para a polinização de vários cultivos agrícolas, tais como, abacate, abóbora, acerola, café, cajá, chuchu, cupuaçu, goiaba, girassol, laranja, maçã, manga, melancia, melão, morango, pêssego, pepino, pimentão, tangerina, umbu, urucum, entre outros (CARVALHO; MARCHINI; ROS, 1999; KLEINERT, 2002; STEINER et al., 2010; ABROL et al., 2019; SILVA, 2019; SANTOS, 2020; Associação Brasileira de Estudos das Abelhas, 2022).

Logo, o fornecimento de pólen para abelhas no interior dos cultivos mediante a inserção de plantas de crotalária e/ou feijão guandu pode favorecer a ocorrência de agentes polinizadores e, conseqüentemente, aumentar a produção. Nessa ótica, Rahayu et al. (2018) constataram que o consórcio entre *Crotalaria juncea* e soja pode aumentar a diversidade de insetos visitantes

florais na cultura da soja e aumentar em 30,11% o número de vagens, 44,63% o número de sementes e 15,44% o peso da semente por planta devido a polinização por insetos polinizadores.

Desta forma, plantas de cobertura do solo da família Fabaceae podem aumentar os recursos para os polinizadores e serem usadas visando potencializar a abundância e a diversidade dos mesmos em diferentes sistemas agrícolas (DINGHA et al., 2021).

Para os fitófagos, observou-se maior média de abundância/m² em plantas de crotalária e maior média de riqueza/m² em plantas de feijão-de-porco (TABELAS 10 e 11). Plantas Fabaceae que oferecem maior quantidade de recursos, principalmente folhas e flores, apresentam maior riqueza e abundância de espécies de insetos fitófagos (MARQUES; PRICE; COBB, 2000). Segundo Marques, Price e Cobb (2000) a biomassa foliar é responsável por 44,15% da variação na riqueza e por 51,76% da variação na abundância de insetos fitófagos em plantas fabáceas, enquanto a biomassa floral é responsável por 32,86% da variação na riqueza de fitófagos que utilizam flores como recursos.

Dentre os fitófagos mais abundantes nas plantas de adubos verdes estão *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912), *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910), *Aphis* sp., *Diabrotica speciosa* (Germar, 1824), *Conotelus* sp., *Moissonia* sp., *Cryptarcha* sp. e lagartas (Lepidoptera larva) (TABELA 8).

Os tripses *C. phaseoli* foram os fitófagos mais abundantes em plantas de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza (TABELA 8). Esperava-se a ocorrência desta espécie nos adubos verdes avaliados, já que plantas da família Fabaceae são hospedeiras deste inseto (LINK; COSTA; CARVALHO, 2008; LIMA; MONTEIRO; ZUCCHI, 2013; BOIÇA JÚNIOR et al., 2015; BOSCARDIN et al., 2019; DOS SANTOS et al., 2021). Córdova-Ballona et al. (2022) também observaram *C. phaseoli* dentre os principais fitófagos associados a plantas de crotalária (*Crotalaria longirostrata* Hook. & Arn.) no México.

A espécie *F. schultzei* foi mais abundante em plantas de feijão guandu e crotalária que em plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza (TABELA 8). Este tripses é considerado importante praga de cultivos agrícolas, como solanáceas (tomate, pimentão), cucurbitáceas (melancia, melão) e fabáceas (feijão, soja) (DE ARAUJO et al., 2020).

Para Pereira et al. (2017) os níveis de dano econômico de *F. schultzei* em melancia acompanham o preço da mesma, obtendo os valores de 0,09; 0,04 e 0,02 tripes por folha quando o preço da melancia foi baixo (US\$ 62,5/t), médio (US\$ 140,63/t) e alto (US\$ 218,75/t), respectivamente. De acordo com Paes et al. (2019) o nível de dano econômico de *F. schultzei* em culturas de pimentão é 1 tripes por amostra e que este inseto causa perdas de até 49%, principalmente através do dano direto por sucção de conteúdo celular e injeção de toxinas.

No presente trabalho, as médias de *F. schultzei*/m² foram 0,41; 0,20; 0,54 e 0,05 em plantas de crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza, respectivamente (TABELA 8). Desta forma a utilização de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza na diversificação dos cultivos visando promover o controle biológico conservativo deve ser realizada com cautela, principalmente em cultivos sensíveis a *F. schultzei*, pois os níveis de dano econômico deste fitófago são relativamente baixos.

A espécie *D. speciosa* foi mais frequente em crotalária e feijão-de-porco que em plantas de mucuna cinza e feijão guandu (TABELA 8). Por sua vez, *Conotelus* sp. foi mais abundante em crotalária e feijão guandu, enquanto *Cryptarcha* sp. e *Moissonia* sp. foram mais assíduos em mucuna cinza e em crotalária, respectivamente.

Diabrotica speciosa é polífaga, sendo considerada praga de vários cultivos como pimentão, tomate, morango, feijão, soja, milho, amendoim, batata, dentre outros (MARQUES; ÁVILA; PARRA, 1999; ÁVILA; PARRA, 2003; ÁVILA et al., 2013; WALSH et al., 2020).

Percevejos do gênero *Moissonia* veem sendo relatados associados a plantas de crotalária, causando danos nas mesmas (RATNADASS et al., 2020). Ratnadass et al. (2018) relataram pela primeira vez a espécie *Moissonia importunitas* como praga de cultivos de crotalária na Ilha da Reunião, França. Os autores notaram que dentre oito espécies de percevejos amostrados em *C. spectabilis*, *C. juncea* e *C. retusa* L., *M. importunitas* foi encontrada em altos níveis populacionais, representando em média 98% dos percevejos adultos amostrados nas plantas.

O pulgão *Aphis* sp. foi mais abundante em feijão guandu e em feijão-de-porco. Espécies de afídeos deste gênero podem causar danos diretos devido a sucção de seiva e indiretos por meio da transmissão de vírus em cultivos de algodão, tomate, pimentão, pimenta, maracujá, melão, pepino e abóbora (DI PIERO et al., 2006; GARCÊZ et al., 2015; ARAÚJO et al., 2019; MANZANO et al., 2020; ROCHA SOBRINHO, 2020).

De acordo com Rocha Sobrinho (2020), plantas de feijão-de-porco são hospedeiras alternativas do *Cowpea aphid-borne mosaic virus* (CABMV), doença transmitida principalmente por pulgões do gênero *Aphis* e responsável pelo endurecimento dos frutos em maracujazeiro. O autor observou que *C. ensiformis* apresenta alta suscetibilidade a infecção natural por CABMV, portanto, a possível introdução de feijão-de-porco em cultivos de maracujá deve ser efetuada com prudência, já que o feijão-de-porco hospeda pulgões e pode contribuir com a disseminação de vírus em cultivos de maracujá. Paralelamente, Rocha Sobrinho (2020) também concluiu que feijão guandu não apresenta importância epidemiológica para o *Cowpea aphid-borne mosaic virus* do maracujazeiro. Tais resultados enfatizam a

necessidade de se realizar uma avaliação rigorosa das composições das artropodofaunas associadas às plantas entomófilas antes da escolha e uso das mesmas em programas de controle biológico conservativo.

Porém, a população de *Aphis* sp. em plantas de feijão guandu e feijão-de-porco manteve-se estável ao longo do experimento, possivelmente devido a ocorrência de agentes de controle biológico, tais como sirfídeos, crisopídeos, coccinelídeos e dolícopodídeos. Chamuene et al. (2020) atestam que em regiões tropicais os agentes de controle biológico juntamente com a chuva são responsáveis por 94,31% da mortalidade nas populações de *Aphis gossypii* (Glover, 1877) em lavouras de algodão. Dentre os inimigos naturais observados pelos autores, as espécies *A. exotica* (Diptera: Syrphidae), *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae), *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinellidae), *Eriopsis connexa* (Germar, 1824) (Coleoptera: Coccinellidae), *Hippodamia convergens* (Guérin-Meneville, 1842) (Coleoptera: Coccinellidae) e *Orius insidiosus* (Say, 1832) (Hemiptera: Anthocoridae) também ocorreram em plantas de feijão-de-porco e feijão guandu.

Quanto ao índice de diversidade (Shannon), maiores valores foram observados em plantas de mucuna cinza e feijão-de-porco, evidenciando alta riqueza e baixa dominância de espécies de artrópodes nessas plantas (TABELA 9). Os valores relativamente altos de Shannon obtidos em plantas de adubos verdes pode estar associado ao sistema de cultivo agroecológico adotado na condução do experimento, o qual não fez uso de produtos fitossanitários para o manejo de artrópodes. Assim, espera-se maior índice de diversidade em sistemas de cultivos que não recebem pulverizações de inseticidas do que naqueles que são pulverizados.

Apesar de todos os adubos verdes avaliados, crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza, serem leguminosas (Fabaceae) houve divergências entre as artropodofaunas associadas a essas plantas, conforme podemos constatar pela ANOSIM e testes SIMPER (TABELAS 1, 2, 3, 4, 5, 6 e 7). A ANOSIM deixa claro que as comunidades de artrópodes associadas a plantas de mucuna cinza e a plantas de feijão guandu são diferentes, e que a artropodofauna associada a plantas de crotalária difere da artropodofauna associada a plantas de feijão-de-porco e da artropodofauna associada a plantas de mucuna cinza.

Segundo os testes de SIMPER (porcentagem de dissimilaridade), a morfoespécie *Platygastridae* sp10 foi a principal responsável pela diferença entre as artropodofaunas de crotalária e feijão-de-porco, crotalária e mucuna cinza, e entre feijão guandu e mucuna cinza. Verificou-se que a mesma foi mais abundante em plantas de crotalária e mucuna cinza (TABELA 8). Conforme já foi discutido anteriormente, a família *Platygastridae* engloba importantes espécies usadas no controle biológico aumentativo de pragas do milho e da soja,

como *Telenomus podisi* (Ashmead, 1881), *Telenomus remus* (Nixon, 1937) e *Trissolcus basal* (Wollaston, 1858) (PACHECO; CORRÊA-FERREIRA, 2000; QUEIROZ et al., 2017; HAYASHIDA et al., 2018; COLMENAREZ et al., 2022). Dessa forma, a inserção de crotalária e mucuna cinza em cultivos de milho e soja, por exemplo, pode ser benéfica a estes parasitoides ao fornecer recursos florais, abrigo e hospedeiros alternativos.

Sob essa perspectiva, em condições de laboratório, já foi mostrado que néctar floral aumenta a longevidade adulta de *T. basal* (RAHAT et al., 2005). Por sua vez, McIntosh et al. (2020) também evidenciaram que o oferecimento de flores melhora a sobrevivência do parasitoide *Trissolcus japonicus* (Ashmead, 1904) (Hymenoptera: Platygasteridae) em experimentos laboratoriais. De acordo com os autores, dentre as oito espécies de plantas testadas (alisco, calêndula, coentro, endro, trevo carmesim, trigo mourisco, mostarda amarela e facélia), as flores de trigo mourisco, coentro e endro forneceram as melhores fontes de néctar para *T. japonicus*, melhorando a sobrevivência média em 15; 3,5 e 17,5 dias em comparação com a água.

Em condições de campo, Manandhar e Wright (2016) atestam que o fornecimento de ovos de hospedeiro alternativo através de plantas com flores, dentre elas a *Crotalaria juncea*, é um meio eficaz para aumentar a população de parasitoide. Os autores observaram que o parasitismo de ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) por *Trichogramma* spp. foi significativamente maior no intercultivo de milho doce com crotalária e no intercultivo de milho doce com feijão caupi do que no monocultivo. Além disso, de acordo com Manandhar e Wright (2016) a abundância de percevejos do gênero *Orius*, predador de *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) e *Frankliniella williamsi* Hood 1915, foi significativamente maior no milho doce intercalado com trigo mourisco do que no monocultivo, uma vez que as flores de trigo mourisco fornecem presas alternativas e néctar ao predador.

A análise de Cluster indicou maior similaridade entre a artropodofauna observada entre plantas de feijão-de-porco e plantas de mucuna cinza (FIGURA 5). Esta similaridade se deu provavelmente devido à comunidade de sirfídeos predadores, representada pelos Syrphinae *T. floralis*, *T. laenas*, *T. musicus*, *T. papaveri*, *T. politus*, *T. purus* e *T. virgatus*.

De acordo com Klecka et al. (2018), embora alguns sirfídeos demonstrem preferências por cores de flores como é o caso das subfamílias Eristalinae e Pipizinae, as quais geralmente preferem as cores amarela e branca, a subfamília Syrphinae é menos afetada pela cor da flor. Neste sentido, por mais que as inflorescências de feijão-de-porco e mucuna cinza apresentem cores diferentes, violácea e branca, respectivamente, as mesmas não interferiram na atração dos

Syrphinae amostrados nessas duas plantas, permitindo que os mesmos fossem abundantes semelhantemente em feijão-de-porco e mucuna cinza.

Sob a ótica do controle biológico conservativo este trabalho contribui para a escolha dos adubos verdes a serem utilizados visando a diversificação dos cultivos, já que traz informações preciosas sobre as comunidades de artrópodes associadas a algumas das principais plantas de cobertura empregadas na agricultura familiar brasileira.

5 CONCLUSÕES

As artropodofaunas associadas a mucuna cinza e a feijão guandu são dissimilares.

A artropodofauna associada a plantas de crotalária difere da artropodofauna associada a plantas de feijão-de-porco e da artropodofauna associada a plantas de mucuna cinza.

Plantas de mucuna cinza atraem maior riqueza e maior abundância de parasitoide/m² que plantas de crotalária, feijão guandu e feijão-de-porco.

Plantas de feijão-de-porco atraem maior abundância de predador/m² que plantas de mucuna cinza, feijão guandu e crotalária.

Plantas de crotalária e feijão guandu atraem maior abundância e riqueza de polinizadores/m² que plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza.

Plantas de crotalária (*Crotalaria juncea*), feijão guandu (*Cajanus cajan*), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens*) atraem importantes agentes de controle biológico e polinizadores.

REFERÊNCIAS

- A.B.E.L.H.A. Associação Brasileira de Estudo das Abelhas. Disponível em < <https://abelha.org.br/abelhas-sem-ferrao-do-brasil/> > Acesso em: 08 de Agosto de 2022.
- ABROL, D. P. et al. Impact of insect pollinators on yield and fruit quality of strawberry. **Saudi journal of biological sciences**, v. 26, n. 3, p. 524-530, 2019.
- ALBRECHT, M. et al. Time since establishment drives bee and hoverfly diversity, abundance of crop-pollinating bees and aphidophagous hoverflies in perennial wildflower strips. **Basic and Applied Ecology**, v. 57, p. 102-114, 2021.
- ARAÚJO, T. A. et al. Standardized sampling plan for *Aphis gossypii* based on the cotton cultivar, plant phenology and crop size. **Journal of Applied Entomology**, v. 143, n. 8, p. 893-901, 2019.
- AUAD, A. M.; TREVIZANI, R. Ocorrência de sirfídeos afidófagos (Diptera, Syrphidae) em Lavras, MG. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 49, p. 425-426, 2005.
- ÁVILA, C. J.; PARRA, J. R. P.. Leaf consumption by *Diabrotica speciosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) adults on different host plants. **Scientia Agricola**, v. 60, p. 789-792, 2003.
- ÁVILA, C. J. et al. *Diabrotica speciosa*: an important soil pest in South America. **Potential Invasive Pests of Agricultural Crops**, v. 3, p. 75, 2013.
- AZEVEDO, Ruberval Leone et al. Bees (Hymenoptera: Apoidea) on pigeonpea flowers in 'Recôncavo Baiano' region, Brazil. **Ciência Rural**, v. 37, p. 1453-1457, 2007.
- BICKERTON, M. W.; HAMILTON, G. C. Effects of intercropping with flowering plants on predation of *Ostrinia nubilalis* (Lepidoptera: Crambidae) eggs by generalist predators in bell peppers. **Environmental entomology**, v. 41, n. 3, p. 612-620, 2012.
- BOIÇA JÚNIOR, A. L. et al. Infestation of *Caliothrips phaseoli* (Thysanoptera: Thripidae) on bean cultivars grown in the winter, rainy, and dry seasons in Brazil. **Environmental Entomology**, v. 44, n. 4, p. 1139-1148, 2015.
- BONILLA, M. G. et al. Cover crops as a weed control method and their effect on the initial growth of a *Tectona grandis* lf plantation. **Floresta**, v. 51, n. 1, p. 184-191, 2020.
- BORGES, Z. M.; COURI, M. S. Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species. **Zootaxa**, v. 2179, n. 1, p. 1-72, 2009.
- BORKAKATI, R. N.; SAIKIA, D. K.; SARMA, D. Manipulation of crop habitat to encourage natural enemies against key pests of cabbage ecosystem. **Journal of entomology and zoology studies**, v. 7, n. 3, p. 151-54, 2019.
- BORTOLOTTTO, O. C.; MENEZES JR, A. O.; HOSHINO, A. T. Abundance of natural enemies of wheat aphids at different distances from the edge of the forest. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, p. 187-191, 2016.
- BORTOLOTTTO, O. C. et al. Dolichopodidae abundance in different cover crop species. **Ciência Rural**, v. 52, 2021.

- BOSCARDIN, J. et al. First record of *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912)(Thysanoptera: Thripidae) in *Apuleia leiocarpa* (Fabaceae) seedlings in Rio Grande do Sul, Brazil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 39, 2019.
- BOWERS, C.; TOEWS, M. D.; SCHMIDT, J. M. Winter cover crops shape early-season predator communities and trophic interactions. **Ecosphere**, v. 12, n. 7, p. e03635, 2021.
- CAMPBELL, D. R. et al. Flower color influences insect visitation in alpine New Zealand. **Ecology**, v. 91, n. 9, p. 2638-2649, 2010.
- CAMPOS, T. A. et al. First report of *Toxomerus dispar* (Fabricius, 1794)(Diptera: Syrphidae) preying *Spodoptera frugiperda* (JE Smith, 1797)(Lepidoptera: Noctuidae) in laboratory. **Brazilian Journal of Biology**, v. 77, p. 420-421, 2016.
- CARVALHO, C. A. L.; MARCHINI, L. C.; ROS, P. B. Fontes de pólen utilizadas por *Apis mellifera* L. e algumas espécies de Trigonini (Apidae) em Piracicaba (SP). **Bragantia**, v. 58, p. 49-56, 1999.
- CHAMUENE, A. et al. Investigating the natural mortality of *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) on cotton crops in tropical regions using ecological life tables. **Environmental entomology**, v. 49, n. 1, p. 66-72, 2020.
- CHERUBIN, M. R. et al. **Guia prático de plantas de cobertura: aspectos fitotécnicos e impactos sobre a saúde do solo**. Piracicaba: ESALQ-USP, p. 126, 2022.
- CHISAUSKY, J. L. et al. Syrphidae of Southern Illinois: Diversity, floral associations, and preliminary assessment of their efficacy as pollinators. **Biodiversity Data Journal**, v. 8, 2020.
- CICERO, J. M. et al. Predatory behavior of long-legged flies (Diptera: Dolichopodidae) and their potential negative effects on the parasitoid biological control agent of the Asian citrus psyllid (Hemiptera: Liviidae). **Florida entomologist**, v. 100, n. 2, p. 485-487, 2017.
- CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian Journal of Ecology**, Inglaterra, v.18, p.117-143, 1993.
- CLARKE, K. R., GORLEY, R. N., 2015. **PRIMER v7: User Manual/Tutorial**. PRIMER-E, Plymouth, 296pp.
- COLMENAREZ, Y. C. et al. The use of *Telenomus remus* (Nixon, 1937) (Hymenoptera: Scelionidae) in the management of *Spodoptera* spp.: potential, challenges and major benefits. **CABI Agriculture and Bioscience**, v. 3, n. 1, p. 1-13, 2022.
- COLWELL, R. K. **EstimateS**: statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. Storrs-Mansfield, 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 12 jul. 2022.
- CÓRDOVA-BALLONA, L. et al. Insectos asociados a *Crotalaria longirostrata* Hook. & Arn.(Fabales: fabaceae) en La Chontalpa, Tabasco, México. **Acta Agrícola y Pecuaria**, v. 8, n. 1, 2022.
- DA PAZ, J. R. L.; PIGOZZO, C. M.; GIMENES, M. The Roles of Bees and Hoverflies in the Pollination of *Jacquemontia evolvuloides* (Moric.) Meisn.(Convolvulaceae) in a Semiarid Region. **Sociobiology**, v. 65, n. 2, p. 244-252, 2018.

DE ARAUJO, T. A. et al. Development and validation of sampling plans for *Frankliniella schultzei* on tomato. **Crop protection**, v. 134, p. 105163, 2020.

DE SOUZA, M. M.; ZANUNCIO, J. C. **Marimbondos: Vespas Sociais: Hymenoptera: Vespidae**. Editora UFV, 2020.

DINGHA, B. N. et al. Pollinators on Cowpea *Vigna unguiculata*: Implications for Intercropping to Enhance Biodiversity. **Insects**, v. 12, n. 1, p. 54, 2021.

DI PIERO, R. M. et al. Transmissão do Passion fruit woodiness virus por *Aphis gossypii* (Glover)(Hemiptera: Aphididae) e colonização de maracujazeiro pelo vetor. **Neotropical Entomology**, v. 35, p. 139-140, 2006.

DI RIENZO, J. et al. **Infostat**: software para análisis estadístico. 2018.

DOS SANTOS, R. C. et al. Conventional sampling plan for thrips in tropical soybean fields. **Crop Protection**, v. 148, p. 105740, 2021.

DOYLE, T. et al. Pollination by hoverflies in the Anthropocene. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 287, n. 1927, p. 20200508, 2020.

DUAN, Y.; DIETRICH, C. H. A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes. **European Journal of Entomology**, v. 115, 2018.

DUNN, L. et al. Dual ecosystem services of syrphid flies (Diptera: Syrphidae): pollinators and biological control agents. **Pest management science**, v. 76, n. 6, p. 1973-1979, 2020.

FLEISCHMANN, A. et al. Where is my food? Brazilian flower fly steals prey from carnivorous sundews in a newly discovered plant-animal interaction. **Plos One**, v. 11, n. 5, p. e0153900, 2016.

GARCÊZ, R. M. et al. Survey of aphid population in a yellow passion fruit crop and its relationship on the spread Cowpea aphid-borne mosaic virus in a subtropical region of Brazil. **SpringerPlus**, v. 4, n. 1, p. 1-12, 2015.

GOULET, H. HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world: an identification guide to families**. 1993.

GRAZIA, J.; RAFAEL, J. A.; IDE, S. **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. Ribeirão Preto: Hollos editora, 720p, 2012.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, D. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, Espanha, v.4, n.1, 9pp, 2001.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región Neotropical**. AmericanEntomological Institute, 2006.

HATT, S. et al. Do flower mixtures with high functional diversity enhance aphid predators in wildflower strips?. **European Journal of Entomology**, v. 114, 2017.

HAYASHIDA, R. et al. *Euschistus heros* (Hemiptera: Pentatomidae) fitness on artificial diets: an approach to optimize mass rearing of *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae) for augmentative biological control. **Journal of economic entomology**, v.

111, n. 4, p. 1605-1613, 2018.

HUSSAIN, M. et al. A Review of *Franklinothrips vespiformis* (Thysanoptera: Aeolothripidae): Life History, Distribution, and Prospects as a Biological Control Agent. **Insects**, v. 13, n. 2, p. 108, 2022.

JIRÓN-PABLO, E.; MARTÍNEZ-MARTÍNEZ, L.; SÁNCHEZ-GARCÍA, J. A. First record of *Toxomerus politus* larvae preying on sentinel eggs of *Spodoptera frugiperda* on Maize. **Southwestern Entomologist**, v. 43, n. 2, p. 511-515, 2018.

KAPRANAS, A.; TENA, A. Encyrtid parasitoids of soft scale insects: Biology, behavior, and their use in biological control. **Annual review of entomology**, v. 60, p. 195-211, 2015.

KLECKA, J. et al. Flower visitation by hoverflies (Diptera: Syrphidae) in a temperate plant-pollinator network. **PeerJ**, v. 6, p. e6025, 2018.

KLEINERT, A. M. P. **Estudo de agentes polinizadores em cultura de morango (*Fragaria x Ananassa* Duch. – Rosaceae)**. 2002. 110p. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2002.

LAMBSHEAD, P. J. D.; PLATT, H. M.; SHAW, K. M. Detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal Natural History**, London, v. 17, p. 859-874, 1983.

LATHEEF, M. A.; IRWIN, R. D. The effect of companionate planting on lepidopteran pests of cabbage. **The Canadian Entomologist**, v. 111, n. 7, p. 863-864, 1979.

LAWSON, I. Y. D. et al. Weed control in maize using *Mucuna* and *Canavalia* as intercrops in the Northern Guinea Savanna zone of Ghana. **Journal of Agronomy**, 2006.

LIMA, E. F. B.; MONTEIRO, R. C.; ZUCCHI, R. A.. Thrips species (Insecta: Thysanoptera) associated to Fabaceae of agricultural importance in Cerrado and Amazon-Caatinga ecotone from Brazilian Mid-North. **Biota Neotropica**, v. 13, p. 283-289, 2013.

LINK, D.; COSTA, E. C.; CARVALHO, S.. Níveis de infestação e danos de *Caliothrips phaseoli* em soja. **Revista do Centro de Ciências Rurais**, v. 11, n. 4, 2008.

LUCAS, M. F. D. et al. Spatio-temporal variation of predatory hoverflies (Diptera: Syrphidae) and their relationship with aphids in organic horticultural crops in La Plata, Buenos Aires. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 79, n. 4, p. 15-22, 2020.

LU, Z-X. et al. Mechanisms for flowering plants to benefit arthropod natural enemies of insect pests: Prospects for enhanced use in agriculture. **Insect science**, v. 21, n. 1, p. 1-12, 2014.

MANANDHAR, R.; WRIGHT, M. G. Effects of interplanting flowering plants on the biological control of corn earworm (Lepidoptera: Noctuidae) and thrips (Thysanoptera: Thripidae) in sweet corn. **Journal of economic entomology**, v. 109, n. 1, p. 113-119, 2016.

MANZANO, M. R. et al. Identification and life history of aphids associated with chili pepper crops in southwestern Colombia. **Universitas Scientiarum**, v. 25, n. 2, p. 175-200, 2020.

MARINHO, C. F.; COSTA, V. A.; ZUCCHI, R. A. Annotated checklist and illustrated key to braconid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae) of economically important fruit flies

(Diptera, Tephritidae) in Brazil. **Zootaxa**, v. 4527, n. 1, p. 21–36–21–36, 2018.

MARQUES, E. S. A.; PRICE, P. W.; COBB, N. S. Resource abundance and insect herbivore diversity on woody fabaceous desert plants. **Environmental Entomology**, v. 29, n. 4, p. 696-703, 2000.

MARQUES, G. B. C.; ÁVILA, C. J.; PARRA, J. R. P.. Danos causados por larvas e adultos de *Diabrotica speciosa* (Coleoptera: Chrysomelidae) em milho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, p. 1983-1986, 1999.

MCINTOSH, H. R. et al. Floral Resources for *Trissolcus japonicus*, a Parasitoid of *Halyomorpha halys*. **Insects**, v. 11, n. 7, p. 413, 2020.

MEIRELLES, R. N. et al. Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead)(Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, 2016.

MIZUTANI, F. et al. Intercropping of buckwheat as an insectary plant for hover flies of aphid enemy in non-pesticide peach orchard. **Bulletin of the Experimental Farm, Faculty of Agriculture, Ehime University**, n. 32, p. 1-6, 2010.

MURILLO, F. D. et al. First instar larvae morphology of Opiinae (Hymenoptera: Braconidae) parasitoids of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) fruit flies. Implications for interspecific competition. **Arthropod Structure & Development**, v. 45, n. 3, p. 294-300, 2016.

PACHECO, D. J. P; CORRÊA-FERREIRA, B. S. Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em populações de percevejos pragas da soja. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, p. 295-302, 2000.

PAES, J. S. et al. Economic injury level for sequential sampling plan of *Frankliniella schultzei* in bell pepper crops. **Crop Protection**, v. 123, p. 30-35, 2019.

PATT, J. M.; HAMILTON, G. C.; LASHOMB, J. H. Foraging success of parasitoid wasps on flowers: interplay of insect morphology, floral architecture and searching behavior. **Entomologia experimentalis et applicata**, v. 83, n. 1, p. 21-30, 1997.

PENNER, F. V. et al. First records of *Condyllostylus depressus* (Aldrich, 1901) and *Condyllostylus electus* (Walker, 1852) (Diptera, Dolichopodidae) in coconut plantations in state of Pará, Brazil. **Entomological Communications**, v. 3, p. ec03014-ec03014, 2021.

PEREIRA, P. S. et al. Economic injury levels and sequential sampling plans for *Frankliniella schultzei* in watermelon crops. **Pest Management Science**, v. 73, n. 7, p. 1438-1445, 2017.

PERES, L. L. S. **Diversidade de abelhas (Hymenoptera: Apoidea) em paisagens agrícolas e florestais em região de Mata Atlântica, sul de Minas Gerais, Brasil**. 2021. 99 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2021.

POMARI, A. F. et al. Biological characteristics and thermal requirements of the biological control agent *Telenomus remus* (Hymenoptera: Platygasteridae) reared on eggs of different species of the genus *Spodoptera* (Lepidoptera: Noctuidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 105, n. 1, p. 73-81, 2012.

QUEIROZ, A. P. et al. Influence of host preference, mating, and release density on the parasitism of *Telenomus remus* (Nixon)(Hymenoptera, Platygasteridae). **Revista Brasileira de**

Entomologia, v. 61, p. 86-90, 2017.

QUEIROZ, A. P. et al. Effect of the ages of parasitoid and host eggs on *Telenomus podisi* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitism. **Neotropical entomology**, v. 48, n. 6, p. 974-982, 2019.

RAGI, A. A. M. **Sirfídeos predadores (Diptera, Syrphidae) em cultivos orgânicos de couve**. 2017. 48p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2017.

RAHAT, S. et al. Effect of plant nectars on adult longevity of the stinkbug parasitoid, *Trissolcus basal*. **International Journal of Pest Management**, v. 51, n. 4, p. 321-324, 2005.

RAHAYU, S. K. et al. Diversity of flower visiting insects on intercropping between soybean and sunn hemp (*Crotalaria juncea*). **Indonesian Journal of Entomology**, v. 15, n. 1, p. 23-30, 2018.

RAKESH, S. R. et al. Studies on diversity, abundance and pollination efficiency of insect pollinators and pollination mechanism involved in sunnhemp (*Crotalaria juncea* L.). **Electronic Journal of Plant Breeding**, v. 10, n. 2, p. 838-851, 2019.

RATNADASS, A. et al. First record of *Moissonia importunitas* as a pest of rattle box (*Crotalaria* spp.) in Réunion Island (Hemiptera, Miridae). **Bulletin de la Société entomologique de France**, v. 123, n. 1, p. 59-64, 2018.

RATNADASS, A. et al. Plant species and time of planting as potential tools for management of *Moissonia importunitas* Distant (Hemiptera: Miridae), a pest of *Crotalaria* spp. cover crops. **African Entomology**, v. 28, n. 1, p. 198-201, 2020.

RAZZE, J. M.; LIBURD, O. E.; WEBB, S. E. Intercropping buckwheat with squash to reduce insect pests and disease incidence and increase yield. **Agroecology and Sustainable Food Systems**, v. 40, n. 8, p. 863-891, 2016.

RECALDE, K. M. G. et al. Weed suppression by green manure in an agroecological system. **Revista Ceres**, v. 62, p. 546-552, 2015.

REZENDE, M. Q. et al. Extrafloral nectary-bearing leguminous trees enhance pest control and increase fruit weight in associated coffee plants. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 319, p. 107538, 2021.

RICCI, N. A. P. **A influência da morfologia e da biologia floral no sucesso reprodutivo do adubo verde *Crotalaria juncea* L. (Leguminosae, Papilionoideae)**. 2017. 75p. Dissertação (Mestrado em Agricultura e Ambiente) – Universidade Federal de São Carlos, Araras, 2017.

ROCHA SOBRINHO, G. G. **Importância de leguminosas na epidemiologia do Cowpea aphid-borne mosaic virus em cultivos de maracujazeiro amarelo**. 2020. 70p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, 2020.

ROJO, S. et al. A world review of predatory hoverflies (Diptera, Syrphidae: Syrphinae) and their prey. **Centro Iberoamericano de la Biodiversidad (CIBIO)**, Alicante, p. 319, 2003.

ROOT, R. B. Organization of a plant-arthropod association in simple and diverse habitats: the

fauna of collards (*Brassica oleracea*). **Ecological monographs**, v. 43, n. 1, p. 95-124, 1973.

ROSADO, M. C. et al. Cover crop intercropping increases biological control in coffee crops. **Biological Control**, v. 160, p. 104675, 2021.

SANTOS, K. C. dos. **Ocorrência de abelhas (Hymenoptera: Apoidea) em cultivo de Rosáceas e seus efeitos na polinização e qualidade de frutos**. 2020. 100 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2020.

SCHNEIDER, B. C.; MENEGHETTI, A. M.; LANGE, D. The use of crotalaria as possible indirect agent to control *Aedes aegypti* L.(Diptera: Culicidae). **EntomoBrasilis**, v. 13, p. 17, 2020.

SHANNON, C.E. (1948) **A mathematical theory of communication**. Bell System Technical Journal, 1948, 379-423p.

SIGSGAARD, L. et al. The effects of strawberry cropping practices on the strawberry tortricid (Lepidoptera: Tortricidae), its natural enemies, and the presence of nematodes. **Journal of insect science**, v. 14, n. 1, 2014.

SILVA, M.. **Ocorrência de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) em áreas produtoras de café**. 2019. 88p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

SIVINSKI, J. et al. Conserving natural enemies with flowering plants: Estimating floral attractiveness to parasitic Hymenoptera and attraction's relationship to flower and plant morphology. **Biological Control**, v. 58, n. 3, p. 208-214, 2011.

SMITH, H. A.; LIBURD, O. E. Intercropping, crop diversity and pest management. **EDIS**, v. 2012, n. 3, 2012.

StatSoft, Inc. **STATISTICA** (data analysis software system), version 7. www.statsoft.com. (2004)

STEINER, J. et al. Bees and melittophilous plants of secondary Atlantic forest habitats at Santa Catarina Island, southern Brazil. **Oecologia Australis**, v. 14, n. 1, p. 16-39, 2010.

STURZA, V. S. et al. *Toxomerus duplicatus* Wiedemann, 1830 (Diptera: Syrphidae) preying on *Microtheca* spp.(Coleoptera: Chrysomelidae) larvae. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, p. 656-658, 2014.

WÄCKERS, F. L. Assessing the suitability of flowering herbs as parasitoid food sources: flower attractiveness and nectar accessibility. **Biological control**, v. 29, n. 3, p. 307-314, 2004.

WÄCKERS, F. L.; ROMEIS, J.; VAN RIJN, P. Nectar and pollen feeding by insect herbivores and implications for multitrophic interactions. **Annu. Rev. Entomol.**, v. 52, p. 301-323, 2007.

WALSH, G. C. et al. Biology and management of pest *Diabrotica* species in South America. **Insects**, v. 11, n. 7, p. 421, 2020.

ZHAO, J. Z. et al. Effects of neighboring nectar-producing plants on populations of pest Lepidoptera and their parasitoids in broccoli plantings. **The Great Lakes Entomologist**, v.

25, n. 4, p. 3, 1992.

ZU, G-H. et al. A new species of *Microterys* (Hymenoptera: Encyrtidae) from Northeast China, parasitoid of *Parthenolecanium corni* (Bouché)(Hemiptera: Coccidae).

Phytoparasitica, v. 46, n. 5, p. 671-675, 2018.

CAPÍTULO 4

ARTROPODOFAUNA EPIEDÁFICA ASSOCIADA AO SOLO CULTIVADO COM PLANTAS DE COBERTURA

RESUMO

No Brasil são poucos os estudos sobre a artropodofauna epiedáfica do solo em áreas agrícolas. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a diversidade, riqueza, abundância e os grupos funcionais de artrópodes associados ao solo cultivado com plantas de cobertura. Para isso, entre os meses de fevereiro e julho de 2020 foram realizadas coletas semanais dos artrópodes em solo cultivado com crotalária (*Crotalaria juncea*), em solo cultivado com feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), em solo cultivado com feijão guandu (*Cajanus cajan*) e em solo cultivado com mucuna cinza (*Mucuna pruriens*). Foram coletados 10.832 artrópodes distribuídos em 361 táxons. Para a abundância e riqueza constatou-se diferença significativa entre os valores obtidos nos solos cultivados com crotalária e feijão guandu, entre os valores dos solos cultivados com crotalária e mucuna cinza, entre os valores dos solos cultivados com feijão-de-porco e feijão guandu, e entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com mucuna cinza. Porém, não houve diferença significativa entre os valores do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com feijão-de-porco, e entre os valores dos solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza. As maiores médias de abundância e riqueza/pitfall foram encontradas nos solos cultivados com crotalária e feijão-de-porco. Em relação a diversidade notou-se que os valores dos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu foram os maiores e não diferiram significativamente entre si. Contudo, tais valores diferiram significativamente do valor obtido no solo cultivado com mucuna cinza. Para a estratégia ecológica, observou-se maiores médias de abundância e riqueza de fitófagos, parasitoides e predadores/pitfall no solo cultivado com crotalária e no solo cultivado com feijão-de-porco. Os fitófagos mais abundantes nos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza foram *Bradysia* sp., *Gryllus assimilis*, *Planicephalus flavicosta*, *Drosophila melanogaster* e *Dalbulus maidis*. Quanto aos parasitoides, as morfoespécies mais abundantes coletadas no solo cultivado com crotalária foram Diapriidae sp10 e Ceraphronidae sp19, no solo cultivado com feijão-de-porco foram Opiinae sp1 e Figitidae sp2, no solo cultivado com feijão guandu foram Scelioninae sp3 e Encyrtidae sp6, enquanto no solo cultivado com mucuna cinza foram Figitidae sp11 e Encyrtidae sp6. Dentre os predadores mais abundantes nos solos cultivados com *C. juncea*, *C. ensiformis*, *C. cajan* e *M. pruriens* estão *Megacephala carolina*, *Condyllostylus* sp., Staphylinidae sp6, Staphylinidae sp7 e larvas de Neuroptera. A análise de similaridade revelou que as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza são similares. O cultivo de crotalária e o cultivo de feijão-de-porco são mais promissores para a conservação de parasitoides e predadores sobre o solo, pois apresentaram maiores abundâncias e riquezas destes indivíduos/pitfall.

Palavras-chave: *Condyllostylus* sp., Diapriidae, *Megacephala carolina*

ABSTRACT

In Brazil there are few studies on the epiedaphic arthropod fauna of the soil in agricultural areas. Therefore, the objective of this work was to evaluate the diversity, richness, abundance and functional groups of arthropods associated with soil cultivated with cover crops. For this, between February and July 2020, weekly collections of arthropods were carried out in soil cultivated with sunn hemp (*Crotalaria juncea*), in soil cultivated with jack bean (*Canavalia ensiformis*), in soil cultivated with pigeon pea (*Cajanus cajan*) and in soil cultivated with gray velvet bean (*Mucuna pruriens*). A total of 10,832 arthropods distributed in 361 taxa were collected. For abundance and richness, a significant difference was found between the values obtained in soils cultivated with sunn hemp and pigeon pea, between the values of soils cultivated with sunn hemp and gray velvet bean, between the values of soils cultivated with jack bean and pigeon pea, and between the values of the soil cultivated with jack bean and the soil cultivated with gray velvet bean. However, there was no significant difference between the values of the soil cultivated with sunn hemp and the soil cultivated with jack bean, and between the values of the soil cultivated with pigeon pea and gray velvet bean. The highest averages of abundance and richness/pitfall were found in soils cultivated with sunn hemp and jack bean. Regarding diversity, it was noted that the values of soils cultivated with sunn hemp, jack bean and pigeon pea were the highest and did not differ significantly from each other. However, these values differed significantly from the value obtained in the soil cultivated with gray velvet bean. For the ecological strategy, higher averages of abundance and richness of phytophagous, parasitoids and predators/pitfall were observed in the soil cultivated with sunn hemp and in the soil cultivated with jack bean. The most abundant phytophagous in soils cultivated with sunn hemp, jack bean, pigeon pea and gray velvet bean were *Bradysia* sp., *Gryllus assimilis*, *Planicephalus flavicosta*, *Drosophila melanogaster* and *Dalbulus maidis*. As for the parasitoids, the most abundant morphospecies collected in the soil cultivated with sunn hemp were Diapriidae sp10 and Ceraphronidae sp19, in the soil cultivated with jack bean they were Opiinae sp1 and Figitidae sp2, in the soil cultivated with pigeon pea they were Scelioninae sp3 and Encyrtidae sp6, while in the soil cultivated with gray velvet bean were Figitidae sp11 and Encyrtidae sp6. Among the most abundant predators in soils cultivated with *C. juncea*, *C. ensiformis*, *C. cajan* and *M. pruriens* are *Megacephala carolina*, *Condylostylus* sp., Staphylinidae sp6, Staphylinidae sp7 and Neuroptera larvae. Similarity analysis revealed that the arthropod fauna associated with soils cultivated with sunn hemp, jack bean, pigeon pea and gray velvet bean are similar. The cultivation of sunn hemp and the cultivation of jack bean are more promising for the conservation of parasitoids and predators on the soil, as they presented greater abundances and richness of these individuals/pitfall.

Keywords: *Condylostylus* sp., Diapriidae, *Megacephala carolina*

1 INTRODUÇÃO

Os artrópodes desempenham importantes funções para a manutenção da qualidade e saúde do solo, uma vez que estão envolvidos em processos de translocação, quebra e decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, formação da estrutura do solo, regulação da água e prestação de serviços ecossistêmicos (PARISI et al., 2005; BRUSSAARD, 2012; WURST; DE DEYN; ORWIN, 2012; MENTA; REMELLI, 2020; GONÇALVES et al., 2021).

Conjuntamente, o cultivo de plantas de cobertura do solo, dentre elas crotalária (*Crotalaria juncea* L.), feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* (L.) DC.), feijão guandu (*Cajanus cajan* (L.) Huth) e mucuna cinza (*Mucuna pruriens* (L.) DC.), podem reduzir a incidência de doenças e pragas e suprimir a ocorrência de plantas espontâneas, além de beneficiar a fertilidade, a matéria orgânica e a estrutura do solo (TEASDALE, 1996; FISK et al., 2001; WANG; SIPES; SCHMITT, 2001; WANG; SIPES; SCHMITT, 2002; LAWSON et al., 2006; QUEIROZ et al., 2010; RECALDE et al., 2015; EVAIR et al., 2019; GIRALDELI; FONTANETTI; SANTOS, 2019; MESBAH et al., 2019; RUGARE; PIETERSE; MABASA, 2020; CHERUBIN et al., 2022).

Porém, o conhecimento sobre as artropodofaunas epiedáficas associadas ao solo cultivado com adubos verdes permanece restrito ou pouco explorado. Por outro lado, quando cuidadosamente selecionadas, as plantas de cobertura do solo podem integrar as estratégias de manejo de pragas visando a sustentabilidade da agricultura, já que ao serem utilizadas como plantas entomófilas visando a diversificação dos cultivos, demonstram-se promissoras para a atração e conservação de agentes de controle biológico, bem como na redução de artrópodes-praga (YAN et al., 1997; BROWN, 2001; PAREDES; CAYUELA; CAMPOS, 2013; SAUNDERS; LUCK; MAYFIELD, 2013; BURGIO et al., 2016; HOSHINO et al., 2018; KARMAOUNA et al., 2019; SÁENZ-ROMO et al., 2019; BOWERS; TOEWS; SCHMIDT, 2020; MARTINEZ et al., 2020; ÁLVAREZ; MORENTE; RUANO, 2021; ROSADO et al., 2021).

Assim, objetivou-se avaliar a diversidade, riqueza, abundância e os grupos funcionais de artrópodes associados ao solo cultivado com plantas de cobertura, crotalária (*C. juncea*), feijão-de-porco (*C. ensiformis*), feijão guandu (*C. cajan*) e mucuna cinza (*M. pruriens*), bem como inferir dentre as plantas testadas quais são mais adequadas para a utilização em programas de controle biológico conservativo desejando melhorar os serviços ecossistêmicos.

2 METODOLOGIA

2.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido no sítio Vale dos Ipês, localizado no distrito de Paraíso Garcia, município de Santa Rita do Ibitipoca, mesorregião da Zona da Mata, Minas Gerais, coordenadas 21° 33' 46" S e 43° 54' 53" O, a uma altitude média de 1.101 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18,6 °C e média pluviométrica anual de 1.550 mm.

Na penúltima semana de dezembro de 2019 (21/12) iniciou-se o preparo da área experimental para o semeio dos adubos verdes com a realização da aração do solo. Passados cinco dias, 26/12/2019, efetuou-se a queimada dos restos culturais e no dia 31 de dezembro de 2019 foi realizada uma gradagem com o objetivo de incorporar as cinzas ao solo.

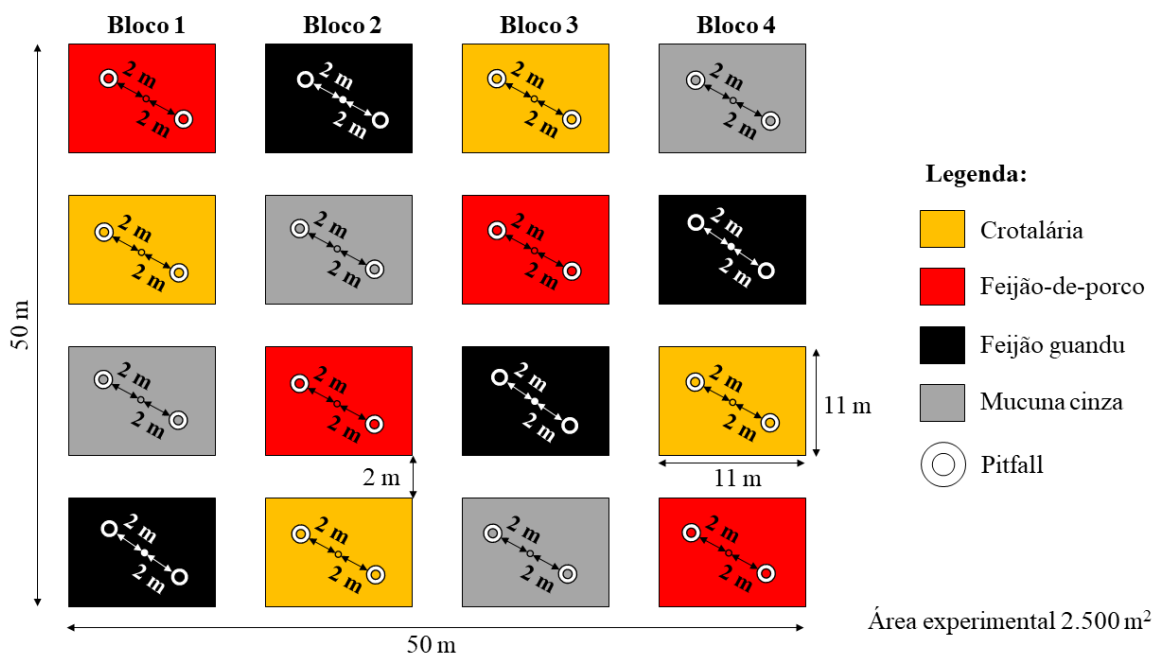
No dia quatro de janeiro de 2020 a área experimental foi dividida em quatro blocos com quatro parcelas cada. As parcelas possuíram dimensões de 11 m x 11 m (comprimento e largura, respectivamente) e foram espaçadas por 2 m (FIGURA 1).

As espécies de adubos verdes escolhidas para a cobertura do solo foram as Fabaceae *Crotalaria juncea* (crotalária), *Cajanus cajan* (feijão guandu), *Canavalia ensiformis* (feijão-de-porco) e *Mucuna pruriens* (mucuna cinza). As sementes foram doadas pela empresa Piraí, de Piracicaba, São Paulo.

A semeadura dos adubos verdes foi realizada manualmente em covas de aproximadamente 3 cm de profundidade em parcelas previamente determinadas por meio de sorteio (FIGURA 1). Foram distribuídas em média 4 sementes por cova. Nas parcelas destinadas ao semeio de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza semeou-se 0,4; 1,2; 1,8 e 1,3 kg de sementes, respectivamente. Portanto, foram necessários 1,6; 4,8; 7,2 e 5,2 kg de sementes de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza, na devida ordem.

Capinas manuais e mecânicas foram realizadas no início do ciclo dos adubos verdes com o objetivo de manter o solo limpo, evitando assim a interferência de plantas espontâneas sobre a comunidade de artrópodes. Não se realizou manejo nutricional das plantas de adubos verdes.

Figura 1 - Esquema da área experimental. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

2.2 Delineamento experimental, amostragem e identificação dos artrópodes

O delineamento experimental foi em blocos casualizados com quatro tratamentos e quatro repetições em esquema de parcelas subdivididas (FIGURA 1). Os tratamentos foram T1) Solo Crotalaria *Crotalaria juncea*; T2) Solo Feijão-de-porco *Canavalia ensiformis*; T3) Solo Feijão guandu *Cajanus cajan*; e T4) Solo Mucuna cinza *Mucuna pruriens*.

As amostragens das artropodofaunas associadas aos solos cultivados com adubos verdes ocorreram durante o período de fevereiro a julho de 2020, 30 dias após o semeio dos mesmos. Realizou-se 24 coletas perfazendo seis meses de avaliação.

Para as coletas dos artrópodes utilizou-se armadilhas de queda tipo alçapão (*pitfall*) as quais ficaram ativas semanalmente no campo por um período de 72 horas. Cada armadilha foi composta por dois copos plásticos com capacidade de 500 mL, os quais foram enterrados até que a abertura ficasse ao nível do solo, retirando-se o copo interior e abastecendo-se a armadilha com aproximadamente 200 mL de uma solução constituída por água e sal a 10% em peso, além de gotas de detergente. As dimensões características do copo usado como armadilha foram de 127 mm de altura, diâmetro inferior de 53 mm e superior de 95 mm. As armadilhas foram enterradas a 2 m de distância da região central de cada parcela. Cada tratamento contou com

duas armadilhas por parcela, totalizando oito armadilhas por tratamento (FIGURA 1). Logo, cada coleta semanal foi composta por 32 amostras.

Após as coletas, os artrópodes foram armazenados em frascos contendo álcool 70% e levados ao Laboratório de Agroecologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena para triagem e identificação. Nesse processo, utilizou-se microscópio estereoscópico com capacidade de aumento de até 80X. A identificação dos indivíduos coletados foi conduzida até o nível taxonômico mais basal possível e em morfoespécies, quando a identificação precisa era inviável utilizando chaves específicas e consultas na internet, Universal Chalcidoidea Database; Hymenoptera of the world: an identification guide to families (GOULET; HUBER, 1993); Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia (GRAZIA; RAFAEL; IDE, 2012); Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species (BORGES; COURI, 2009); A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes (DUAN; DIETRICH, 2018).

2.3 Análises faunísticas e estatísticas

Foram construídas as curvas de rarefação de Coleman, as curvas de indivíduos acumulados e as curvas de rarefação de indivíduos para os artrópodes coletados nos solos cobertos por crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os artrópodes presentes nos solos cultivados com adubos verdes, determinou-se o índice de abundância segundo Lamshead, Platt e Shaw (1983); riqueza (S) e o índice de diversidade (H') segundo Shannon (1948). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster segundo Pielou (1984); feita análise não-métrica multidimensional (NMDS) segundo Hammer et al. (2001); a análise de variância de similaridade (ANOSIM) segundo Clarke (1993) e a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) segundo Clarke (1993).

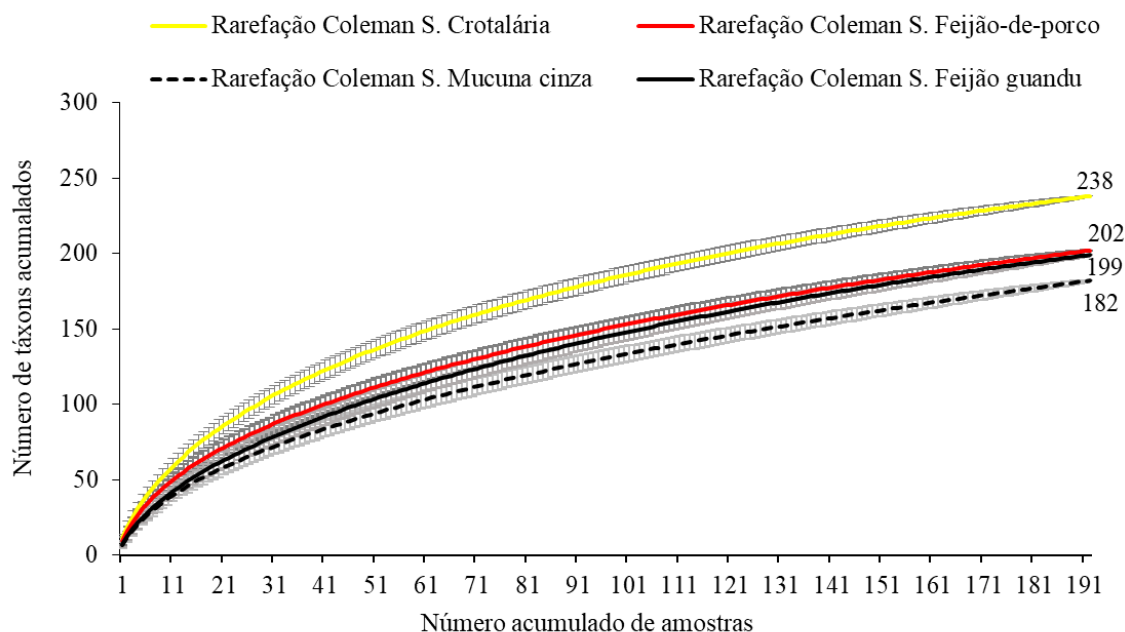
Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e comparados pelo teste de Kruskal-Wallis, com valores de probabilidade menores que 5% ($p < 0,05$). Para a realização das análises utilizou-se os softwares Statistica® (STATSOFT, 2004), Past® (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001), Infostat® (DI RIENZO et al., 2018), EstimateS® (COLWELL, 2005) e Primer 6-Permanova+® (CLARKE; GORLEY, 2015).

3 RESULTADOS

3.1 Análises Faunísticas

Na figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada dos artrópodes coletados nos solos cultivados com plantas de adubos verdes durante o período de amostragem. Observou-se que o solo cultivado com plantas de crotalária acumulou maior riqueza de táxons, seguidas pelo solo cultivado com feijão-de-porco, solo cultivado com feijão guandu e solo cultivado com mucuna cinza. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap, seria possível encontrar 276, 238, 236 e 218 táxons nos solos cultivados com plantas de crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza, respectivamente. Entretanto, foram coletados 238 táxons no solo coberto com crotalária, 202 no solo coberto com feijão-de-porco, 199 no solo coberto com feijão guandu e 182 no solo coberto com mucuna cinza, resultando em uma suficiência amostral de 86,44%, 84,98%, 84,41% e 83,61% para solo coberto com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza, na devida ordem.

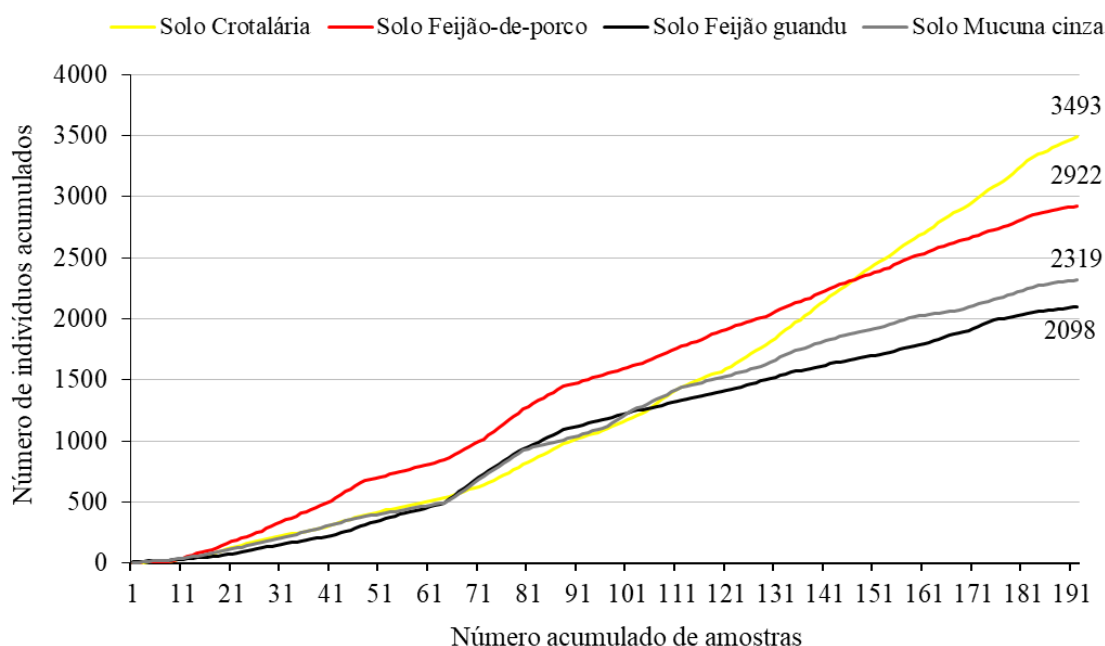
Figura 2 - Curvas de rarefação de Coleman dos artrópodes coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo cultivado com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Na figura 3 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos obtidas nos solos cobertos com plantas de adubos verdes. Percebe-se que o solo cultivado com crotalária acumulou mais indivíduos, seguido pelo solo cultivado com feijão-de-porco, solo cultivado com mucuna cinza e solo cultivado com feijão guandu.

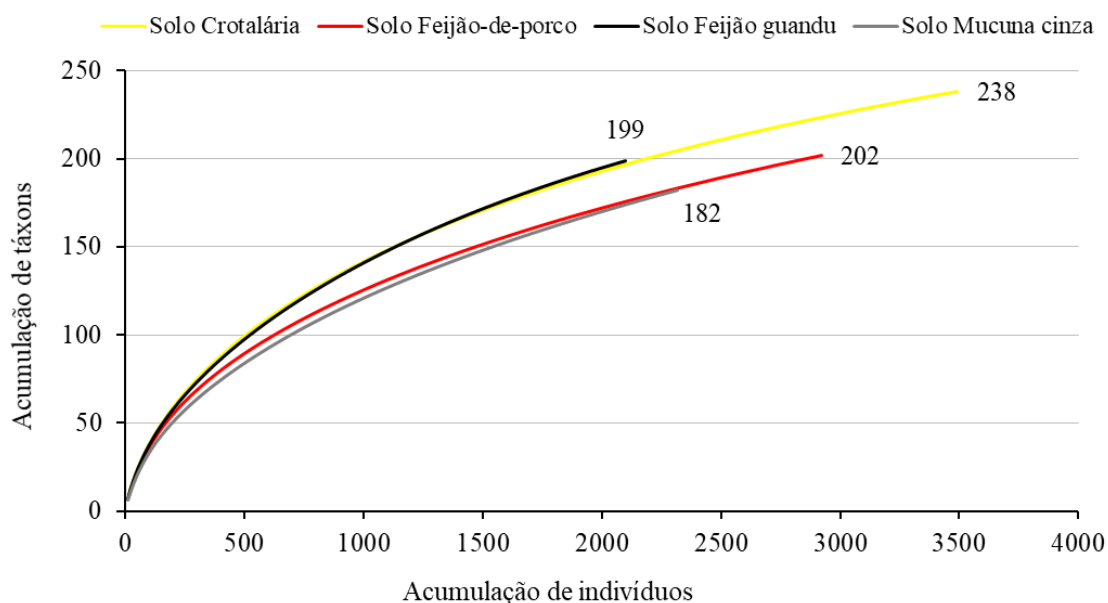
Figura 3 - Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A figura 4 mostra a curva de rarefação de indivíduos para os solos cobertos por adubos verdes. Observa-se que o solo cultivado com crotalária apresentou maior velocidade de acumulação de táxons que os demais. Verifica-se também que o solo coberto por feijão guandu acumulou maior riqueza de táxons que o solo cultivado com mucuna cinza, apesar de aglomerar menor quantidade de indivíduos que este.

Figura 4 - Curvas de rarefação de indivíduos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solo cultivado com plantas de adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

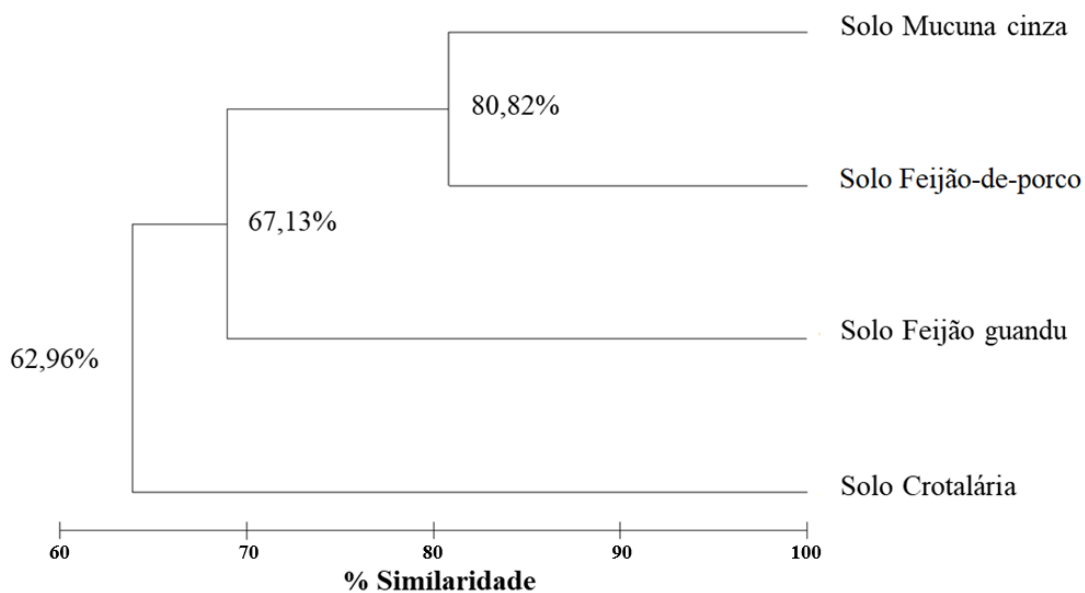
3.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade

No que se refere à similaridade entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com os adubos verdes, a análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicou semelhança de 62,96% entre o solo coberto com plantas de crotalária e o agrupamento constituído pelos solos cultivados com plantas de feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza. A artropodofauna associada ao solo coberto por plantas de feijão guandu apresentou similaridade de 67,13% com as artropodofaunas dos solos cultivados com feijão-de-porco e mucuna cinza, as quais foram 80,82% similares entre si (FIGURA 5).

A análise por escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) demonstra graficamente que as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com adubos verdes são similares, já que houve a ordenação coincidente dos agrupamentos (FIGURA 6).

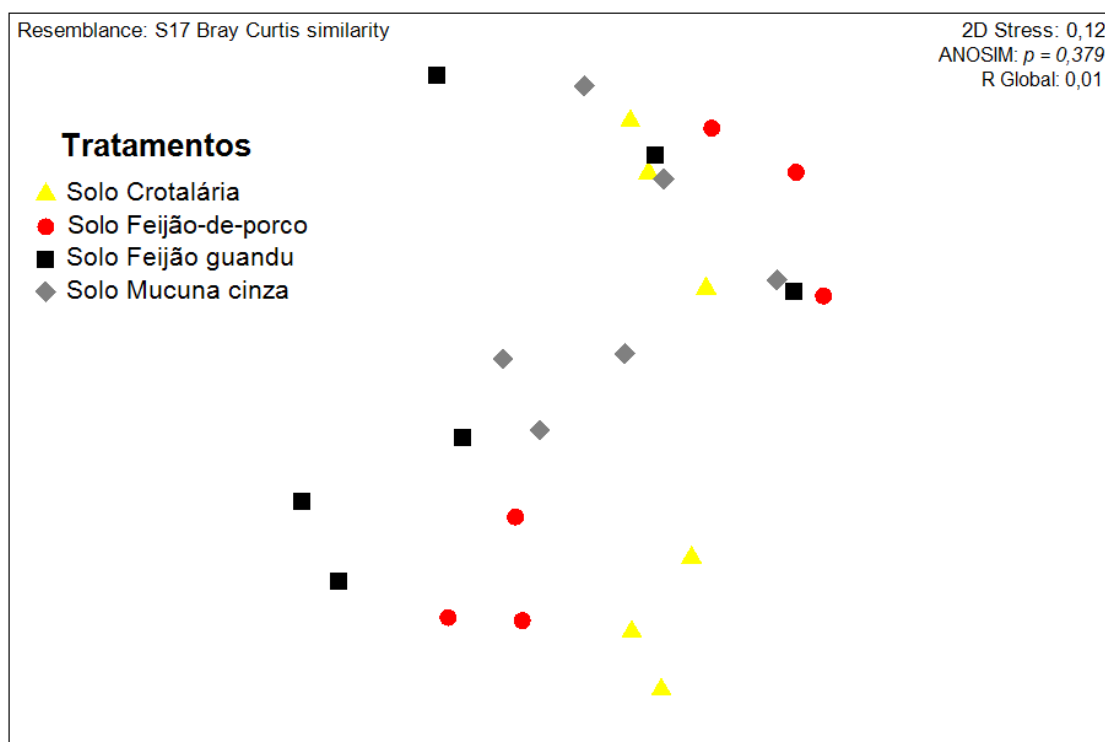
A análise de similaridade (ANOSIM) reafirma o observado pela NMDS e infere que não há diferença significativa entre as comunidades de artrópodes associadas aos solos cultivados com adubos verdes (TABELA 1).

Figura 5 - Diagrama da análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicando as similaridades nas artropodofaunas associadas aos solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Figura 6 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos táxons de artrópodes coletados em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Tabela 1 - ANOSIM para comunidade de artrópodes coletados em solos cultivados com adubos verdes, comparações par a par com RGlobal = 0,01, nível de significância $p = 0,05$ e 999 permutações. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	R	Nível de significância p
Solo Crotalaria, Solo Feijão-de-porco	-0,024	0,439
Solo Crotalaria, Solo Feijão guandu	0,024	0,327
Solo Crotalaria, Solo Mucuna Cinza	0,072	0,225
Solo feijão-de-porco, Solo Feijão guandu	-0,050	0,543
Solo Feijão-de-porco, Solo Mucuna cinza	0,009	0,353
Solo Feijão guandu, Solo Mucuna cinza	0,072	0,229

Fonte: Do autor (2023).

A porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) infere que *Bradysia* sp. e *Camponotus rufipes* foram os principais táxons responsáveis pelas diferenças entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com crotalaria e feijão-de-porco (dissimilaridade de 32,60%, TABELA 2), entre os solos cultivados com crotalaria e mucuna cinza (dissimilaridade de 38,71%, TABELA 4) e entre os solos cultivados com feijão-de-porco e feijão guandu (dissimilaridade de 32,87%, TABELA 5). Quanto aos principais táxons que colaboraram para a diferença entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com crotalaria e feijão guandu (dissimilaridade de 37,04%, TABELA 3), estão *Bradysia* sp. e Staphylinidae sp6. O gênero *Bradysia* e a espécie *Planicephalus flavicosta* foram os principais responsáveis pela diferença entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com feijão-de-porco e mucuna cinza (dissimilaridade de 19,18%, TABELA 6), ao passo que *Camponotus rufipes* e *Planicephalus flavicosta* foram os táxons que mais colaboraram para a diferença entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza (dissimilaridade de 29,18%, TABELA 7).

Tabela 2 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com crotalária e feijão-de-porco, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 32,60%				
Táxons	Solo Crotalária	Solo Feijão-de-porco	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Bradysia</i> sp.	612	153	21,95	21,95
<i>Camponotus rufipes</i>	825	1164	16,21	38,16
Staphylinidae sp6	167	50	5,60	43,76
Ceraphronidae sp19	80	9	3,40	47,15
Diapriidae sp10	99	37	2,97	50,12
<i>Gryllus assimilis</i>	153	101	2,49	52,61
Figitidae sp2	18	52	1,63	54,23
<i>Frankliniella schultzei</i>	1	35	1,63	55,86
Encyrtidae sp9	34	1	1,58	57,44
Diapriidae sp8	6	38	1,53	58,97
Scelioninae sp3	52	26	1,24	60,21
<i>Drosophila melanogaster</i>	70	45	1,20	61,41
Sepsidae sp1	12	36	1,15	62,55
Cicadellidae sp2	35	14	1,00	63,56
Opiinae sp1	36	57	1,00	64,56
Mymaridae sp4	44	24	0,96	65,52
<i>Euxesta stigmatias</i>	10	28	0,86	66,38
Staphylinidae sp7	33	49	0,77	67,14
Cicadellidae sp3	18	3	0,72	67,86
<i>Planicephalus flavicosta</i>	110	95	0,72	68,58
Scelioninae sp23	16	1	0,72	69,3
Cicadellidae sp9	1	15	0,67	69,97
Scelioninae sp27	16	2	0,67	70,64

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 3 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com crotalária e feijão guandu, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 37,04%				
Táxons	Solo Crotalária	Solo Feijão guandu	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Bradysia</i> sp.	612	39	27,67	27,67
Staphylinidae sp6	167	40	6,13	33,80
<i>Camponotus rufipes</i>	825	736	4,30	38,10
Ceraphronidae sp19	80	1	3,81	41,91
Diapriidae sp10	99	31	3,28	45,20
<i>Gryllus assimilis</i>	153	98	2,66	47,85
<i>Drosophila melanogaster</i>	70	20	2,41	50,27
<i>Megacephala carolina</i>	37	80	2,08	52,34
<i>Planicephalus flavicosta</i>	110	142	1,55	53,89
Encyrtidae sp9	34	3	1,50	55,38
<i>Sarcophaga</i> sp.	31	4	1,30	56,69
Scelioninae sp15	48	21	1,30	57,99
Staphylinidae sp7	33	10	1,11	59,10
Mymaridae sp4	44	23	1,01	60,12
Proctotrupidae sp1	22	2	0,97	61,08
Figitidae sp17	20	2	0,87	61,95
Opiinae sp1	36	18	0,87	62,82
<i>Dalbulus maidis</i>	14	31	0,82	63,64
Neuroptera larva	32	16	0,77	64,41
Scelioninae sp23	16	1	0,72	65,14
Aphelinidae sp1	21	34	0,63	65,77
Figitidae sp2	18	6	0,58	66,34
Lepidoptera larva	27	15	0,58	66,92
Microgastrinae sp2	12	0	0,58	67,50
Scelioninae sp27	16	4	0,58	68,08
Sepsidae sp1	12	0	0,58	68,66
Aphidiinae sp1	4	15	0,53	69,19
Figitidae sp9	11	0	0,53	69,72
Araneae	19	9	0,48	70,21

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 4 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com crotalária e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 38,71%				
Táxons	Solo Crotalária	Solo Mucuna cinza	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
<i>Bradysia</i> sp.	612	52	24,89	24,89
<i>Camponotus rufipes</i>	825	1131	13,60	38,49
Staphylinidae sp6	167	58	4,84	43,33
Ceraphronidae sp19	80	3	3,42	46,76
<i>Gryllus assimilis</i>	153	76	3,42	50,18
Diapriidae sp10	99	26	3,24	53,42
<i>Planicephalus flavicosta</i>	110	45	2,89	56,31
<i>Drosophila melanogaster</i>	70	33	1,64	57,96
Encyrtidae sp9	34	1	1,47	59,42
Cicadellidae sp2	35	8	1,20	60,62
Scelioninae sp3	52	26	1,16	61,78
Scelioninae sp15	48	23	1,11	62,89
Figitidae sp11	8	31	1,02	63,91
Mymaridae sp4	44	21	1,02	64,93
<i>Sarcophaga</i> sp.	31	9	0,98	65,91
<i>Dalbulus maidis</i>	14	34	0,89	66,80
Cicadellidae sp3	18	1	0,76	67,56
Figitidae sp17	20	4	0,71	68,27
Proctotrupidae sp1	22	6	0,71	68,98
Scelioninae sp27	16	0	0,71	69,69
Neuroptera larva	32	17	0,67	70,36

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 5 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com feijão-de-porco e feijão guandu, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 32,87%				
Táxons	Solo Feijão-de-porco	Solo Feijão guandu	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
<i>Camponotus rufipes</i>	1164	736	25,94	25,94
<i>Bradysia</i> sp.	153	39	6,91	32,85
<i>Megacephala carolina</i>	29	80	3,09	35,94
<i>Planicephalus flavicosta</i>	95	142	2,85	38,79
Figitidae sp2	52	6	2,79	41,58
Opiinae sp1	57	18	2,36	43,94
Staphylinidae sp7	49	10	2,36	46,30
Sepsidae sp1	36	0	2,18	48,48
<i>Sarcophaga</i> sp.	37	4	2,00	50,48
Scelioninae sp15	52	21	1,88	52,36
Diapriidae sp8	38	9	1,76	54,12
Cicadellidae sp2	14	42	1,70	55,82
<i>Euxesta stigmatias</i>	28	1	1,64	57,45
<i>Frankliniella schultzei</i>	35	8	1,64	59,09
Scelioninae sp3	26	52	1,58	60,67
<i>Drosophila melanogaster</i>	45	20	1,52	62,18
Proctotrupidae sp1	26	2	1,45	63,64
Cicadellidae sp3	3	24	1,27	64,91
<i>Condylostylus</i> sp.	89	73	0,97	65,88
Aphelinidae sp1	19	34	0,91	66,79
<i>Collaria scenica</i>	5	20	0,91	67,70
<i>Dalbulus maidis</i>	16	31	0,91	68,61
Lepidoptera larva	29	15	0,85	69,45
Figitidae sp11	17	4	0,79	70,24

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 6 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com feijão-de-porco e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 65% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 19,18%				
Táxons	Solo Feijão-de-porco	Solo Mucuna cinza	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
<i>Bradysia</i> sp.	153	52	10,05	10,05
<i>Planicephalus flavicosta</i>	95	45	4,98	15,02
Sepsidae sp1	36	1	3,48	18,51
<i>Camponotus rufipes</i>	1164	1131	3,28	21,79
<i>Frankliniella schultzei</i>	35	2	3,28	25,07
Opiinae sp1	57	25	3,18	28,26
Scelioninae sp15	52	23	2,89	31,14
<i>Euxesta stigmatias</i>	28	0	2,79	33,93
<i>Sarcophaga</i> sp.	37	9	2,79	36,72
Diapriidae sp8	38	12	2,59	39,30
<i>Gryllus assimilis</i>	101	76	2,49	41,79
Figitidae sp2	52	30	2,19	43,98
Proctotrupidae sp1	26	6	1,99	45,97
<i>Dalbulus maidis</i>	16	34	1,79	47,76
<i>Condylostylus</i> sp.	89	72	1,69	49,45
<i>Megacephala carolina</i>	29	44	1,49	50,95
Figitidae sp11	17	31	1,39	52,34
<i>Drosophila melanogaster</i>	45	33	1,19	53,53
Diapriidae sp10	37	26	1,09	54,63
Encyrtidae sp6	41	30	1,09	55,72
Romaleidae sp2	11	1	1,00	56,72
Ceraphronidae sp9	15	6	0,90	57,61
Cicadellidae sp9	15	6	0,90	58,51
Encyrtidae sp11	10	1	0,90	59,40
<i>Phanaeus</i> sp.	0	8	0,80	60,20
Staphylinidae sp6	50	58	0,80	61,00
Encyrtidae sp15	9	2	0,70	61,69
Scelioninae sp11	8	1	0,70	62,39
Aphelinidae sp1	19	13	0,60	62,99
Ceraphronidae sp19	9	3	0,60	63,58
Cicadellidae sp2	14	8	0,60	64,18
Diapriidae sp9	9	3	0,60	64,78
Figitidae sp17	10	4	0,60	65,37

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 7 - Teste de dissimilaridade entre solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 70% da diferença entre as artropodofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 29,18%				
Táxons	Solo Feijão guandu	Solo Mucuna cinza	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Camponotus rufipes</i>	736	1131	30,64	30,64
<i>Planicephalus flavicosta</i>	142	45	7,53	38,17
<i>Megacephala carolina</i>	80	44	2,79	40,96
Staphylinidae sp7	10	46	2,79	43,75
Cicadellidae sp2	42	8	2,64	46,39
Figitidae sp11	4	31	2,09	48,49
Scelioninae sp3	52	26	2,02	50,50
Figitidae sp2	6	30	1,86	52,37
Cicadellidae sp3	24	1	1,78	54,15
<i>Gryllus assimilis</i>	98	76	1,71	55,86
Aphelinidae sp1	34	13	1,63	57,49
Lepidoptera larva	15	34	1,47	58,96
<i>Sodreana</i> sp.	3	22	1,47	60,43
Staphylinidae sp6	40	58	1,40	61,83
<i>Bradysia</i> sp.	39	52	1,01	62,84
<i>Collaria scenica</i>	20	7	1,01	63,85
<i>Drosophila melanogaster</i>	20	33	1,01	64,86
Encyrtidae sp6	42	30	0,93	65,79
Romaleidae sp2	11	1	0,78	66,56
Cicadellidae sp11	0	8	0,62	67,18
Carabidae sp7	14	7	0,54	67,73
Diapriidae sp7	16	23	0,54	68,27
Encyrtidae sp10	7	0	0,54	68,81
Figitidae sp8	3	10	0,54	69,36
Opiinae sp1	18	25	0,54	69,90
Platygastridae sp10	9	2	0,54	70,44

Fonte: Do autor (2023).

3. 3 Abundância, diversidade e riqueza de artrópodes

Entre os meses de fevereiro e julho de 2020 foram realizadas 24 coletas semanais totalizando 768 amostras (32 amostras por semana), nas quais foram capturados 10.832 artrópodes distribuídos em 361 táxons (TABELA 8).

Dos 10.832 artrópodes coletados, 3.493 indivíduos estavam presentes no solo cultivado com crotalária, 2.922 no solo cultivado com feijão-de-porco, 2.319 no solo cultivado com mucuna cinza e 2.098 no solo cultivado com feijão guandu (TABELA 8). Na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com crotalária os detritívoros representaram 1,60%, fitófagos (32,64%), onívoros (24,02%), parasitoides (29,32%), polinizadores (0,38%) e predadores (12,05%), ao passo que na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com feijão-de-porco os detritívoros corresponderam a 2,91%, fitófagos (20,98%), onívoros (40,39%), parasitoides (25,60%), polinizadores (0,13%) e predadores 9,99% dos indivíduos coletados (TABELA 8). Por sua vez, na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com mucuna cinza os detritívoros representaram 0,95%, enquanto os fitófagos (14,53%), onívoros (49,72%), parasitoides (22,51%), polinizadores (0,04%) e predadores (12,25%). Já na artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com feijão guandu os detritívoros somaram 0,48%, à medida que os fitófagos perfizeram 24,59%, onívoros (35,22%), parasitoides (26,74%), polinizadores (0,19%) e predadores (12,77%) (TABELA 8).

Tabela 8 - Abundância (X), média/*pitfall* (M), frequência (%), riqueza (S), bootstrap e índice de Shannon (H') dos artrópodes coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalária			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
Detritívoro (S = 9)												
1. <i>Armadillidium</i> sp.	2	0,01	0,06	5	0,03	0,17	-	0,00	-	-	-	-
2. <i>Phanaeus</i> sp.	1	0,01	0,03	-	-	-	3	0,02	0,14	8	0,04	0,34
3. <i>Sarcophaga</i> sp.	31	0,16	0,89	37	0,19	1,27	4	0,02	0,19	9	0,05	0,39
4. Scarabaeidae sp2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
5. Scarabaeidae sp5	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
6. Scarabaeidae sp12	4	0,02	0,11	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	3	0,02	0,13
7. Scarabaeidae sp13	3	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
8. Sepsidae sp1	12	0,06	0,34	36	0,19	1,23	-	-	-	1	0,01	0,04
9. <i>Taeniptera angulata</i>	2	0,01	0,06	6	0,03	0,21	-	-	-	-	-	-
Subtotal	56	0,29	1,60	85	0,44	2,91	10	0,06	0,48	22	0,13	0,95
Fitófago (S = 64)												
10. <i>Aethalion reticulatum</i>	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	-	-	-
11. <i>Neomegalotomus parvus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
12. <i>Aphis</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
13. Anthomyiidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
14. <i>Astylus antis</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
15. <i>Bradysia</i> sp.	612	3,19	17,52	153	0,80	5,24	39	0,20	1,86	52	0,27	2,24
16. <i>Caliothrips phaseoli</i>	-	-	-	7	0,04	0,24	3	0,02	0,14	5	0,03	0,22
17. <i>Calopteron reticulatum</i>	5	0,03	0,14	5	0,03	0,17	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
18. <i>Ceresa ustulata</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
19. Chrysomelidae sp4	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
20. Cicadellidae sp2	35	0,18	1,00	14	0,07	0,48	42	0,22	2,00	8	0,04	0,34
21. Cicadellidae sp3	18	0,09	0,52	3	0,02	0,10	24	0,13	1,14	1	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalária			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
22. Cicadellidae sp5	4	0,02	0,11	4	0,02	0,14	2	0,01	0,10	-	-	-
23. Cicadellidae sp7	-	-	-	2	0,01	0,07	1	0,01	0,05	-	-	-
24. Cicadellidae sp9	1	0,01	0,03	15	0,08	0,51	10	0,05	0,48	6	0,03	0,26
25. Cicadellidae sp10	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
26. Cicadellidae sp11	6	0,03	0,17	3	0,02	0,10	-	-	-	8	0,04	0,34
27. Cicadellidae sp12	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
28. Cicadellidae sp13	5	0,03	0,14	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
29. <i>Collaria scenica</i>	11	0,06	0,31	5	0,03	0,17	20	0,10	0,95	7	0,04	0,30
30. <i>Conocephalus saltator</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
31. <i>Conoderus scalaris</i>	-	-	-	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
32. <i>Conotelus</i> sp.	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
33. Coreidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
34. <i>Cosmesus</i> sp.	4	0,02	0,11	2	0,01	0,07	4	0,02	0,19	-	-	-
35. <i>Cryptarcha</i> sp.	-	-	-	2	0,01	0,07	2	0,01	0,10	-	-	-
36. Curculionidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
37. Cydnidae sp1	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
38. <i>Cyphonia clavigera</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
39. <i>Dalbulus maidis</i>	14	0,07	0,40	16	0,08	0,55	31	0,16	1,48	34	0,18	1,47
40. Delphacidae sp1	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	6	0,03	0,29	-	-	-
41. Delphacidae sp2	-	-	-	3	0,02	0,10	1	0,01	0,05	-	-	-
42. Delphacidae sp3	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
43. <i>Deois schach</i>	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
44. <i>Diabrotica sinuata</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
45. <i>Diabrotica speciosa</i>	5	0,03	0,14	6	0,03	0,21	1	0,01	0,05	7	0,04	0,30
46. <i>Diabrotica virgifera</i>	2	0,01	0,06	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
47. <i>Drosophila melanogaster</i>	70	0,36	2,00	45	0,23	1,54	20	0,10	0,95	33	0,17	1,42

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
Subtotal	1140	5,94	32,64	613	3,19	20,98	516	2,69	24,59	337	1,76	14,53
Onívoro (S = 3)												
74. <i>Dinoponera lucida</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
75. <i>Camponotus rufipes</i>	825	4,30	23,62	1164	6,06	39,84	736	3,83	35,08	1131	5,89	48,77
76. <i>Sodreana</i> sp.	13	0,07	0,37	16	0,08	0,55	3	0,02	0,14	22	0,11	0,95
Subtotal	839	4,38	24,02	1180	6,14	40,39	739	3,85	35,22	1153	6,00	49,72
Parasitoide (S = 236)												
77. Agaonidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
78. Agaonidae sp2	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
79. Agaonidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
80. <i>Anoplius</i> sp.	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
81. Aphelinidae sp1	21	0,11	0,60	19	0,10	0,65	34	0,18	1,62	13	0,07	0,56
82. Aphelinidae sp2	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
83. Aphelinidae sp3	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
84. Aphelinidae sp4	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
85. Aphidiinae sp1	4	0,02	0,11	10	0,05	0,34	15	0,08	0,71	9	0,05	0,39
86. Bethylidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
87. Bethylidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
88. Bethylidae sp4	3	0,02	0,09	3	0,02	0,10	2	0,01	0,10	3	0,02	0,13
89. Bethylidae sp5	-	-	-	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
90. Bethylidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
91. Braconidae sp3	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
92. Braconidae sp4	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,09
93. Braconidae sp5	1	0,01	0,03	-	-	-	3	0,02	0,14	-	-	-
94. Braconidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
95. Braconidae sp7	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
96. Braconidae sp8	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
97. Braconidae sp9	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
98. Braconidae sp10	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
99. Braconidae sp11	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,09
100. Braconidae sp12	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
101. Ceraphronidae sp2	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
102. Ceraphronidae sp3	-	-	-	-	-	-	3	0,02	0,14	-	-	-
103. Ceraphronidae sp6	2	0,01	0,06	-	-	-	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
104. Ceraphronidae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
105. Ceraphronidae sp8	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
106. Ceraphronidae sp9	10	0,05	0,29	15	0,08	0,51	6	0,03	0,29	6	0,03	0,26
107. Ceraphronidae sp10	12	0,06	0,34	2	0,01	0,07	5	0,03	0,24	3	0,02	0,13
108. Ceraphronidae sp11	-	-	-	2	0,01	0,07	2	0,01	0,10	-	-	-
109. Ceraphronidae sp12	3	0,02	0,09	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
110. Ceraphronidae sp13	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,09
111. Ceraphronidae sp14	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
112. Ceraphronidae sp15	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
113. Ceraphronidae sp16	22	0,11	0,63	14	0,07	0,48	12	0,06	0,57	9	0,05	0,39
114. Ceraphronidae sp17	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
115. Ceraphronidae sp18	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
116. Ceraphronidae sp19	80	0,42	2,29	9	0,05	0,31	1	0,01	0,05	3	0,02	0,13
117. Ceraphronidae sp20	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
118. Ceraphronidae sp21	2	0,01	0,06	3	0,02	0,10	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
119. Ceraphronidae sp22	1	0,01	0,03	4	0,02	0,14	-	-	-	2	0,01	0,09
120. Ceraphronidae sp23	6	0,03	0,17	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
121. Ceraphronidae sp24	4	0,02	0,11	2	0,01	0,07	3	0,02	0,14	2	0,01	0,09

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
122. Ceraphronidae sp25	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
123. Diapriidae sp1	18	0,09	0,52	22	0,11	0,75	22	0,11	1,05	20	0,10	0,86
124. Diapriidae sp3	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
125. Diapriidae sp4	-	-	-	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
126. Diapriidae sp5	1	0,01	0,03	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
127. Diapriidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
128. Diapriidae sp7	13	0,07	0,37	25	0,13	0,86	16	0,08	0,76	23	0,12	0,99
129. Diapriidae sp8	6	0,03	0,17	38	0,20	1,30	9	0,05	0,43	12	0,06	0,52
130. Diapriidae sp9	4	0,02	0,11	9	0,05	0,31	-	-	-	3	0,02	0,13
131. Diapriidae sp10	99	0,52	2,83	37	0,19	1,27	31	0,16	1,48	26	0,14	1,12
132. Diapriidae sp11	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
133. Diapriidae sp12	5	0,03	0,14	1	0,01	0,03	-	-	-	6	0,03	0,26
134. Diapriidae sp13	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
135. Diapriidae sp14	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
136. Diapriidae sp15	5	0,03	0,14	4	0,02	0,14	3	0,02	0,14	4	0,02	0,17
137. Diapriidae sp16	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
138. Diapriidae sp17	2	0,01	0,06	2	0,01	0,07	1	0,01	0,05	-	-	-
139. Diapriidae sp18	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
140. Diapriidae sp19	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
141. Diapriidae sp20	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,09
142. Diapriidae sp21	4	0,02	0,11	5	0,03	0,17	1	0,01	0,05	3	0,02	0,13
143. Diapriidae sp22	6	0,03	0,17	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
144. Diapriidae sp23	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,09
145. Diapriidae sp24	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
146. Diapriidae sp25	-	-	-	2	0,01	0,07	1	0,01	0,05	-	-	-
147. Diapriidae sp26	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
148. Dryinidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
149. Dryinidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
150. Dryinidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
151. Dytiscidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
152. Encyrtidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
153. Encyrtidae sp3	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
154. Encyrtidae sp4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	0,02	0,17
155. Encyrtidae sp5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
156. Encyrtidae sp6	41	0,21	1,17	41	0,21	1,40	42	0,22	2,00	30	0,16	1,29
157. Encyrtidae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
158. Encyrtidae sp8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
159. Encyrtidae sp9	34	0,18	0,97	1	0,01	0,03	3	0,02	0,14	1	0,01	0,04
160. Encyrtidae sp10	4	0,02	0,11	-	-	-	7	0,04	0,33	-	-	-
161. Encyrtidae sp11	7	0,04	0,20	10	0,05	0,34	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
162. Encyrtidae sp12	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
163. Encyrtidae sp13	-	-	-	3	0,02	0,10	1	0,01	0,05	4	0,02	0,17
164. Encyrtidae sp14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
165. Encyrtidae sp15	-	-	-	9	0,05	0,31	4	0,02	0,19	2	0,01	0,09
166. Encyrtidae sp16	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
167. Encyrtidae sp17	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
168. Eucharitidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
169. Eulophidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
170. Eulophidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
171. Eulophidae sp4	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
172. Eulophidae sp5	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
173. Eulophidae sp6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
174. Eulophidae sp7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
175. Eulophidae sp8	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
176. Eulophidae sp9	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
177. Eulophidae sp10	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
178. Eulophidae sp11	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
179. Eulophidae sp12	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
180. Eulophidae sp13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
181. Eulophidae sp14	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
182. Eulophidae sp15	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
183. Eulophidae sp16	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
184. Eulophidae sp17	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
185. Eulophidae sp18	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
186. Eulophidae sp19	2	0,01	0,06	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
187. Eulophidae sp20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
188. Eulophidae sp21	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
189. Eulophidae sp22	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
190. Eulophidae sp23	-	-	-	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
191. Eulophidae sp24	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
192. Eulophidae sp25	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
193. Eupelmidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
194. Eurytomidae sp1	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
195. Eurytomidae sp2	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
196. Eurytomidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
197. Eurytomidae sp4	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	-	-	-
198. Evaniidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
199. Figitidae sp2	18	0,09	0,52	52	0,27	1,78	6	0,03	0,29	30	0,16	1,29

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
200. Figitidae sp4	11	0,06	0,31	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
201. Figitidae sp5	-	-	-	3	0,02	0,10	2	0,01	0,10	-	-	-
202. Figitidae sp6	-	-	-	1	0,01	0,03	3	0,02	0,14	2	0,01	0,09
203. Figitidae sp7	-	-	-	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
204. Figitidae sp8	11	0,06	0,31	11	0,06	0,38	3	0,02	0,14	10	0,05	0,43
205. Figitidae sp9	11	0,06	0,31	2	0,01	0,07	-	-	-	3	0,02	0,13
206. Figitidae sp10	-	-	-	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	4	0,02	0,17
207. Figitidae sp11	8	0,04	0,23	17	0,09	0,58	4	0,02	0,19	31	0,16	1,34
208. Figitidae sp12	1	0,01	0,03	3	0,02	0,10	3	0,02	0,14	1	0,01	0,04
209. Figitidae sp13	1	0,01	0,03	7	0,04	0,24	1	0,01	0,05	3	0,02	0,13
210. Figitidae sp14	1	0,01	0,03	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
211. Figitidae sp15	12	0,06	0,34	2	0,01	0,07	8	0,04	0,38	4	0,02	0,17
212. Figitidae sp16	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
213. Figitidae sp17	20	0,10	0,57	10	0,05	0,34	2	0,01	0,10	4	0,02	0,17
214. Figitidae sp18	1	0,01	0,03	4	0,02	0,14	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
215. Figitidae sp19	5	0,03	0,14	2	0,01	0,07	2	0,01	0,10	3	0,02	0,13
216. Figitidae sp20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
217. Figitidae sp21	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
218. Figitidae sp22	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
219. <i>Hoplomutilla</i> sp.	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
220. Ichneumonidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
221. Ichneumonidae sp4	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
222. Ichneumonidae sp5	2	0,01	0,06	2	0,01	0,07	-	-	-	1	0,01	0,04
223. Ichneumonidae sp6	-	-	-	3	0,02	0,10	-	-	-	1	0,01	0,04
224. Ichneumonidae sp7	3	0,02	0,09	2	0,01	0,07	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
225. Ichneumonidae sp8	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
226. Ichneumonidae sp9	1	0,01	0,03	-	-	-	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
227. Ichneumonidae sp10	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
228. <i>Megaselia scalaris</i>	3	0,02	0,09	3	0,02	0,10	-	-	-	-	-	-
229. Megaspilidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
230. Microgastrinae sp1	6	0,03	0,17	6	0,03	0,21	6	0,03	0,29	11	0,06	0,47
231. Microgastrinae sp2	12	0,06	0,34	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
232. Microgastrinae sp3	6	0,03	0,17	2	0,01	0,07	1	0,01	0,05	4	0,02	0,17
233. Mymaridae sp1	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
234. Mymaridae sp3	8	0,04	0,23	2	0,01	0,07	3	0,02	0,14	4	0,02	0,17
235. Mymaridae sp4	44	0,23	1,26	24	0,13	0,82	23	0,12	1,10	21	0,11	0,91
236. Mymaridae sp5	6	0,03	0,17	5	0,03	0,17	5	0,03	0,24	4	0,02	0,17
237. Mymaridae sp6	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
238. Mymaridae sp7	11	0,06	0,31	5	0,03	0,17	3	0,02	0,14	3	0,02	0,13
239. Mymaridae sp8	4	0,02	0,11	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
240. Mymaridae sp11	1	0,01	0,03	2	0,01	0,07	-	-	-	1	0,01	0,04
241. Mymaridae sp12	1	0,01	0,03	-	-	-	3	0,02	0,14	-	-	-
242. Mymaridae sp13	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
243. Mymaridae sp14	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
244. Mymaridae sp15	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
245. Opiinae sp1	36	0,19	1,03	57	0,30	1,95	18	0,09	0,86	25	0,13	1,08
246. <i>Pepsis ruficornis</i>	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
247. Pipunculidae sp1	8	0,04	0,23	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
248. Platygasteridae sp1	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
249. Platygasteridae sp4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
250. Platygasteridae sp5	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	-	-	-	2	0,01	0,09
251. Platygasteridae sp6	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
252. Platygastriidae sp7	-	-	-	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
253. Platygastriidae sp8	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
254. Platygastriidae sp9	4	0,02	0,11	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
255. Platygastriidae sp10	1	0,01	0,03	4	0,02	0,14	9	0,05	0,43	2	0,01	0,09
256. Platygastriidae sp11	8	0,04	0,23	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
257. Pompilidae sp1	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	3	0,02	0,14	3	0,02	0,13
258. Proctotrupidae sp1	22	0,11	0,63	26	0,14	0,89	2	0,01	0,10	6	0,03	0,26
259. Pteromalidae sp2	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
260. Pteromalidae sp3	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
261. Pteromalidae sp4	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
262. Pteromalidae sp5	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
263. Pteromalidae sp6	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
264. Pteromalidae sp7	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
265. Pteromalidae sp9	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
266. Pteromalidae sp10	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
267. Pteromalidae sp11	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
268. Pteromalidae sp12	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
269. Pteromalidae sp13	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
270. Pteromalidae sp14	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
271. Pteromalidae sp15	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
272. Pteromalidae sp16	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
273. Scelioninae sp2	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
274. Scelioninae sp3	52	0,27	1,49	26	0,14	0,89	52	0,27	2,48	26	0,14	1,12
275. Scelioninae sp5	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
276. Scelioninae sp6	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	-	-	-
277. Scelioninae sp7	7	0,04	0,20	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalária			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
278. Scelioninae sp8	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	1	0,01	0,04
279. Scelioninae sp9	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
280. Scelioninae sp11	10	0,05	0,29	8	0,04	0,27	3	0,02	0,14	1	0,01	0,04
281. Scelioninae sp12	-	-	-	2	0,01	0,07	1	0,01	0,05	-	-	-
282. Scelioninae sp13	1	0,01	0,03	-	-	-	2	0,01	0,10	-	-	-
283. Scelioninae sp14	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
284. Scelioninae sp15	48	0,25	1,37	52	0,27	1,78	21	0,11	1,00	23	0,12	0,99
285. Scelioninae sp16	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
286. Scelioninae sp17	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
287. Scelioninae sp18	-	-	-	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
288. Scelioninae sp19	2	0,01	0,06	2	0,01	0,07	7	0,04	0,33	-	-	-
289. Scelioninae sp20	6	0,03	0,17	6	0,03	0,21	3	0,02	0,14	4	0,02	0,17
290. Scelioninae sp21	6	0,03	0,17	2	0,01	0,07	4	0,02	0,19	1	0,01	0,04
291. Scelioninae sp22	4	0,02	0,11	1	0,01	0,03	7	0,04	0,33	-	-	-
292. Scelioninae sp23	16	0,08	0,46	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
293. Scelioninae sp24	6	0,03	0,17	-	-	-	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
294. Scelioninae sp25	3	0,02	0,09	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
295. Scelioninae sp26	2	0,01	0,06	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
296. Scelioninae sp27	16	0,08	0,46	2	0,01	0,07	4	0,02	0,19	-	-	-
297. Scelioninae sp28	7	0,04	0,20	5	0,03	0,17	3	0,02	0,14	5	0,03	0,22
298. Scelioninae sp29	4	0,02	0,11	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
299. Scelioninae sp30	2	0,01	0,06	5	0,03	0,17	1	0,01	0,05	2	0,01	0,09
300. Scelioninae sp31	5	0,03	0,14	3	0,02	0,10	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
301. Scelioninae sp32	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
302. Scelioninae sp33	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
303. Scelioninae sp34	2	0,01	0,06	-	-	-	5	0,03	0,24	4	0,02	0,17

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalária			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
304. Scelioninae sp35	2	0,01	0,06	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
305. Scelioninae sp36	2	0,01	0,06	9	0,05	0,31	10	0,05	0,48	7	0,04	0,30
306. Scelioninae sp37	3	0,02	0,09	-	-	-	6	0,03	0,29	-	-	-
307. Scelioninae sp38	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	1	0,01	0,04
308. Scelioninae sp39	3	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
309. <i>Spalangia</i> sp.	6	0,03	0,17	-	-	-	-	-	-	-	-	-
310. Tachinidae sp1	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	-	-	-
311. Tachinidae sp2	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
312. Trichogrammatidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Subtotal	1024	5,33	29,32	748	3,90	25,60	561	2,92	26,74	522	2,72	22,51
Polinizador (S = 7)												
313. <i>Melipona quadrifasciata</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
314. <i>Augochlora</i> sp.	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
315. <i>Paratrigona subnuda</i>	5	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-	-	-	-
316. <i>Plebeia droryana</i>	3	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-	-	-	-
317. <i>Schwarziana quadripunctata</i>	-	-	-	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
318. <i>Tetragonisca angustula</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
319. <i>Trigona spinipes</i>	2	0,01	0,06	3	0,02	0,10	4	0,02	0,19	1	0,01	0,04
Subtotal	13	0,09	0,38	4	0,03	0,13	4	0,02	0,19	1	0,01	0,04
Predador (S = 42)												
320. Araneae	19	0,10	0,54	7	0,04	0,24	9	0,05	0,43	9	0,05	0,39
321. Asilidae sp1	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
322. Carabidae sp1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
323. Carabidae sp2	3	0,02	0,09	-	-	-	-	-	-	-	-	-
324. Carabidae sp6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
325. Carabidae sp7	8	0,04	0,23	6	0,03	0,21	14	0,07	0,67	7	0,04	0,30

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
326. Carabidae sp9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
327. Carabidae sp10	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
328. Carabidae sp11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
329. Cicindelinae sp2	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
330. Coccinellidae larva	-	-	-	1	0,01	0,03	5	0,03	0,24	1	0,01	0,04
331. <i>Coleomegilla maculata</i>	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	-	-	-
332. <i>Condylostylus</i> sp.	81	0,42	2,32	89	0,46	3,05	73	0,38	3,48	72	0,38	3,10
333. <i>Cycloneda sanguinea</i>	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-
334. <i>Doru luteipes</i>	-	-	-	3	0,02	0,10	-	-	-	1	0,01	0,04
335. <i>Frankliniopsis vespiformis</i>	-	-	-	3	0,02	0,10	-	-	-	-	-	-
336. <i>Geocoris</i> sp.	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
337. <i>Hemerobius</i> sp.	-	-	-	4	0,02	0,14	2	0,01	0,10	2	0,01	0,09
338. <i>Hyalidocoris insignis</i>	3	0,02	0,09	1	0,01	0,03	5	0,03	0,24	-	-	-
339. <i>Megacephala carolina</i>	37	0,19	1,06	29	0,15	0,99	80	0,42	3,81	44	0,23	1,90
340. <i>Nabis</i> sp.	3	0,02	0,09	-	-	-	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
341. <i>Nerthra terrestris</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	0,02	0,13
342. Neuroptera larva	32	0,17	0,92	22	0,11	0,75	16	0,08	0,76	17	0,09	0,73
343. <i>Olla</i> sp.	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
344. <i>Orius insidiosus</i>	-	-	-	2	0,01	0,07	-	-	-	-	-	-
345. <i>Polybia fastidiosuscula</i>	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	-	-	-
346. <i>Solenopsis saevissima</i>	6	0,03	0,17	6	0,03	0,21	-	-	-	4	0,02	0,17
347. Sphecidae sp2	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
348. Staphylinidae sp1	-	-	-	5	0,03	0,17	3	0,02	0,14	1	0,01	0,04
349. Staphylinidae sp3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
350. Staphylinidae sp4	1	0,01	0,03	1	0,01	0,03	2	0,01	0,10	1	0,01	0,04
351. Staphylinidae sp5	1	0,01	0,03	3	0,02	0,10	-	-	-	3	0,02	0,13

Táxons/Grupo Funcional	S. Crotalaria			S. Feijão-de-porco			S. Feijão guandu			S. Mucuna cinza		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%	X	M	%
352. Staphylinidae sp6	167	0,87	4,78	50	0,26	1,71	40	0,21	1,91	58	0,30	2,50
353. Staphylinidae sp7	33	0,17	0,94	49	0,26	1,68	10	0,05	0,48	46	0,24	1,98
354. Staphylinidae sp8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
355. <i>Synoecca cyanea</i>	-	0,00	-	-	-	-	1	0,01	0,05	-	-	-
356. <i>Toxomerus floralis</i>	4	0,02	0,11	3	0,02	0,10	1	0,01	0,05	-	-	-
357. <i>Toxomerus laenas</i>	3	0,02	0,09	5	0,03	0,17	-	-	-	-	-	-
358. <i>Toxomerus musicus</i>	2	0,01	0,06	-	-	-	-	-	-	1	0,01	0,04
359. <i>Toxomerus papaveroi</i>	1	0,01	0,03	-	-	-	-	-	-	-	-	-
360. <i>Toxomerus politus</i>	5	0,03	0,14	-	-	-	-	-	-	4	0,02	0,17
361. <i>Toxomerus purus</i>	2	0,01	0,06	1	0,01	0,03	1	0,01	0,05	-	-	-
Subtotal	421	2,19	12,05	292	1,52	9,99	268	1,40	12,77	284	1,48	12,25
Abundância	3493	18,19	100,00	2922	15,22	100,00	2098	10,93	100,00	2319	12,08	100,00
Riqueza (S)	238			202			199			182		
Bootstrap	275,33			237,70			235,75			217,68		
Shannon (H')	3,505			3,206			3,352			2,852		

Fonte: Do autor (2023).

No que tange à abundância, constatou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores obtidos nos solos cultivados com crotalária e feijão guandu, entre os valores dos solos cultivados com crotalária e mucuna cinza, entre os valores dos solos cultivados com feijão-de-porco e feijão guandu, e entre os valores do solo coberto com feijão-de-porco e do solo coberto com mucuna cinza. Porém, não houve diferença significativa entre os valores do solo coberto com crotalária e do solo coberto com feijão-de-porco, e entre os valores dos solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza. As maiores médias de abundância/*pitfall* foram encontradas nos solos cobertos com crotalária e feijão-de-porco (TABELA 9).

Quanto a riqueza, os resultados foram semelhantes aos observados na abundância. Ou seja, houve diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores obtidos nos solos cultivados com crotalária e feijão guandu, entre os valores dos solos cultivados com crotalária e mucuna cinza, entre os valores dos solos cultivados com feijão-de-porco e feijão guandu, e entre os valores dos solos cultivados com feijão-de-porco e mucuna cinza. Mas, não houve diferença significativa entre os valores do solo coberto com crotalária e do solo coberto com feijão-de-porco, e entre os valores dos solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza. As maiores médias de riqueza/*pitfall* foram encontradas nos solos cobertos com crotalária e feijão-de-porco (TABELA 9).

Com relação a diversidade, notou-se que os valores dos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu foram os maiores e não diferiram significativamente entre si pelo teste de Kruskal-Wallis. Porém, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) do valor obtido no solo cultivado com mucuna cinza, o qual apresentou menor índice de diversidade (TABELA 9).

Tabela 9 – Média/*pitfall* ($\pm$ EP) da abundância e riqueza, e valores de Shannon (H') dos artrópodes coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Abundância $p < 0,0001$	Riqueza $p < 0,0001$	Shannon (H') $p < 0,0001$
Solo Crotalária	18,19 $\pm$ 0,65 a	10,14 $\pm$ 0,43 a	3,505 a
Solo Feijão-de-porco	15,22 $\pm$ 0,45 a	8,57 $\pm$ 0,34 a	3,206 a
Solo Feijão guandu	10,93 $\pm$ 0,47 b	7,06 $\pm$ 0,26 b	3,352 a
Solo Mucuna cinza	12,08 $\pm$ 0,48 b	6,55 $\pm$ 0,26 b	2,852 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Ao abordar a estratégia ecológica, verifica-se diferença significativa ($p < 0,001$) entre os valores de abundância dos parasitoides associados ao solo cultivado com crotalária e ao solo cultivado com feijão guandu, entre os valores do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com mucuna cinza, entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com feijão guandu, e entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com mucuna cinza. Porém, não houve diferença significativa entre os valores do solo coberto com crotalária e do solo coberto com feijão-de-porco, e entre os valores do solo cultivado com feijão guandu e do solo cultivado com mucuna cinza. As maiores médias de abundância de parasitoide/*pitfall* foram encontradas no solo coberto com crotalária e no solo coberto com feijão-de-porco (TABELA 10).

Para predadores, não se verificou diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores dos indivíduos capturados em solos cultivados com plantas de feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza. Todavia, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) do valor obtido no solo cultivado com crotalária, que apresentou maior média/*pitfall* (TABELA 10).

Quanto aos fitófagos, constatou-se diferença significativa pelo teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,0001$) entre os valores do solo coberto com crotalária, do solo coberto com feijão-de-porco e do solo coberto com mucuna cinza. Também se observou diferenças significativas entre os valores do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com feijão guandu, e entre os valores do solo coberto com feijão guandu e do solo coberto com mucuna cinza. Porém, não foi observada diferença significativa entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com feijão guandu. Maior média de fitófagos/*pitfall* foi encontrada no solo cultivado com plantas de crotalária (TABELA 10).

Tabela 10 - Média/*pitfall* ($\pm$ EP) da abundância de parasitoides, predadores e fitófagos coletados em armadilhas do tipo *Pitfall* em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago $p < 0,0001$
Solo Crotalária	5,33 $\pm$ 0,35 a	2,19 $\pm$ 0,12 a	5,94 $\pm$ 0,39 a
Solo Feijão-de-porco	3,90 $\pm$ 0,24 a	1,52 $\pm$ 0,08 b	3,19 $\pm$ 0,16 b
Solo Feijão guandu	2,92 $\pm$ 0,21 b	1,40 $\pm$ 0,08 b	2,69 $\pm$ 0,13 b
Solo Mucuna cinza	2,72 $\pm$ 0,18 b	1,48 $\pm$ 0,09 b	1,76 $\pm$ 0,11 c

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Ao analisar a riqueza dentro das estratégias ecológicas (TABELA 11), verificou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis para os valores de parasitoides, predadores e fitófagos dos solos cultivados com adubos verdes.

No que diz respeito aos parasitoides, notou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) entre os valores de riqueza associados ao solo cultivado com crotalária e ao solo cultivado com feijão guandu, entre os valores do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com mucuna cinza, entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com feijão guandu, e entre os valores do solo cultivado com feijão-de-porco e do solo cultivado com mucuna cinza. Porém, não houve diferença significativa entre os valores do solo coberto com crotalária e do solo coberto com feijão-de-porco, e entre os valores do solo cultivado com feijão guandu e do solo cultivado com mucuna cinza. As maiores médias de riqueza de parasitoide/*pitfall* foram encontradas no solo coberto com crotalária e no solo coberto com feijão-de-porco (TABELA 11).

Em relação aos predadores, não houve diferença significativa entre os valores obtidos nos solos cultivados com feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza. Entretanto, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor observado no solo cultivado com mucuna cinza. Maior média de predadores/*pitfall* foi obtida em solo cultivado com crotalária (TABELA 11).

Quanto aos fitófagos, não houve diferença significativa entre os valores obtidos nos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu. Mas, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor observado no solo cultivado com mucuna cinza, que apresentou menor média/*pitfall* (TABELA 11).

Tabela 11 - Média/*pitfall* ($\pm$ EP) da riqueza de parasitoides, predadores e fitófagos coletados com armadilhas do tipo *Pitfall* em solos cultivados com adubos verdes. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p = 0,0007$	Fitófago $p < 0,0001$
Solo Crotalária	4,74 $\pm$ 0,30 a	1,54 $\pm$ 0,07 a	2,57 $\pm$ 0,13 a
Solo Feijão-de-porco	3,79 $\pm$ 0,23 a	1,25 $\pm$ 0,06 b	2,25 $\pm$ 0,11 a
Solo Feijão guandu	2,79 $\pm$ 0,19 b	1,18 $\pm$ 0,06 b	2,21 $\pm$ 0,10 a
Solo Mucuna cinza	2,63 $\pm$ 0,17 b	1,19 $\pm$ 0,07 b	1,58 $\pm$ 0,09 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

4 DISCUSSÃO

No que refere à riqueza de artrópodes associada aos solos cultivados com adubos verdes verificou-se por meio das curvas de riqueza acumulada que a suficiência amostral das armadilhas do tipo *pitfall* foi satisfatória, já que se obteve uma suficiência amostral superior a 80% em todos os casos (FIGURA 2).

Em linhas gerais, nota-se que as curvas de acumulação de indivíduos referentes às amostragens em solo coberto por crotalária, solo coberto por feijão-de-porco, solo coberto por feijão guandu e solo coberto por mucuna cinza apresentaram uma tendência linear indicando que o acúmulo de indivíduos foi gradual ao longo das 24 semanas de coletas.

Embora plantas de crotalária não cubram o solo com a mesma eficiência que plantas de feijão-de-porco e mucuna cinza, as quais são plantas rasteiras e apresentam hábito de crescimento rápido, houve maior abundância e riqueza de artrópodes coletados em *pitfalls* instalados no solo cultivado com plantas de crotalária. Tal resultado pode ser explicado, provavelmente, devido ao maior acúmulo de folhas de crotalária depositadas sobre o solo, as quais se tornaram restos vegetais de decomposição lenta. De acordo com Araújo et al. (2018) a temperatura, a umidade e a matéria orgânica interferem na comunidade de artrópodes do solo. Os autores observaram que Coleoptera, Orthoptera, Diptera, Araneae e Acari são muito influenciados pela umidade, enquanto Collembola, Hemiptera e Hymenoptera são influenciados pela matéria orgânica. Em contexto semelhante Rizali et al. (2019) afirmam que a matéria orgânica do solo altera a diversidade de artrópodes e que há relação positiva entre a matéria orgânica e a abundância de colêmbolos e formigas do solo.

Ao amostrarem os macroartrópodes do solo nas estações chuvosa e seca durante o cultivo de espécies de plantas usadas na adubação verde (*Brachiaria decumbens* Stapf, *Canavalia ensiformis* (L.) DC., *Crotalaria juncea* L., *Crotalaria ochroleuca* G. Don, *Crotalaria spectabilis* Röth, *Lablab purpureus* (L.) Sweet, *Mucuna pruriens* (L.) DC., *Neonotonia wighti* (Graham ex Wight & Arn.) J.A. Lackey, *Pennisetum glaucum* (L.) R.Br. e *Stizolobium aterrimum* Piper & Tracy) no semiárido brasileiro, Forstall-Sosa et al. (2021) observaram maiores valores de riqueza, diversidade e dominância durante a estação chuvosa em parcelas cultivadas com *C. spectabilis* e *M. pruriens*, enquanto que durante a estação seca os maiores valores foram encontrados nas parcelas onde *C. ochroleuca* e *C. spectabilis* foram cultivados.

Dentre os fitófagos mais abundantes nos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza estão *Bradysia* sp., *Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775),

Planicephalus flavicosta (Stal, 1862), *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 e *Dalbulus maidis* (Delong & Wolcott, 1923) (TABELA 8).

Estágios larvais de espécies do gênero *Bradysia* podem causar danos em alface, alho, alho-poró, fava, cebola, morango e disseminar patógenos como os fungos *Fusarium oxysporum* Schltdl. e *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitz., sendo esse último responsável pelo tombamento em cultivos de pepino (JARVIS; SHIPP; GARDINER, 1993; KIM et al., 2009; ZHANG et al., 2016; ZHU et al., 2017; DUARTE et al., 2022). O *Gryllus assimilis*, por sua vez, também pode danificar hortaliças e espécies florestais, principalmente quando essas plantas estão em estádios iniciais (MASSON et al., 2020), enquanto a espécie *Drosophila melanogaster* é praga em cultivos de morango (BERNARDI et al., 2015; MELO, 2017; OLIVEIRA, 2019).

A espécie *P. flavicosta* pode ser vetora de fitoplasma para plantas de brócolis (ECKSTEIN et al., 2014). Por sua vez, a cigarrinha *Dalbulus maidis* é um dos principais fitófagos do cultivo do milho que além de causar danos diretos às plantas também transmite dois mollicutes, o *Spiroplasma kunkelii*, responsável pela doença conhecida como enfezamento pálido (*corn stunt spiroplasma* – CSS), o fitoplasma responsável pelo enfezamento vermelho (*maize bushy stunt phytoplasma* – MBSP) e um vírus, o do rayado fino (*maize rayado fino marafivirus* – MRFV) (ALIVIZATOS; MARKHAM, 1986; OLIVEIRA; FRIZZAS, 2021).

A presença de *D. maidis* em solos cultivados com *Crotalaria juncea*, *Canavalia ensiformis*, *Cajanus cajan* e *Mucuna pruriens* merece destaque, já que espécies de leguminosas não são relatadas como hospedeiras de *D. maidis*. Essa cigarrinha normalmente incide em plantas da família Poaceae como milho, milheto, sorgo, capim-guatemala, capim-mombaça, braquiárias, aveia, triticale, trigo e no teosinto (OLIVEIRA; FRIZZAS; DE OLIVEIRA, 2020).

Antes do preparo do solo para o cultivo dos adubos verdes e nas bordaduras da área experimental, o solo esteve coberto com a gramínea *Brachiaria decumbens*. Uma vez que esta planta pode abrigar *D. maidis* (OLIVEIRA; FRIZZAS; DE OLIVEIRA, 2020) é possível que este inseto possa ter migrado para as plantas de adubos verdes e, consequentemente, capturado nos *pitfalls* instalados nos solos cultivados com as plantas de cobertura supracitadas.

Oliveira, Frizzas e De Oliveira (2020) avaliaram a capacidade de *D. maidis* em usar outras espécies vegetais como plantas de inverno ou abrigo durante a entressafra do milho, e constataram que 93,8% dos adultos de *D. maidis* foram coletados em espécies vegetais da família Poaceae, enquanto 4,1%, 1,4% e 0,7% foram coletados em plantas das famílias Brassicaceae, Fabaceae e Rubiaceae, respectivamente. As plantas da família Fabaceae amostradas pelos autores foram feijão (*Phaseolus vulgaris* L.), estilósante (*Stylosanthes*

guianensis (Aubl.) Sw.), feijão guandu (*Cajanus cajan*) e soja (*Glycine max* (L.) Merr.). Contudo, *D. maidis* esteve presente apenas em feijão.

Em relação aos parasitoides, dentre as morfoespécies coletadas no solo coberto com crotalária as mais abundantes foram Diapriidae sp10 e Ceraphronidae sp19, no solo coberto com feijão-de-porco foram Opiinae sp1 e Figitidae sp2, no solo coberto com feijão guandu foram Scelioninae sp3 e Encyrtidae sp6, enquanto no solo coberto por mucuna cinza foram Figitidae sp11, Encyrtidae sp6 e Figitidae sp2 (TABELA 8). Os parasitoides da família Diapriidae geralmente estão associados ao controle biológico de dípteros, tais como *Bradysia* sp., *Drosophila melanogaster*, *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931), *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830), *Anastrepha sororcula* Zucchi, 1979, *Rhagoletis juniperina* Marcovitch, 1915, entre outros (HELLQVIST, 1994; AGUIAR-MENEZES; MENEZES; LOIÁCONO, 2003; ZHU et al., 2017; CHEN et al., 2018; ERICSON; FORBES, 2020). Representantes da família Ceraphronidae ainda são poucos estudados, todavia a maioria são parasitoides de dípteros ou hiperparasitoides de Braconidae, Bethyridae ou de indivíduos da superfamília Chalcidoidea (GILKESON; MCLEAN; DESSART, 1993; JARAMILLO; VEJA, 2009). A família Figitidae também engloba parasitoides de drosófilas, *D. suzukii*, e moscas-das-frutas, *Anastrepha* sp. e *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (ZUCCHI, 2003; GUIMARÃES; ZUCCHI, 2004; DE PEDRO et al., 2018; GIROD et al., 2018; DE SOUSA et al., 2021). Assim como as famílias Diapriidae e Figitidae, a subfamília Opiinae inclui espécies de parasitoides de moscas-das-frutas como *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead, 1905), *Doryctobracon areolatus* (Szépligeti, 1911), *Doryctobracon crawfordi* (Viereck, 1911), *Utetes anastrephae* (Viereck, 1913) e *Opius hirtus* (Fischer, 1963), sendo que *D. longicaudata* já é empregada em programas de controle biológico aumentativo no Brasil (GARCIA; RICALDE, 2012; MURILLO et al., 2016; MEIRELLES et al., 2016; MARINHO; COSTA; ZUCCHI, 2018). A subfamília Scelioninae contempla parasitoides de ovos de gafanhotos, de aranhas, de Delphacidae (TRIAPITSYN; SOSA; HERNÁNDEZ, 2010; JOHNSON; MUSETTI, 2011; OWEN; COETZEE; VAN NOORT, 2014), enquanto Encyrtidae reúne parasitoides de cochonilhas e pentatomídeos como *Chinavia erythrocnemis* (Berg, 1878) (TRIAPITSYN et al., 2014; DA SILVA; GARCIA; BOTTON, 2017; ZU et al., 2018; TAVARES et al., 2019; JÚNIOR; COSTA; PANIZZI, 2020)

Desta forma, a inserção de plantas de cobertura, sobretudo crotalária e feijão-de-porco, nas entrelinhas de cultivos de acerola, citros, caju, manga e goiaba, por exemplo, podem não só contribuir para a cobertura do solo e supressão de plantas espontâneas, como também auxiliar na redução populacional de moscas-das-frutas, drosófilas e cochonilhas nesses cultivos, já que

beneficiam os agentes de controle biológico supracitados através do fornecimento de abrigo, pólen e hospedeiros alternativos.

No que diz respeito aos predadores, entre os mais abundantes coletados nos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, mucuna cinza e feijão guandu estão *Megacephala carolina* (Linnaeus, 1763), *Condylostylus* sp., Staphylinidae sp6, Staphylinidae sp7 e larvas de Neuroptera, não necessariamente nessa ordem. Estes inimigos naturais podem cumprir com o controle biológico conservativo de pulgões, tripes, *fungus gnats* (*Bradysia* sp.), moscas-brancas, ácaros, cochonilhas, drosófilas e pequenos lepidópteros (BALOG; MEHRPARVAR; WEISSER, 2013; ECHEGARAY, CLOYD; NECHOLS, 2015; BORTOLOTO; MENEZES JR; HOSHINO, 2016; FLEISCHMANN et al., 2016; CICERO et al., 2017; LI; CLOYD; BELLO, 2020; PENNER et al., 2021; HUSSAIN et al., 2022).

As famílias Carabidae e Staphylinidae são conhecidas por se beneficiarem da vegetação do solo (ALTIERI; WILSON; SCHMIDT, 1985; SÁENZ-ROMO et al., 2019; DE PEDRO et al., 2020; BLAISE et al., 2022). Esses predadores generalistas podem ser favorecidos pela diversificação do agroecossistema e pela complexidade dos recursos fornecidos pela vegetação, tais como, presas, pólen e abrigo (NICHOLLS; ALTIERI; PONTI, 2008; SMITH et al., 2008; SÁENZ-ROMO et al., 2019; TWARDOWSKI; GRUSS; HUREJ, 2020; BLAISE et al., 2022). Assim, o uso de crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza como plantas de cobertura do solo podem contribuir para a ocorrência destes agentes de controle biológico nos cultivos.

O maior número de besouros estafilínídeos no solo coberto com plantas de crotalária em relação aos solos cultivados com os demais adubos verdes pode estar relacionado com a alta incidência de *Bradysia* sp. no solo coberto por *C. juncea*. Echegaray, Cloyd e Nechols (2015) atestam que a espécie *Dalotia coriaria* (Kraatz, 1856) (Coleoptera: Staphylinidae) pode ser um agente de controle biológico aumentativo viável de *fungus gnats*, *Bradysia coprophila* (Lintner, 1895) (Diptera: Sciaridae), em sistemas de produção em casa de vegetação.

Blaise et al. (2022) ao examinarem os efeitos da cobertura vegetal e manejo do solo sobre as artropodofaunas do solo e do dossel em vinhedos, observaram que a riqueza de espécies vegetais nas entrelinhas teve efeito positivo sobre a abundância de aranhas, opiliões, hemípteros e besouros tanto no solo quanto no dossel das videiras. Os autores também verificaram que a abundância de predadores, dentre eles Carabidae e Staphylinidae, foi maior em vinhas cuja as entrelinhas eram totalmente vegetadas.

Quanto ao índice de diversidade, observou-se que o solo cultivado com mucuna cinza apresentou o menor valor (2,852) e que diferiu significativamente pelo teste de Kruskal-Wallis

dos valores obtidos nos solos cultivados com crotalária (3,505), feijão guandu (3,352) e feijão-de-porco (3,206), os quais não diferiram entre si (TABELA 9). Esses valores de índices de diversidade são maiores que os valores obtidos com armadilhas *pitfalls* em solo de cana-de-açúcar com mata como vegetação de entorno (2,08), solo com cana-de-açúcar (1,76) e solo de cana-de-açúcar com cultura como vegetação de entorno (2,18) em trabalho realizado por Ferraz (2022).

De acordo com De Pedro et al. (2020) plantas de cobertura do solo impactam significativamente a diversidade (índice de Shannon-Wiener) e a abundância de artrópodes em cultivo de pereira. Os autores também utilizaram *pitfalls* para a amostragem e verificaram que várias famílias de aranhas (Linyphiidae, Lycosidae), besouros (Carabidae, Staphylinidae) e Platygastriidae (Scelioninae) foram significativamente mais abundantes em pereiras nas quais as entrelinhas foram semeadas com plantas de cobertura, do que em pereiras cuja as entrelinhas não foram diversificadas.

Gonçalves e Pereira (2012) examinaram a abundância e a diversidade de artrópodes do solo em olivais usando armadilhas do tipo *pitfalls* e notaram que as aranhas, opiliões, formigas, Carabidae e Staphylinidae foram os predadores mais representativos. No presente trabalho, indivíduos das famílias Carabidae (*Megacephala carolina*) e Staphylinidae (Staphylinidae sp6 e Staphylinidae sp7) encontram-se entre os predadores mais coletados nos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza.

Mirab-Balou e Mahmoud (2019) avaliaram a abundância e biodiversidade da macrofauna do solo sob duas coberturas vegetais diferentes (arbustos e coníferas Rosaceae) por meio de *pitfalls* e constataram que as famílias Formicidae e Carabidae em conjunto com as ordens Collembola e Diptera foram os artrópodes mais abundantes. Estes autores, assim como no presente trabalho, atestam a eficiência de armadilhas *pitfalls* para a amostragem de formigas.

Dentre as formigas coletadas no solo cultivado com plantas de adubos verdes destacou-se *Camponotus rufipes* (Fabricius, 1775). Esta espécie constroi ninhos com material vegetal morto disposto ou não em torno de bases arbustivas (RONQUE; FOURCASSIÉ; OLIVEIRA, 2018). *C. rufipes* é muito abundante no Brasil, principalmente no Cerrado, onde se alimentam de recompensas líquidas e comumente se associam a plantas portadoras de nectários extraflorais e insetos produtores de *honeydew* como pulgões e cochonilhas (RONQUE; FOURCASSIÉ; OLIVEIRA, 2018). Ao longo do período de amostragem notou-se a nidificação de *Camponotus rufipes* em plantas de braquiária em locais próximos à área experimental. Dessa forma, é possível que *C. rufipes* tenha migrado e forragado em plantas de adubos verdes em busca de alimento.

Gonçalves et al., (2021) amostraram a artropodofauna edáfica do solo em vinhedos usando armadilhas *pitfalls* e coletaram 121.594 indivíduos pertencentes a seis classes (Arachnida, Chilopoda, Diplopoda, Entognatha, Insecta e Malacostraca). Entognatha foi a classe mais abundante (56,26% do total de indivíduos coletados), seguida por Insecta (34,18%) e Arachnida (9,17%). Dentre a classe Insecta, Carabidae e Formicidae, assim como no presente estudo, foram os mais abundantes na superfície do solo, 1,71 e 28,58%, respectivamente.

Gonçalves et al., (2021) discutem que Formicidae juntamente com Isoptera, Diplopoda e Isopoda exercem um papel maior na teia alimentar do solo, sendo considerados importantes engenheiros do ecossistema, uma vez que são capazes de alterar os processos e o ambiente do solo por meio da bioturbação, decomposição da matéria orgânica, facilitação e regulação da ciclagem de nutrientes.

Ao avaliar a similaridade entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com adubos verdes não se verificou diferença significativa, conforme podemos observar pela ANOSIM (TABELA 1). Porém, o gênero *Bradysia* foi o principal responsável pela diferença entre as artropodofaunas do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com feijão-de-porco, do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com feijão guandu, do solo cultivado com crotalária e do solo cultivado com mucuna cinza, e entre as artropodofaunas associadas aos solos cultivados com feijão-de-porco e mucuna cinza (TABELAS 2, 3, 4 e 6). Enquanto *C. rufipes* foi a espécie que mais contribuiu para a dissimilaridade entre as comunidades de artrópodes associadas aos solos cultivados com feijão guandu e mucuna cinza (TABELA 7) e entre a artropodofauna associada ao solo cultivado com feijão-de-porco e a artropodofauna associada ao solo cultivado com feijão guandu (TABELA 5).

Verificou-se que *Bradysia* sp. foi mais abundante em solo cultivado com crotalária (3,19/*pitfall*; 17,52%). Conforme já foi mencionado anteriormente, o gênero *Bradysia* compreende importantes espécies fitófagas de plantas cultivadas, principalmente em casas de vegetação (KIM et al., 2000; CLOYD, 2015; KATUMANYANE; FERREIRA; MALAN, 2018). Em cultivos semi-hidropônicos de morango observou-se que larvas de *Bradysia* aff. *impatiens* (Johannsen, 1912) e *Bradysia* aff. *ocellaris* (Comstock, 1882) podem provocar murcha na coroa e até a morte das plantas (DUARTE et al., 2021). Dessa forma, o uso de crotalária como plantas de cobertura do solo deve ser analisado com prudência, já que essa planta pode beneficiar a proliferação de *Bradysia* sp. e outros fitófagos no solo.

A análise de Cluster indica que maior similaridade entre artropodofaunas do solo foi observada entre plantas de feijão-de-porco e plantas de mucuna cinza, 80,82% (FIGURA 4). Esta similaridade se deu provavelmente devido a abundância de *Camponotus rufipes*, a qual

representou 39,84% e 48,77% dos artrópodes amostrados em *pitfalls* instalados em solo cultivado com feijão-de-porco e em solo cultivado com mucuna cinza, respectivamente. Pais e Varanda (2010) também amostraram com *pitfalls* alta abundância de *Camponotus rufipes* em áreas recentemente restauradas de florestas semidecíduas em Ribeirão Preto, São Paulo, Brasil.

Esta pesquisa científica trás informações sobre a composição da artropodofauna epiedáfica associada ao solo cultivado com diferentes adubos verdes (crotalária *Crotalaria juncea*, feijão-de-porco *Canavalia ensiformis*, feijão guandu *Cajanus cajan* e mucuna cinza *Mucuna pruriens*) e pode contribuir para a tomada de decisão sobre qual planta de cobertura do solo utilizar na diversificação de agroecossistemas, sobretudo tropicais.

5 CONCLUSÕES

As artropodofaunas epiedáficas associadas aos solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza são similares.

O solo cultivado com mucuna cinza apresentou menor diversidade de artrópodes que os solos cultivados com crotalária, feijão-de-porco e feijão guandu.

O cultivo de crotalária e o cultivo de feijão-de-porco são mais promissores para a conservação de parasitoides e predadores sobre o solo, uma vez que apresentaram maiores abundâncias e riquezas destes indivíduos/*pitfall* que os cultivos de feijão guandu e mucuna cinza.

REFERÊNCIAS

- AGUIAR-MENEZES, E. L.; MENEZES, E. B.; LOIÁCONO, M. S. First record of *Coptera haywardi* Loiácono (Hymenoptera: Diapriidae) as a parasitoid of fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Brazil. **Neotropical entomology**, v. 32, p. 355-358, 2003.
- ALIVIZATOS, A. S.; MARKHAM, P. G. Acquisition and transmission of corn stunt spiroplasma by its leafhopper vector *Dalbulus maidis*. **Annals of applied biology**, v. 108, n. 3, p. 535-544, 1986.
- ALTIERI, M. A.; WILSON, R. C.; SCHMIDT, L. L. The effects of living mulches and weed cover on the dynamics of foliage-and soil-arthropod communities in three crop systems. **Crop Protection**, v. 4, n. 2, p. 201-213, 1985.
- ÁLVAREZ, H. A.; MORENTE, M.; RUANO, F. Habitat complexity in organic olive orchards modulates the abundance of natural enemies but not the attraction to plant species. **BioRxiv**, 2021.
- ARAÚJO, J. L. et al. Changes in the abundance and diversity of soil arthropods in the cultivation of fruit crops. **Revista Ciência Agronômica**, v. 49, p. 537-546, 2018.
- BALOG, A.; MEHRPARVAR, M.; WEISSER, W. W. Polyphagous predatory rove beetles (Coleoptera: Staphylinidae) induce winged morphs in the pea aphid *Acyrtosiphon pisum* (Hemiptera: Aphididae). **European Journal of Entomology**, v. 110, n. 1, 2013.
- BERNARDI, D. et al. **Guia para identificação e monitoramento de pragas e seus inimigos naturais em morangueiro**. Brasília: EMBRAPA, 2015. 46 p.
- BLAISE, C. et al. Vegetation increases abundances of ground and canopy arthropods in Mediterranean vineyards. **Scientific reports**, v. 12, n. 1, p. 1-10, 2022.
- BORGES, Z. M.; COURI, M. S. Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species. **Zootaxa**, v. 2179, n. 1, p. 1-72-1-72, 2009.
- BOWERS, C.; TOEWS, M. D.; SCHMIDT, J. M. Beyond soil health: The trophic effects of cover crops shape predator communities. **bioRxiv**, 2020.
- BROWN, M. W. Flowering ground cover plants for pest management in peach and apple orchards. **IOBC wprs Bulletin**, v. 24, n. 5, p. 379-382, 2001.
- BRUSSAARD, L. Ecosystem services provided by the soil biota. **Soil ecology and ecosystem services**, n. 1995, 2012.
- BURGIO, G. et al. Habitat management of organic vineyard in Northern Italy: The role of cover plants management on arthropod functional biodiversity. **Bulletin of entomological research**, v. 106, n. 6, p. 759-768, 2016.
- CHEN, J. et al. Biocontrol characteristics of the fruit fly pupal parasitoid *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae) emerging from different hosts. **Scientific reports**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2018.
- CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure.

Australian Journal of Ecology, Inglaterra, v.18, p.117-143, 1993.

CLARKE, K. R., GORLEY, R. N., 2015. **PRIMER v7**: User Manual/Tutorial. PRIMER-E, Plymouth, 296pp.

CLOYD, R. A. Ecology of fungus gnats (*Bradysia* spp.) in greenhouse production systems associated with disease-interactions and alternative management strategies. **Insects**, v. 6, n. 2, p. 325-332, 2015.

COLWELL, R. K. **EstimateS**: statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. Storrs-Mansfield, 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 12 jul. 2022.

DA FONSECA DUARTE, A. et al. *Bradysia* aff. *impatiens* e *Bradysia* aff. *ocellaris* em sistemas de produção semi-hidropônico de morango no Sul do Brasil. **Ciencia rural**, v. 52, n. 7, p. 1, 2022.

DA SILVA, V. P.; GARCIA, M.; BOTTON, M. Biology of *Blepyrus clavicornis* (Compere)(Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of *Pseudococcus viburni* (Signoret)(Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 61, n. 3, p. 257-261, 2017.

DE PEDRO, L. et al. Biology of *Aganaspis daci* (Hymenoptera: Figitidae), parasitoid of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae): Mode of reproduction, biological parameters and superparasitism. **Crop Protection**, v. 108, p. 54-61, 2018.

DE PEDRO, L. et al. The effect of cover crops on the biodiversity and abundance of ground-dwelling arthropods in a Mediterranean pear orchard. **Agronomy**, v. 10, n. 4, p. 580, 2020.

DE SOUSA, M. S. M. et al. Overview and Checklist of Parasitoids (Hymenoptera, Braconidae and Figitidae) of *Anastrepha* Fruit Flies (Diptera, Tephritidae) in the Brazilian Amazon. **Annual Research & Review in Biology**, p. 60-74, 2021.

DI RIENZO, J. et al. **Infostat**: software para análisis estadístico. 2018.

DUAN, Y.; DIETRICH, C. H. A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes. **European Journal of Entomology**, v. 115, 2018.

ECHEGARAY, E. A.; CLOYD, R. A.; NECHOLS, J. R. Rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) predation on *Bradysia* sp. nr. *coprophila* (Diptera: Sciaridae). **Journal of Entomological Science**, v. 50, n. 3, p. 225-237, 2015.

ECKSTEIN, B. et al. Identification of potential leafhoppers vectors of phytoplasmas (16SrIII group) associated with broccoli stunt disease in Brazil. **Australasian Plant Pathology**, v. 43, n. 4, p. 459-463, 2014.

ERICSON, H. C.; FORBES, A. A. Description of the new species *Coptera tonic* (Hymenoptera, Diapriidae), a pupal parasitoid of *Rhagoletis juniperina* Marcovitch (Diptera, Tephritidae), and revised partial keys to Nearctic *Coptera* Say. **ZooKeys**, v. 985, p. 49, 2020.

EVAIR, M. Q. S. et al. Chemical attributes of the soil and agronomic characteristics of maize as a monocrop and intercropped with herbaceous and woody legumes in the savannah of Roraima, Brazil. **African Journal of Agricultural Research**, v. 14, n. 28, p. 1203-1209,

2019.

FISK, J. W. et al. Weed suppression by annual legume cover crops in no-tillage corn. **Agronomy Journal**, v. 93, n. 2, p. 319-325, 2001.

FORSTALL-SOSA, K. S. et al. Soil macroarthropod community and soil biological quality index in a green manure farming system of the Brazilian semi-arid. **Biologia**, v. 76, n. 3, p. 907-917, 2021.

GARCIA, F. R. M; RICALDE, M. P. Augmentative biological control using parasitoids for fruit fly management in Brazil. **Insects**, v. 4, n. 1, p. 55-70, 2012.

GILKESON, L. A.; MCLEAN, J. P.; DESSART, P. *Aphanogmus fulmeki* Ashmead (Hymenoptera: Ceraphronidae), a parasitoid of *Aphidoletes aphidimyza* Rondani (Diptera: Cecidomyiidae). **The Canadian Entomologist**, v. 125, n. 1, p. 161-162, 1993.

GIRALDELI, A. L.; FONTANETTI, A.; SANTOS, D. G. P. O. Weed control in organic maize crop with direct sowing. **Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas**, v. 13, n. 2, p. 228-236, 2019.

GIROD, P. et al. The parasitoid complex of *D. suzukii* and other fruit feeding *Drosophila* species in Asia. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2018.

GONÇALVES, M. F.; PEREIRA, J. A.. Abundance and diversity of soil arthropods in the olive grove ecosystem. **Journal of Insect Science**, v. 12, n. 1, p. 20, 2012.

GONÇALVES, F. et al. Soil Arthropods in the douro demarcated region vineyards: general characteristics and ecosystem services provided. **Sustainability**, v. 13, n. 14, p. 7837, 2021.

GOULET, H. HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world: an identification guide to families**. 1993.

GRAZIA, J.; RAFAEL, J. A.; IDE, S. **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. Ribeirão Preto: Hollos editora, 720p, 2012.

GUIMARÃES, J. A.; ZUCCHI, R. A. Parasitism behavior of three species of Eucilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) fruit fly parasitoids (Diptera) in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 33, p. 217-224, 2004.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, D. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, Espanha, v.4, n.1, 9pp, 2001.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región Neotropical**. AmericanEntomological Institute, 2006.

HELLQVIST, S. Biology of *Synacra* sp. (Hym., Diapriidae), a parasitoid of *Bradysia paupera* (Dipt., Sciaridae) in Swedish greenhouses. **Journal of Applied Entomology**, v. 117, n. 1-5, p. 491-497, 1994

HOSHINO, A. T. et al. Effect of pigeon pea intercropping or shading with leucaena plants on the occurrence of the coffee leaf miner and on its predation by wasps in organic coffee plantings. **Ciência Rural**, v. 48, n. 3, 2018.

JARAMILLO, J.; VEGA, F. E. *Aphanogmus* sp.(Hymenoptera: Ceraphronidae): a

hyperparasitoid of the coffee berry borer parasitoid *Prorops nasuta* (Hymenoptera: Bethylinidae) in Kenya. **Biocontrol Science and Technology**, v. 19, n. 1, p. 113-116, 2009.

JARVIS, W. R.; SHIPP, J. L.; GARDINER, R. B. Transmission of *Pythium aphanidermatum* to greenhouse cucumber by the fungus gnat *Bradysia impatiens* (Diptera: Sciaridae). **Annals of Applied Biology**, v. 122, n. 1, p. 23-29, 1993.

JOHNSON, N. F.; MUSETTI, L. Redescription and revision of the Neotropical genus *Pseudoheptascelio* Szabó (Hymenoptera, Platygasteridae, Scelioninae), parasitoids of eggs of short-horned grasshoppers (Orthoptera, Acrididae). **Zookeys**, n. 136, p. 93, 2011.

JÚNIOR, A. L. M.; COSTA, V. A.; PANIZZU, A. R. First record of *Hexacladia hilaris* Burks (Hymenoptera: Encyrtidae) in Brazil and association with *Chinavia erythrocnemis* (Berg)(Heteroptera: Pentatomidae). **EntomoBrasilis**, v. 13, p. 23, 2020.

KARAMAOUNA, F. et al. Ground cover management with mixtures of flowering plants to enhance insect pollinators and natural enemies of pests in olive groves. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 274, p. 76-89, 2019.

KATUMANYANE, A.; FERREIRA, T.; MALAN, A. P. A review of *Bradysia* spp. (Diptera: Sciaridae) as pests in nursery and glasshouse crops, with special reference to biological control using entomopathogenic nematodes. **African Entomology**, v. 26, n. 1, p. 1-13, 2018.

KHAN, S. R.; SINGH, S. K.; RASTOGI, N. Heavy metal accumulation and ecosystem engineering by two common mine site-nesting ant species: implications for pollution-level assessment and bioremediation of coal mine soil. **Environmental monitoring and assessment**, v. 189, n. 4, p. 1-19, 2017.

KIM, H. H. et al. Occurrence and damage of *Bradysia agrestis* Sasakawa (Diptera: Sciaridae) in propagation house. **Korean Journal of Applied Entomology**, v. 39, n. 2, p. 89-97, 2000.

KIM, H. H. et al. Transmission of *Fusarium oxysporum* by the fungus gnat, *Bradysia difformis* (Diptera: Sciaridae). **Research in Plant Disease**, v. 15, n. 3, p. 262-265, 2009.

KUMARI, S.; SINGH, H.; RASTOGI, N. Influence of the sugar-loving ant, *Camponotus compressus* (Fabricius, 1787) on soil physico-chemical characteristics. **Halteres**, v. 7, p. 163-174, 2016.

LAMBSHEAD, P. J. D.; PLATT, H. M.; SHAW, K. M. Detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal Natural History**, London, v. 17, p. 859-874, 1983.

LAWSON, I. Y. et al. Weed control in maize using *Mucuna* and *Canavalia* as intercrops in the Northern Guinea Savanna zone of Ghana. **Journal of Agronomy**, 2006.

LI, T.; SHAO, M.; JIA, Y. Effects of activities of ants (*Camponotus japonicus*) on soil moisture cannot be neglected in the northern Loess Plateau. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 239, p. 182-187, 2017.

LI, T. et al. *Camponotus japonicus* burrowing activities exacerbate soil erosion on bare slopes. **Geoderma**, v. 348, p. 158-167, 2019.

LI, Y.; CLOYD, R. A.; BELLO, N. M. Predation efficacy of rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) adults in response to western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) pupal

stage, predator–prey ratio, and searchable area. **Journal of Entomological Science**, v. 55, n. 3, p. 350-365, 2020.

MARINHO, C. F.; COSTA, V. A.; ZUCCHI, R. A. Annotated checklist and illustrated key to braconid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae) of economically important fruit flies (Diptera, Tephritidae) in Brazil. **Zootaxa**, v. 4527, n. 1, p. 21–36-21–36, 2018.

MARTINEZ, L. et al. Impact of cover crops on insect community dynamics in organic farming. **Agriculture**, v. 10, n. 6, p. 209, 2020.

MASSON, M. V. et al. Bioecological aspects of the common black field cricket, *Gryllus assimilis* (Orthoptera: Gryllidae) in the laboratory and in *Eucalyptus* (Myrtaceae) plantations. **Journal of orthoptera research**, v. 29, n. 1, p. 83-89, 2020.

MEIRELLES, R. N. et al. Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, 2016.

MELO, B. A. de. **Controle biológico conservativo e produção integrada do morangueiro (PIMo)**. 2017. 98p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2017.

MENTA, C.; REMELLI, S. Soil health and arthropods: From complex system to worthwhile investigation. **Insects**, v. 11, n. 1, p. 54, 2020.

MESBAH, A. et al. Efficacy of cover crops on weed suppression, wheat yield, and water conservation in winter wheat–sorghum–fallow. **Crop Science**, v. 59, n. 4, p. 1745-1752, 2019.

MIRAB-BALOU, M.; MAHMOUDI, M. Investigation of frequency and biodiversity of soil Macrofauna under two different plant coverages (Case Study: Choqasabz Forest park, Ilam province). **Journal of Sol Biology**, v. 6, n. 2, p. 157-166, 2019.

MURILLO, F. D. et al. First instar larvae morphology of Opiinae (Hymenoptera: Braconidae) parasitoids of *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) fruit flies. Implications for interspecific competition. **Arthropod Structure & Development**, v. 45, n. 3, p. 294-300, 2016.

NICHOLLS, C. I.; ALTIERI, M. A.; PONTI, L. Enhancing plant diversity for improved insect pest management in northern California organic vineyards. **Acta horticulturae**, v. 785, p. 263-278, 2008.

OLIVEIRA, C. M.; FRIZZAS, M. R.; DE OLIVEIRA, E. Overwintering plants for *Dalbulus maidis* (De Long and Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae) adults during the maize off-season in central Brazil. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 40, n. 4, p. 1105-1111, 2020.

OLIVEIRA, C. M.; FRIZZAS, M. R. Eight decades of *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott) (Hemiptera, Cicadellidae) in Brazil: What we know and what we need to know. **Neotropical Entomology**, p. 1-17, 2021.

OLIVEIRA, P. G. de. **Influência de plantas entomófilas sobre a comunidade de artrópodes associada ao morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch) em cultivo convencional**. 2019. 109p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

- OWEN, C. A.; COETZEE, J. A.; VAN NOORT, S. Distributional range of the South African maritime spider-egg parasitoid wasp, *Echthrodesis lamorali* (Hymenoptera: Platygasteridae: Scelioninae): insecta: hymenoptera. **African Invertebrates**, v. 55, n. 2, p. 323-332, 2014.
- PAIS, M. P.; VARANDA, E. M. Arthropod recolonization in the restoration of a semideciduous forest in southeastern Brazil. **Neotropical entomology**, v. 39, p. 198-206, 2010.
- PAREDES, D.; CAYUELA, L.; CAMPOS, M. Synergistic effects of ground cover and adjacent vegetation on natural enemies of olive insect pests. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 173, p. 72-80, 2013.
- PARISI, V. et al. Microarthropod communities as a tool to assess soil quality and biodiversity: a new approach in Italy. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 105, n. 1-2, p. 323-333, 2005.
- QUEIROZ, L. R. et al. Weed suppression and organic green corn production in no tillage system. **Planta Daninha**, v. 28, p. 263-270, 2010.
- RECALDE, K. M. G. et al. Weed suppression by green manure in an agroecological system. **Revista Ceres**, v. 62, p. 546-552, 2015.
- RIZALI, A. et al. Organic matter in the topsoil of soybean field alters arthropod diversity and their covariation. **AGRIVITA, Journal of Agricultural Science**, v. 41, n. 3, p. 474-481, 2019.
- RONQUE, M. U. V.; FOURCASSIÉ, V.; OLIVEIRA, P. S. Ecology and field biology of two dominant *Camponotus* ants (Hymenoptera: Formicidae) in the Brazilian savannah. **Journal of natural history**, v. 52, n. 3-4, p. 237-252, 2018.
- ROSADO, M. C. et al. Cover crop intercropping increases biological control in coffee crops. **Biological Control**, v. 160, p. 104675, 2021.
- RUGARE, J. T.; PIETERSE, P. J.; MABASA, S. Effects of green manure cover crops (*Canavalia ensiformis* L. and *Mucuna pruriens* L.) on seed germination and seedling growth of maize and *Eleusine indica* L. and *Bidens pilosa* L. weeds. **Allelopathy Journal**, v. 50, n. 1, p. 121-139, 2020.
- SÁENZ-ROMO, M. G. et al. Effects of ground cover management on insect predators and pests in a Mediterranean vineyard. **Insects**, v. 10, n. 12, p. 421, 2019.
- SÁENZ-ROMO, M. G. et al. Ground cover management in a Mediterranean vineyard: Impact on insect abundance and diversity. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 283, p. 106571, 2019.
- SAUNDERS, M. E.; LUCK, G. W.; MAYFIELD, M. M. Almond orchards with living ground cover host more wild insect pollinators. **Journal of Insect Conservation**, v. 17, n. 5, p. 1011-1025, 2013.
- SMITH, J. et al. Can arable field margins be managed to enhance their biodiversity, conservation and functional value for soil macrofauna?. **Journal of Applied Ecology**, v. 45, n. 1, p. 269-278, 2008.
- StatSoft, Inc. **STATISTICA** (data analysis software system), version 7. www.statsoft.com.

(2004)

TAVARES, M. T. et al. Neotropical species of metaphycus (Hymenoptera, Encyrtidae) Parasitoids of *Ceroplastes* (Hemiptera, Coccidae): new species, interaction records, and a checklist. **Neotropical entomology**, v. 48, n. 4, p. 633-644, 2019.

TEASDALE, J. R. Contribution of cover crops to weed management in sustainable agricultural systems. **Journal of production agriculture**, v. 9, n. 4, p. 475-479, 1996.

TRIAPITSYN, S. V.; SOSA, A. J.; HERNÁNDEZ, M. C. Parasitoides oófagos de *Megamelus* spp.(Hemiptera: Delphacidae) en la Argentina. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 69, n. 3-4, p. 171-188, 2010.

TRIAPITSYN, S. V. et al. Two new species of *Anagyrus* (Hymenoptera: Encyrtidae) from Argentina, parasitoids of *Hypogeococcus* spp.(Hemiptera: Pseudococcidae), with taxonomic notes on some congeneric taxa. **Zootaxa**, v. 3861, n. 3, p. 201-230, 2014.

TWARDOWSKI, J. P.; GRUSS, I.; HUREJ, M. Does vegetation complexity within intensive agricultural landscape affect rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) assemblages?. **Biocontrol Science and Technology**, v. 30, n. 2, p. 116-131, 2020.

WANG, K-H; SIPES, B. S.; SCHMITT, D. P. Suppression of *Rotylenchulus reniformis* by *Crotalaria juncea*, *Brassica napus*, and *Tagetes erecta*. **Nematropica**, p. 235-250, 2001.

WANG, K-H.; SIPES, B. S.; SCHMITT, D. P. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, p. 35-58, 2002.

WURST, S.; DE DEYN, G. B.; ORWIN, K. Soil biodiversity and functions. **Soil ecology and ecosystem services**, p. 28-44, 2012.

YAN, Y-H. et al. Conservation and augmentation of natural enemies in pest management of Chinese apple orchards. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 62, n. 2-3, p. 253-260, 1997.

ZHANG, Y. et al. Population dynamics of *Bradysia difformis* Frey on different host plants. **Chinese Journal of Applied Entomology**, v. 53, n. 6, p. 1184-1189, 2016.

ZHU, C-J. et al. Demographic potential of the pupal parasitoid *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae) reared on *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 20, n. 3, p. 747-751, 2017.

ZHU, G. et al. Effects of feeding on different host plants and diets on *Bradysia odoriphaga* population parameters and tolerance to heat and insecticides. **Journal of economic entomology**, v. 110, n. 6, p. 2371-2380, 2017.

ZU, G-H. et al. A new species of *Anagyrus* (Hymenoptera, Encyrtidae) from Malaysia, parasitoid of *Lanceacoccus* sp.(Hemiptera, Pseudococcidae). **Journal of Hymenoptera Research**, v. 65, p. 141, 2018.

ZUCCHI, R. A. Eucoilinae species (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoids of fruit-infesting dipterous larvae in Brazil: identity, geographical distribution and host associations. **Zootaxa**, v. 278, p. 1-23, 2003.

CAPÍTULO 5

EFICIÊNCIA DAS CORES DE ARMADILHAS *PAN TRAPS* NA AMOSTRAGEM DE INSETOS ASSOCIADOS A PLANTAS DE COBERTURA DO SOLO

RESUMO

A preferência dos insetos por cores precisa ser considerada em programas de manejo integrado de pragas que utilizam armadilhas *pan traps* para monitoramento. O objetivo deste trabalho foi avaliar a eficiência das cores de *pan traps* na amostragem de insetos associados a plantas de cobertura do solo. Para isso, entre os meses de fevereiro e julho de 2020 foram coletados insetos semanalmente em plantas de adubos verdes utilizando *pan traps* amarelas, azuis e transparentes. As armadilhas ficaram ativas no campo por 48 horas. Foram capturados 47.014 insetos distribuídos em 393 táxons. Quanto à abundância e à diversidade constatou-se diferença significativa entre *pan traps* amarelas, azuis e transparentes, obtendo maior média de abundância e valor de diversidade em *pan trap* amarela. No que se refere ao índice de riqueza, não houve diferença significativa entre os valores obtidos em *pan trap* azul e *pan trap* transparente. Mas, tais valores diferiram significativamente do valor obtido em *pan trap* amarela, a qual apresentou maior média de riqueza/armadilha. A abundância e riqueza das ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera foram significativamente maiores em *pan trap* amarela, entretanto para Thysanoptera tais índices não diferiram significativamente entre *pan trap* amarela e *pan trap* azul. Para a estratégia ecológica, notou-se que a abundância e a riqueza de parasitoides e predadores foram significativamente maiores em *pan trap* amarela. Em relação a abundância de fitófagos e a riqueza de polinizadores, verificou-se que não houve diferença significativa entre os valores das *pan traps* amarela e azul, porém, tais valores diferiram significativamente do valor obtido em *pan trap* transparente, enquanto a riqueza de fitófagos e a abundância de polinizadores foram significativamente maiores em *pan trap* amarela. No que tange a resposta dos fitófagos, parasitoides, predadores e polinizadores mais abundantes à cor das *pan traps* em campo, observou-se que *Condylostylus* sp., *Chrysotus* sp., *Elaphropeza* sp., *Megaselia scalaris*, Encyrtidae sp6, Figitidae sp8, Platygastridae sp10, *Paratrigena subnuda*, *Plebeia droryana*, *Dalbulus maidis* e *Euxesta stigmatias* exibiram preferência pelo amarelo, enquanto Chloropidae sp1, *Drosophila melanogaster* e *Oxaea flavescens* apresentaram predileção pelo azul. Contudo, *Augochlora* sp., *Conotelus* sp., *Frankliniella schultzei* e *Trigona spinipes* não responderam às cores de armadilhas testadas. A análise de similaridade apontou que as entomofaunas amostradas em *pan traps* amarelas, azuis e transparentes são dissimilares. O gênero *Condylostylus* foi o principal responsável pelas diferenças entre a entomofauna coletada em *pan trap* amarela e a entomofauna coletada em *pan trap* azul, bem como entre a entomofauna capturada em *pan trap* amarela e a entomofauna capturada em *pan trap* transparente, enquanto Chloropidae sp1 foi o táxon que mais colaborou para a diferença entre as entomofaunas coletadas em *pan trap* azul e *pan trap* transparente. A cor da armadilha influencia na captura dos insetos, portanto, em linhas gerais, *pan trap* amarela é mais eficiente para a amostragem destes artrópodes que *pan traps* azul e transparente, pois coleta maior diversidade, abundância e riqueza/armadilha. Ademais, *pan traps* amarelas são mais indicadas tanto para o monitoramento de pragas quanto para a amostragem de agentes de controle biológico e polinizadores.

Palavras-chave: Amarelo, Parasitoides, Predadores

ABSTRACT

Insect color preference needs to be considered in integrated pest management programs that use pan traps for monitoring. The objective of this work was to evaluate the efficiency of pan trap colors in sampling insects associated with ground cover plants. For this, between February and July 2020, insects were collected weekly from green manure plants using yellow, blue and transparent pan traps. The traps were active in the field for 48 hours. A total of 47,014 insects distributed in 393 taxa were captured. As for abundance and diversity, a significant difference was found between yellow, blue and transparent pan traps, with a higher abundance mean and diversity value in yellow pan trap. Regarding the richness index, there was no significant difference between the values obtained in the blue pan trap and transparent pan trap. However, these values differed significantly from the value obtained in the yellow pan trap, which presented the highest richness/trap average. The abundance and richness of orders Coleoptera, Diptera, Hemiptera and Hymenoptera were significantly higher in yellow pan trap, however for Thysanoptera such indices did not differ significantly between yellow pan trap and blue pan trap. For the ecological strategy, it was noted that the abundance and richness of parasitoids and predators were significantly higher in yellow pan trap. Regarding phytophagous abundance and pollinator richness, it was found that there was no significant difference between the values of yellow and blue pan traps, however, these values differed significantly from the value obtained in transparent pan trap, while phytophagous richness and pollinator abundance were significantly higher in yellow pan trap. Regarding the response of the most abundant phytophagous, parasitoid, predators and pollinators to the color of pan traps in the field, it was observed that *Condylostylus* sp., *Chrysotus* sp., *Elaphropeza* sp., *Megaselia scalaris*, Encyrtidae sp6, Figitidae sp8, Platygastriidae sp10, *Paratrigena subnuda*, *Plebeia droryana*, *Dalbulus maidis* and *Euxesta stigmatias* showed a preference for the yellow, while Chloropidae sp1, *Drosophila melanogaster* and *Oxaea flavescens* showed a predilection for the blue. However, *Augochlora* sp., *Connotelus* sp., *Frankliniella schultzei* and *Trigena spinipes* did not respond to the colors of the traps tested. The similarity analysis showed that the entomofauna sampled in yellow, blue and transparent pan traps are dissimilar. The genus *Condylostylus* was the main responsible for the differences between the entomofauna collected in the yellow pan trap and the entomofauna collected in the blue pan trap, as well as between the entomofauna captured in the yellow pan trap and the entomofauna captured in the transparent pan trap, while Chloropidae sp1 was the taxon that most contributed to the difference between the entomofauna collected in blue pan trap and transparent pan trap. The color of the trap influences the capture of insects, therefore, in general terms, the yellow pan trap is more efficient for sampling these arthropods than the blue and transparent pan traps, as it collects greater diversity, abundance and richness/trap. In addition, yellow pan traps are more suitable for both pest monitoring and sampling of biological control agents and pollinators.

Keywords: Yellow, Parasitoids, Predators

1 INTRODUÇÃO

O uso de sugador e redes entomológicos para a amostragem de insetos e monitoramento de pragas requer mão de obra qualificada e experiência para evitar resultados tendenciosos (MCCRAVY, 2018). Porém, a utilização de armadilhas *pan traps* demonstra ser uma estratégia eficaz já que captura um amplo espectro de espécies, apresenta baixo custo de implementação, além de ser um método simples e não sofrer influência da habilidade do coletor (CAMPBELL; HANULA, 2007; KRUG; ALVES-DOS-SANTOS, 2008; SAUNDERS; LUCK, 2013).

Entretanto, a cor das armadilhas é um parâmetro importante que influencia as coletas de insetos, visto que esses artrópodes respondem a diferentes intensidades de luz, comprimentos de onda e refletividade (VRDOLJAK; SAMWAYS, 2012; JOSHI et al., 2015; ACHARYA et al., 2021; BUFFINGTON et al., 2021; ACHARYA et al., 2022). Aliado a isso, a compreensão sobre as preferências dos insetos por cores é crucial e precisa ser considerada em programas de manejo integrado de pragas que utilizam armadilhas *pan traps* como estratégia de amostragem.

Neste sentido, objetivou-se avaliar a eficiência das cores de armadilhas *pan traps* na amostragem de insetos associados a plantas de cobertura do solo. Em adição buscou entender a influência das cores amarelo e azul sobre a amostragem de agentes de controle biológico, polinizadores e pragas.

2 METODOLOGIA

2.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido no sítio Vale dos Ipês, localizado no distrito de Paraíso Garcia, município de Santa Rita do Ibitipoca, mesorregião da Zona da Mata, Minas Gerais, coordenadas 21° 33' 46" S e 43° 54' 53" O, a uma altitude média de 1.101 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18,6 °C e média pluviométrica anual de 1.550 mm.

Na penúltima semana de dezembro de 2019 (21/12) iniciou-se o preparo da área experimental para o semeio dos adubos verdes com a realização da aração do solo. Passados cinco dias, 26/12/2019, efetuou-se a queimada dos restos culturais e no dia 31 de dezembro de 2019 foi realizada uma gradagem com o objetivo de incorporar as cinzas ao solo.

No dia quatro de janeiro de 2020 a área experimental foi dividida em quatro blocos com quatro parcelas cada. As parcelas possuíram dimensões de 11 m x 11 m (comprimento e largura, respectivamente) e foram espaçadas por 2 m (FIGURA 1).

As espécies de adubos verdes escolhidas para a cobertura do solo foram as Fabaceae *Crotalaria juncea* L. (crotalária), *Cajanus cajan* (L.) Huth (feijão guandu), *Canavalia ensiformis* (L.) DC. (feijão-de-porco) e *Mucuna pruriens* (L.) DC. (mucuna cinza). As sementes foram doadas pela empresa Piraí, de Piracicaba, São Paulo.

A semeadura dos adubos verdes foi realizada manualmente em covas de aproximadamente 3 cm de profundidade em parcelas previamente determinadas por meio de sorteio (FIGURA 1). Foram distribuídas em média 4 sementes por cova. Nas parcelas destinadas ao semeio de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza semeou-se 0,4; 1,2; 1,8 e 1,3 kg de sementes, respectivamente. Portanto, foram necessários 1,6; 4,8; 7,2 e 5,2 kg de sementes de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza, na devida ordem.

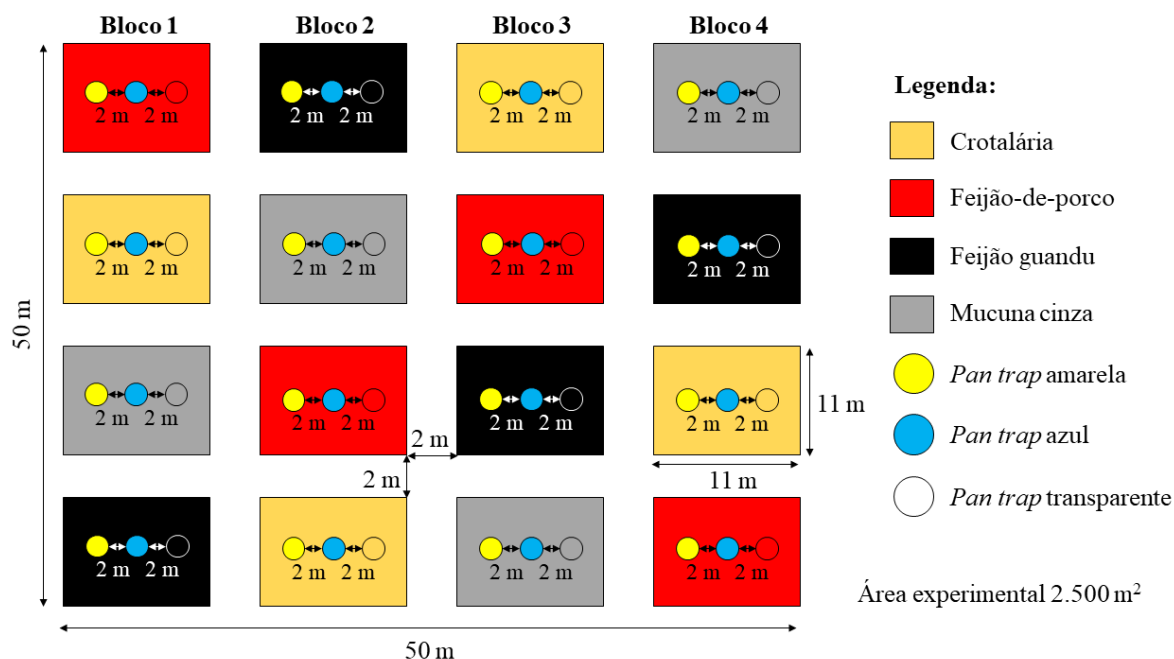
Capinas manuais e mecânicas foram realizadas no início do ciclo dos adubos verdes com o objetivo de manter o solo limpo, evitando assim a interferência de plantas espontâneas sobre a comunidade de artrópodes. Não se realizou manejo nutricional das plantas de adubos verdes.

2.2 Desenho experimental, amostragem e identificação dos insetos

Os adubos verdes, crotalária, feijão-de-porco, feijão guandu e mucuna cinza foram cultivados em 16 parcelas subdivididas em 4 blocos casualizados (FIGURA 1).

Instalou-se na região central de cada parcela cultivada com adubos verdes três armadilhas *pan traps* nas colorações transparente, amarela e azul perfazendo 48 armadilhas, sendo 16 armadilhas referentes a cada tratamento (cores de armadilhas: T1 amarela, T2 azul e T3 transparente) (FIGURA 1). As armadilhas foram distribuídas nas parcelas 35 dias após o semeio dos adubos verdes e ficaram separadas por uma distância de 2 m. Cada armadilha conteve uma solução de água e sal a 10% em peso, além de gotas de detergente. O procedimento de amostragem e correção da altura em relação ao dossel das plantas baseou-se no desenvolvimento dos adubos verdes. As armadilhas permaneceram ativas no campo por 48 horas em cada semana.

Figura 1 - Desenho experimental. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

As amostragens das entomofaunas atraídas pelas cores de armadilhas *pan traps* ocorreram durante o período de fevereiro (08/02/2020) a julho de 2020 (04/07/2020). Realizou-se 24 coletas perfazendo seis meses de avaliação.

Após as coletas, os insetos foram armazenados em frascos contendo álcool 70% e levados ao Laboratório de Agroecologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena para triagem e identificação. Nesse processo, utilizou-se microscópio estereoscópico com capacidade de aumento de até 80X. A identificação dos indivíduos coletados foi conduzida até o nível taxonômico mais basal possível e em morfoespécies, quando a identificação precisa era inviável utilizando chaves específicas e consultas na internet, Universal Chalcidoidea Database; Hymenoptera of the world: an identification guide to families (GOULET; HUBER, 1993); Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia (GRAZIA; RAFAEL; IDE, 2012); Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species (BORGES; COURI, 2009); A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes (DUAN; DIETRICH, 2018).

2.3 Análises faunísticas e estatísticas

Foram construídas as curvas de rarefação de Coleman, as curvas de indivíduos acumulados e as curvas de rarefação de indivíduos para os insetos coletados nas armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os insetos presentes nas três cores de armadilhas *pan traps*, foi determinado o índice de abundância segundo Lamshead, Platt e Shaw (1983); riqueza (S) e o índice de diversidade (H') segundo Shannon (1948). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster segundo Pielou (1984); feita análise não-métrica multidimensional (NMDS) segundo Hammer et al. (2001); a análise de variância de similaridade (ANOSIM) segundo Clarke (1993) e a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) segundo Clarke (1993).

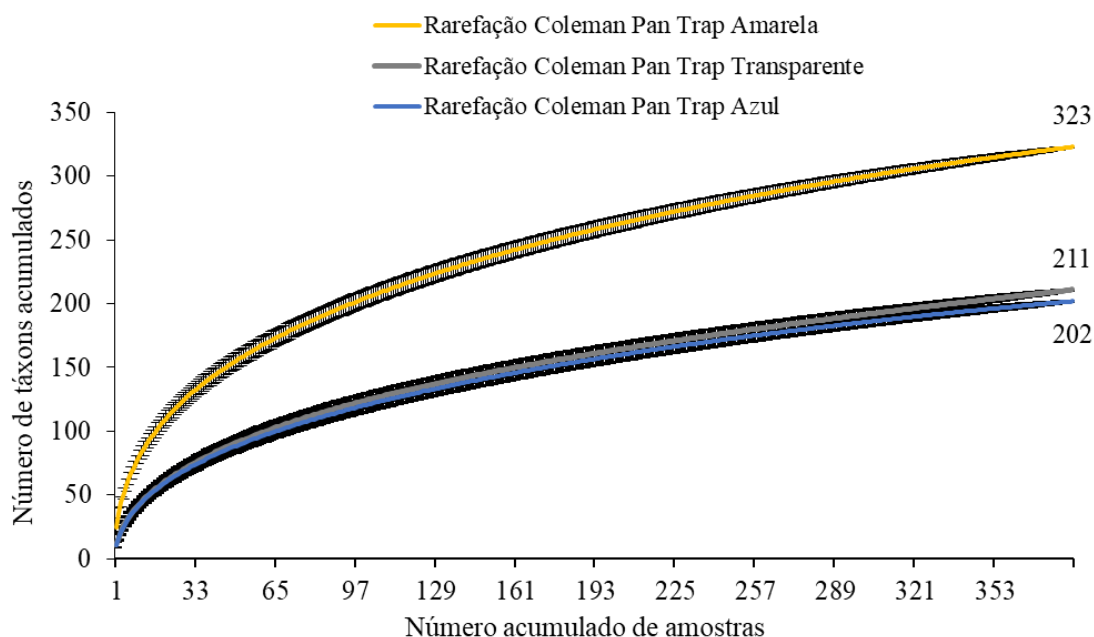
Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e comparados pelo teste Tukey ou Kruskal-Wallis, com valores de probabilidade menores que 5% ($p < 0,05$). Para a realização das análises utilizou-se os softwares Statistica® (STATSOFT, 2004), Past® (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001), Infostat® (DI RIENZO et al., 2018), EstimateS® (COLWELL, 2005) e Primer 6-Permanova+® (CLARKE; GORLEY, 2015).

3 RESULTADOS

3.1 Análises Faunísticas

Na figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada dos insetos coletados nas armadilhas *pan traps* durante o período de amostragem. Observou-se que a armadilha *pan trap* amarela acumulou maior riqueza de táxons, seguida pelas armadilhas *pan trap* transparente e *pan trap* azul. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap seria possível encontrar 367, 233 e 246 táxons nas armadilhas *pan traps* amarela, transparente e azul, respectivamente. Entretanto, foram coletados 323 táxons em armadilhas *pan traps* amarelas, 211 em armadilhas *pan traps* transparentes e 202 em armadilhas *pan traps* azuis, resultando em uma suficiência amostral de 88,10%, 86,75% e 85,88% para armadilha amarela, transparente e azul, na devida ordem.

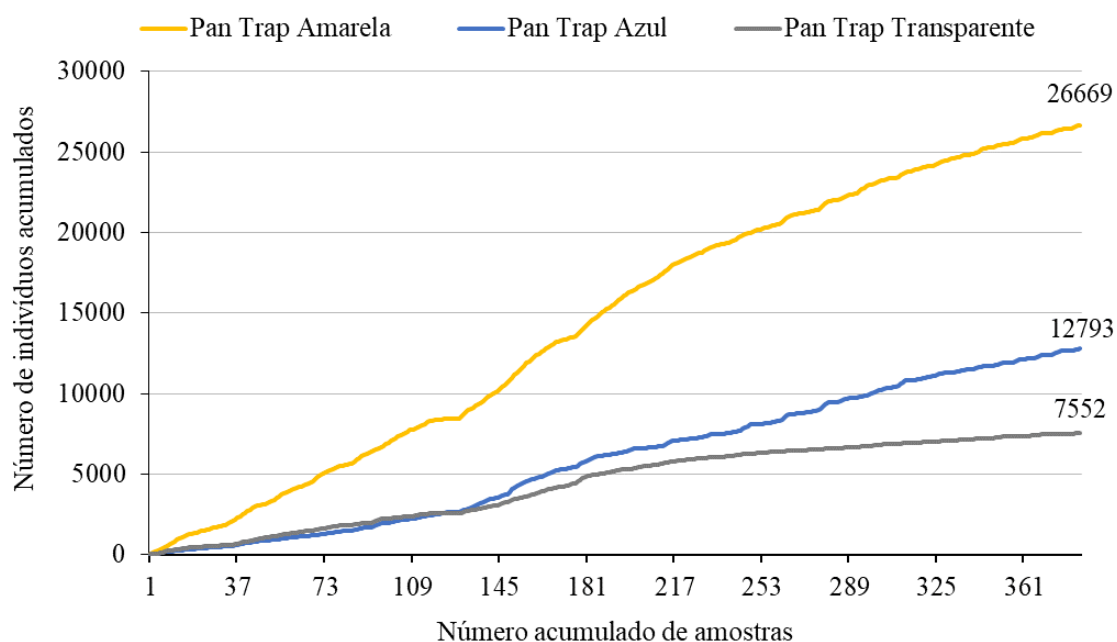
Figura 2 - Curvas de rarefação de Coleman dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarela, transparente e azul. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Na figura 3 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos obtidas nas armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Percebe-se que a armadilha *pan trap* amarela acumulou mais indivíduos, seguida pela armadilha *pan trap* azul e pela armadilha *pan trap* transparente.

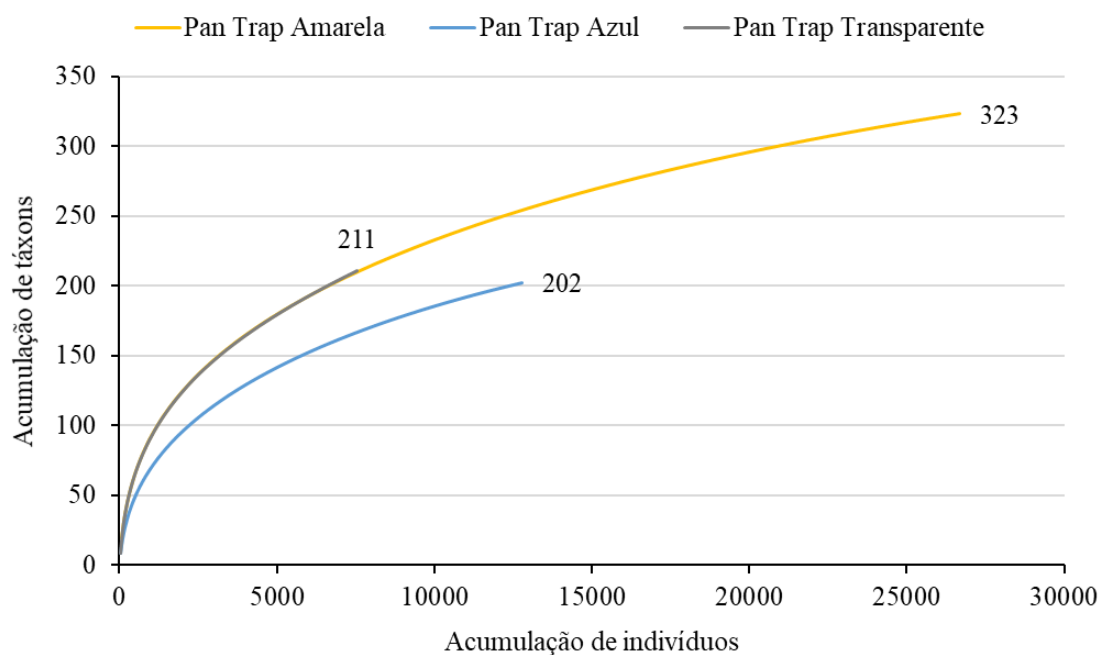
Figura 3 - Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A figura 4 mostra as curvas de rarefação de indivíduos para as armadilhas *pan trap* amarela, *pan trap* azul e *pan trap* transparente. Observa-se que a armadilha *pan trap* amarela apresentou maior velocidade de acumulação de táxons que as demais, e que a armadilha *pan trap* transparente acumulou maior riqueza de táxons que a armadilha *pan trap* azul, apesar de aglomerar menor quantidade de indivíduos que essa.

Figura 4 - Curvas de rarefação de indivíduos coletados em armadilhas *pan traps* amarela, transparente e azul. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

3.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade

Quanto à similaridade entre as entomofaunas coletadas em armadilhas *pan traps*, a análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicou semelhança de 42,02% entre *pan trap* amarela e o agrupamento constituído pelas *pan traps* azul e transparente. A comunidade de insetos coletada em *pan trap* azul apresentou similaridade de 56,60% com a entomofauna coletada em *pan trap* transparente (FIGURA 5).

A análise por escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) demonstra graficamente que as entomofaunas coletadas em *pan traps* amarela, azul e transparente são dissimilares (FIGURA 6).

A análise de similaridade (ANOSIM) sustenta o observado pela NMDS e aponta que há diferença significativa entre as entomofaunas coletadas em armadilhas *pan traps* amarela e azul (0,002), amarela e transparente (0,002) e azul e transparente (0,026) (Tabela 1).

Figura 5 - Diagrama da análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicando as similaridades nas entomofaunas coletadas em armadilhas *pan traps*. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

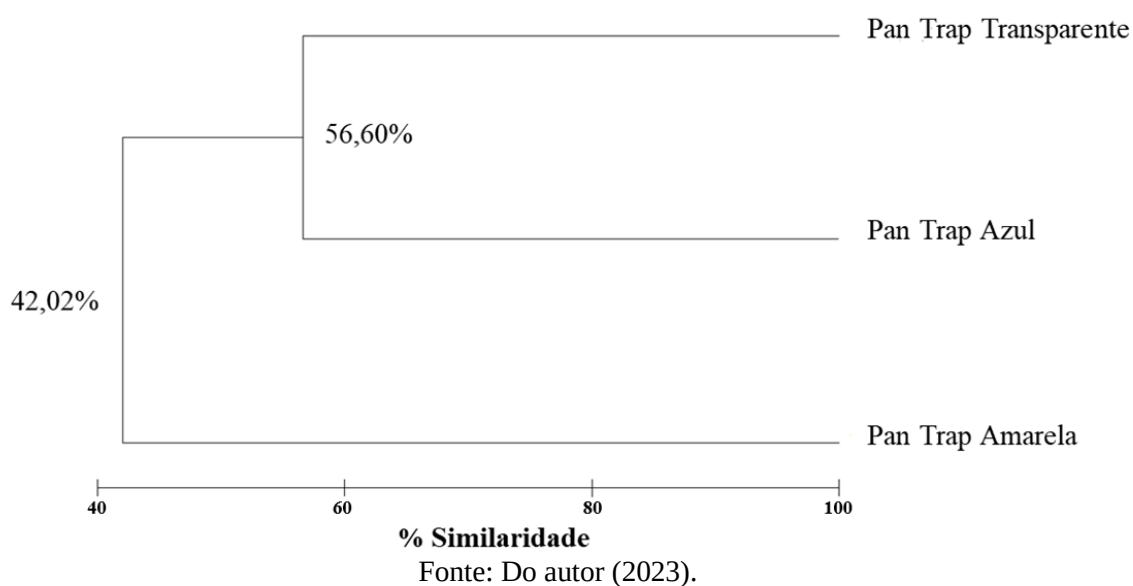


Figura 6 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos táxons de insetos coletados em armadilhas *pan traps*. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

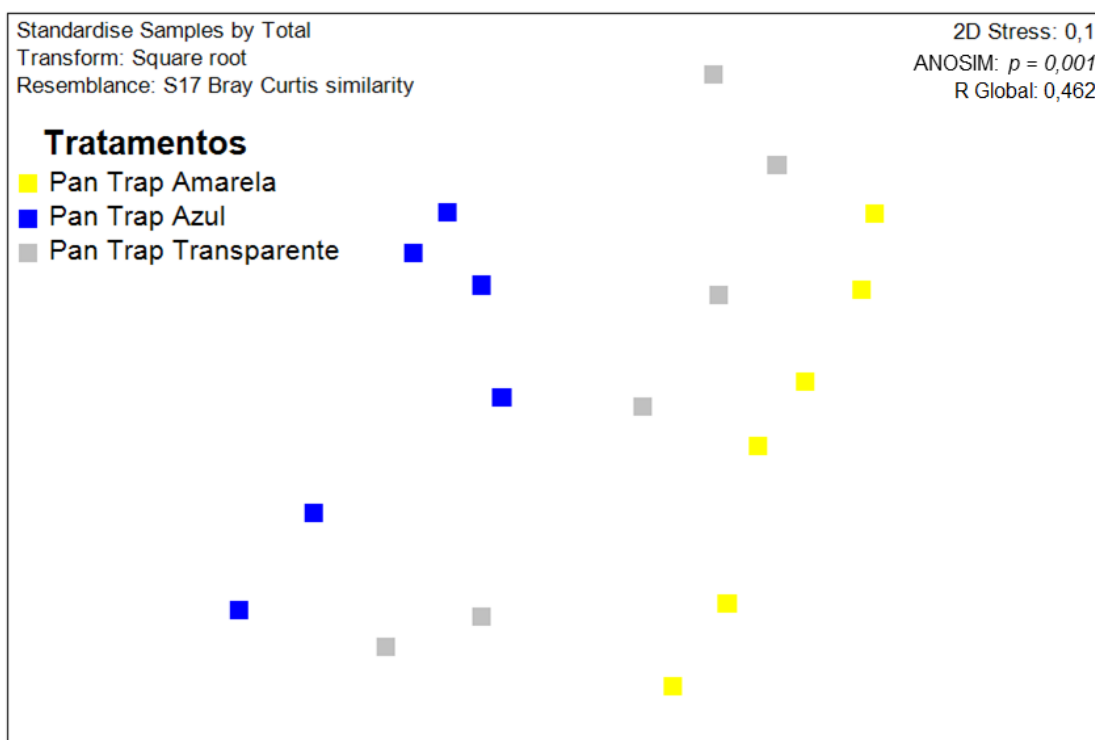


Tabela 1 - ANOSIM para comunidade de insetos coletados em armadilhas *pan traps*, comparações par a par com RGlobal = 0,462, nível de significância $p = 0,05$ e 999 permutações. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	R	Nível de significância p
Pan Trap Amarela, Pan Trap Azul	0,813	0,002
Pan Trap Amarela, Pan Trap Transparente	0,613	0,002
Pan Trap Azul, Pan Trap Transparente	0,276	0,026

Fonte: Do autor (2023).

A porcentagem de similaridade (SIMPER) indica que o gênero *Condylostylus* foi o principal responsável pelas diferenças entre a entomofauna associada a armadilha *pan trap* amarela e a entomofauna associada a armadilha *pan trap* azul (dissimilaridade de 58,64%, TABELA 2), bem como entre a entomofauna associada a armadilha *pan trap* amarela e a entomofauna associada a armadilha *pan trap* transparente (dissimilaridade de 57,31%, TABELA 3). Quanto aos principais táxons que colaboraram para a diferença entre as entomofaunas associadas as armadilhas *pan trap* azul e *pan trap* transparente (dissimilaridade de 43,40%, TABELA 4) estão Chloropidae sp1 e *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910).

Tabela 2 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarela e azul, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as entomofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 58,64%				
Táxons	Pan Trap Amarela	Pan Trap Azul	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Condylostylus</i> sp.	8404	102	35,88	35,88
Chloropidae sp1	2736	5442	11,69	47,57
<i>Dalbulus maidis</i>	1547	301	5,38	52,96
<i>Drosophila melanogaster</i>	730	1935	5,21	58,16
Encyrtidae sp6	1280	93	5,13	63,29
<i>Chrysotus</i> sp.	996	3	4,29	67,58
Platygastridae sp10	1003	114	3,84	71,43
<i>Megaselia scalaris</i>	739	198	2,34	73,76
<i>Plebeia droryana</i>	458	90	1,59	75,35
<i>Sarcophaga</i> sp.	453	136	1,37	76,72
Figitidae sp8	303	61	1,05	77,77
<i>Paratrigena subnuda</i>	285	53	1,00	78,77
<i>Elaphropeza</i> sp.	244	21	0,96	79,74
Aphelinidae sp4	257	44	0,92	80,66

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 3 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarela e transparente, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as entomofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 57,31%				
Táxons	Pan Trap Amarela	Pan Trap Transparente	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
<i>Condylostylus</i> sp.	8404	390	40,86	40,86
<i>Frankliniella schultzei</i>	1557	103	7,41	48,27
<i>Dalbulus maidis</i>	1547	345	6,13	54,40
Encyrtidae sp6	1280	161	5,71	60,11
<i>Chrysotus</i> sp.	996	68	4,73	64,84
Platygastridae sp10	1003	217	4,01	68,85
<i>Megaselia scalaris</i>	739	144	3,03	71,88
<i>Conotelus</i> sp.	346	76	1,38	73,26
<i>Drosophila melanogaster</i>	730	461	1,37	74,63
<i>Plebeia droryana</i>	458	208	1,27	75,90
Figitidae sp8	303	60	1,24	77,14
Aphelinidae sp4	257	19	1,21	78,36
<i>Elaphropeza</i> sp.	244	14	1,17	79,53
Figitidae sp2	217	29	0,96	80,49

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 4 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* azul e transparente, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as entomofaunas. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 43,40%				
Táxons	Pan Trap Azul	Pan Trap Transparente	C%	AC%
	Abundância	Abundância		
Chloropidae sp1	5442	2680	31,28	31,28
<i>Frankliniella schultzei</i>	1754	103	18,70	49,98
<i>Drosophila melanogaster</i>	1935	461	16,69	66,68
<i>Conotelus</i> sp.	511	76	4,93	71,60
<i>Condylostylus</i> sp.	102	390	3,26	74,87
<i>Sarcophaga</i> sp.	136	365	2,59	77,46
<i>Trigona spinipes</i>	42	188	1,65	79,11
<i>Euxesta stigmatias</i>	186	316	1,47	80,59

Fonte: Do autor (2023).

3. 3 Abundância, diversidade e riqueza de insetos

Entre os meses de fevereiro e julho de 2020 foram realizadas 24 coletas totalizando 1.152 amostras (48 amostras por semana), nas quais foram capturados 47.014 insetos, distribuídos em 393 táxons (TABELA 5).

Dos 47.014 insetos coletados, 26.669 indivíduos estavam presentes em armadilhas *pan traps* amarelas, 12.793 em armadilhas *pan traps* azuis e 7.552 em armadilhas *pan traps* transparentes (TABELA 5). Dentre os insetos amostrados em *pan traps* amarelas a ordem Coleoptera representou 3,83%, Dermaptera (0,00%), Diptera (55,72%), Hemiptera (9,55%), Hymenoptera (24,79%), Lepidoptera (0,03%), Neuroptera (0,18%), Orthoptera (0,01%) e Thysanoptera (5,87%), ao passo que entre os insetos coletados com *pan traps* azuis a ordem Coleoptera correspondeu a 6,69%, Dermaptera (0,01%), Diptera (63,53%), Hemiptera (3,94%), Hymenoptera (11,45%), Lepidoptera (0,06%), Neuroptera (0,51%), Orthoptera (0,01%) e Thysanoptera (13,81%) (TABELA 5). Por fim, dentre os insetos capturados com *pan traps* transparentes a ordem Coleoptera somou 5,61%, enquanto Dermaptera (0,05%), Diptera (59,57%), Hemiptera (7,91%), Hymenoptera (24,68%), Lepidoptera (0,11%), Neuroptera (0,56%), Orthoptera (0,01%) e Thysanoptera (1,50%) (TABELA 5).

Tabela 5 - Abundância (X), média/armadilha (M), frequência (%), riqueza (S), bootstrap e índice de Shannon (H') dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
Coleoptera (S = 32)									
1. <i>Astylus antis</i> (FI)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
2. <i>Astylus variegatus</i> (FI)	52	0,14	0,19	12	0,03	0,09	-	-	-
3. <i>Calopteron reticulatum</i> (FI)	-	-	-	-	-	-	3	0,01	0,04
4. Cantharidae sp1 (PR)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
5. Cantharidae sp2 (PR)	-	-	-	3	0,01	0,02	-	-	-
6. Carabidae sp1 (PR)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
7. Carabidae sp6 (PR)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
8. Carabidae sp7 (PR)	4	0,01	0,01	13	0,03	0,10	4	0,01	0,05
9. Carabidae sp8 (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
10. <i>Ceratomegilla schneideri</i> (PR)	1	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
11. Cicindelinae sp2 (PR)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
12. <i>Clitostethus arcuatus</i> (PR)	28	0,07	0,10	1	-	0,01	15	0,04	0,20
13. Coccinellidae larva (PR)	-	-	-	3	0,01	0,02	1	-	0,01
14. <i>Conoderus scalaris</i> (FI)	4	0,01	0,01	4	0,01	0,03	6	0,02	0,08
15. <i>Conotelus</i> sp. (FI)	346	0,90	1,30	511	1,33	3,99	76	0,20	1,01
16. <i>Cosmesus</i> sp. (FI)	2	0,01	0,01	3	0,01	0,02	-	-	-
17. <i>Cryptarcha</i> sp. (FI)	254	0,66	0,95	180	0,47	1,41	157	0,41	2,08
18. <i>Cycloneda sanguinea</i> (PR)	7	0,02	0,03	5	0,01	0,04	2	0,01	0,03
19. <i>Diabrotica sinuata</i> (FI)	5	0,01	0,02	6	0,02	0,05	2	0,01	0,03
20. <i>Diabrotica speciosa</i> (FI)	117	0,30	0,44	27	0,07	0,21	37	0,10	0,49
21. <i>Diabrotica virgifera</i> (FI)	24	0,06	0,09	1	-	0,01	2	0,01	0,03
22. <i>Eriopis connexa</i> (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
23. <i>Harmonia axyridis</i> (PR)	4	0,01	0,01	1	-	0,01	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
24. <i>Hippodamia convergens</i> (PR)	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,03
25. <i>Lebia concinna</i> (PR)	5	0,01	0,02	-	-	-	1	-	0,01
26. <i>Maecolaspis</i> sp. (FI)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
27. <i>Olla</i> sp. (PR)	1	-	-	2	0,01	0,02	3	0,01	0,04
28. <i>Rhyzobius leucochaetus</i> (PR)	1	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
29. Staphylinidae sp3 (PR)	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,03
30. Staphylinidae sp5 (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
31. Staphylinidae sp6 (PR)	121	0,32	0,45	36	0,09	0,28	72	0,19	0,95
32. Staphylinidae sp7 (PR)	42	0,11	0,16	37	0,10	0,29	35	0,09	0,46
Subtotal	1021	2,66	3,83	856	2,23	6,69	424	1,10	5,61
Dermaptera (S =1)									
33. <i>Doru luteipes</i> (PR)	1	-	-	1	-	0,01	4	0,01	0,05
Subtotal	1	-	-	1	-	0,01	4	0,01	0,05
Diptera (S = 31)									
34. <i>Allograpta exotica</i> (PR)	5	0,01	0,02	3	0,01	0,02	-	-	-
35. Asilidae sp1 (PR)	1	-	-	3	0,01	0,02	8	0,02	0,11
36. Asilidae sp2 (PR)	-	-	-	1	-	0,01	3	0,01	0,04
37. Asilidae sp3 (PR)	-	-	-	33	0,09	0,26	13	0,03	0,17
38. Asilidae sp4 (PR)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
39. Chloropidae sp1 (FI)	2736	7,13	10,26	5442	14,17	42,54	2680	6,98	35,49
40. <i>Choerades fimbriata</i> (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
41. <i>Chrysotus</i> sp. (PR)	996	2,59	3,73	3	0,01	0,02	68	0,18	0,90
42. <i>Condylostylus</i> sp. (PR)	8404	21,89	31,51	102	0,27	0,80	390	1,02	5,16
43. <i>Drosophila melanogaster</i> (FI)	730	1,90	2,74	1935	5,04	15,13	461	1,20	6,10
44. <i>Elaphropeza</i> sp. (PR)	244	0,64	0,91	21	0,05	0,16	14	0,04	0,19
45. <i>Euxesta stigmatias</i> (FI)	391	1,02	1,47	186	0,48	1,45	316	0,82	4,18

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
46. <i>Glaphyropyga</i> sp. (PR)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
47. <i>Hermetia</i> sp. (FI)	5	0,01	0,02	-	-	-	1	-	0,01
48. <i>Megaselia rufipes</i> (PA)	5	0,01	0,02	2	0,01	0,02	6	0,02	0,08
49. <i>Megaselia scalaris</i> (PA)	739	1,92	2,77	198	0,52	1,55	144	0,38	1,91
50. <i>Ocyptamus antiphates</i> (PR)	5	0,01	0,02	1	-	0,01	1	-	0,01
51. <i>Orchthera</i> sp. (PR)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
52. <i>Pipunculidae</i> sp1 (PA)	15	0,04	0,06	1	-	0,01	3	0,01	0,04
53. <i>Pseudodorus clavatus</i> (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
54. <i>Sarcophaga</i> sp. (DE)	453	1,18	1,70	136	0,35	1,06	365	0,95	4,83
55. <i>Sepsidae</i> sp1 (DE)	5	0,01	0,02	1	-	0,01	-	-	-
56. <i>Tachinidae</i> sp1 (PA)	17	0,04	0,06	-	-	-	3	0,01	0,04
57. <i>Taeniptera angulata</i> (DE)	8	0,02	0,03	4	0,01	0,03	8	0,02	0,11
58. <i>Toxomerus floralis</i> (PR)	34	0,09	0,13	15	0,04	0,12	1	-	0,01
59. <i>Toxomerus laenas</i> (PR)	27	0,07	0,10	16	0,04	0,13	5	0,01	0,07
60. <i>Toxomerus musicus</i> (PR)	8	0,02	0,03	8	0,02	0,06	1	-	0,01
61. <i>Toxomerus papaveroi</i> (PR)	7	0,02	0,03	6	0,02	0,05	1	-	0,01
62. <i>Toxomerus politus</i> (PR)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
63. <i>Toxomerus purus</i> (PR)	17	0,04	0,06	7	0,02	0,05	5	0,01	0,07
64. <i>Toxomerus virgulatus</i> (PR)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
Subtotal	14860	38,70	55,72	8127	21,16	63,53	4499	11,72	59,57
Hemiptera (S = 42)									
65. <i>Amblyophalus exaltatus</i> (FI)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
66. <i>Amphiareus constrictus</i> (PR)	1	-	-	9	0,02	0,07	8	0,02	0,11
67. <i>Aphis</i> sp. (FI)	78	0,20	0,29	10	0,03	0,08	9	0,02	0,12
68. <i>Bolbonata corrugata</i> (FI)	80	0,21	0,30	2	0,01	0,02	-	-	-
69. <i>Bucephalogonia xanthophis</i> (FI)	175	0,46	0,66	1	-	0,01	10	0,03	0,13

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
70. <i>Callicentrus</i> sp. (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
71. <i>Ceresa ustulata</i> (FI)	22	0,06	0,08	-	-	-	2	0,01	0,03
72. Cicadellidae sp2 (FI)	-	-	-	2	0,01	0,02	1	-	0,01
73. Cicadellidae sp3 (FI)	37	0,10	0,14	12	0,03	0,09	52	0,14	0,69
74. Cicadellidae sp10 (FI)	25	0,07	0,09	2	0,01	0,02	-	-	-
75. Cicadellidae sp11 (FI)	26	0,07	0,10	-	-	-	-	-	-
76. Cicadellidae sp13 (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
77. <i>Collaria scenica</i> (FI)	24	0,06	0,09	11	0,03	0,09	10	0,03	0,13
78. <i>Cyphonia clavata</i> (FI)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
79. <i>Cyphonia clavigera</i> (FI)	17	0,04	0,06	1	-	0,01	2	0,01	0,03
80. <i>Dalbulus maidis</i> (FI)	1547	4,03	5,80	301	0,78	2,35	345	0,90	4,57
81. Delphacidae sp1 (FI)	10	0,03	0,04	2	0,01	0,02	9	0,02	0,12
82. <i>Deois flavopicta</i> (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
83. <i>Deois schach</i> (FI)	2	0,01	0,01	1	-	0,01	-	-	-
84. <i>Empoasca kraemeri</i> (FI)	60	0,16	0,22	7	0,02	0,05	19	0,05	0,25
85. <i>Enchenopa fusca</i> (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
86. <i>Entylia carinata</i> (FI)	76	0,20	0,28	-	-	-	1	-	0,01
87. <i>Erythrogonia</i> sp. (FI)	17	0,04	0,06	-	-	-	-	-	-
88. <i>Ferrariana trivittata</i> (FI)	2	0,01	0,01	2	0,01	0,02	2	0,01	0,03
89. <i>Garganus gracilentus</i> (FI)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
90. <i>Horciasisca insignis</i> (FI)	2	0,01	0,01	3	0,01	0,02	3	0,01	0,04
91. <i>Hyaliodocoris insignis</i> (PR)	13	0,03	0,05	8	0,02	0,06	19	0,05	0,25
92. <i>Hypsoprora adusta</i> (FI)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
93. <i>Macrolophus</i> sp. (PR)	1	-	-	3	0,01	0,02	1	-	0,01
94. <i>Moissonia</i> sp. (FI)	67	0,17	0,25	42	0,11	0,33	51	0,13	0,68
95. <i>Nabis</i> sp. (PR)	1	-	-	2	0,01	0,02	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
96. <i>Neomegalotomus parvus</i> (FI)	6	0,02	0,02	3	0,01	0,02	4	0,01	0,05
97. <i>Neopamera bilobata</i> (FI)	1	-	-	1	-	0,01	3	0,01	0,04
98. <i>Orius insidiosus</i> (PR)	7	0,02	0,03	8	0,02	0,06	-	-	-
99. <i>Piezodorus guildini</i> (FI)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
100. <i>Planicephalus</i> sp. (FI)	227	0,59	0,85	70	0,18	0,55	40	0,10	0,53
101. <i>Protalebrella brasiliensis</i> (FI)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
102. Reduviidae sp5 (PR)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
103. <i>Sibovia sagata</i> (FI)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
104. <i>Sphictyrtus chryseis</i> (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
105. <i>Stirellus bicolor</i> (FI)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
106. <i>Stirellus</i> sp. (FI)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
Subtotal	2547	6,63	9,55	504	1,31	3,94	597	1,55	7,91
Hymenoptera (S = 275)									
107. Agaonidae sp1 (PA)	6	0,02	0,02	6	0,02	0,05	4	0,01	0,05
108. Agaonidae sp2 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
109. Aphelinidae sp2 (PA)	5	0,01	0,02	1	-	0,01	-	-	-
110. Aphelinidae sp3 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
111. Aphelinidae sp4 (PA)	257	0,67	0,96	44	0,11	0,34	19	0,05	0,25
112. Aphidiinae sp1 (PA)	31	0,08	0,12	32	0,08	0,25	25	0,07	0,33
113. <i>Apis mellifera</i> (PO)	13	0,03	0,05	20	0,05	0,16	-	-	-
114. <i>Atta sexdens</i> (FI)	-	-	-	-	-	-	3	0,01	0,04
115. <i>Augochlora</i> sp. (PO)	117	0,30	0,44	76	0,20	0,59	16	0,04	0,21
116. <i>Augochloropsis</i> sp. (PO)	22	0,06	0,08	12	0,03	0,09	1	-	0,01
117. Aulacidae sp1 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
118. Bethylidae sp2 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
119. Bethylidae sp3 (PA)	1	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
120. Bethylidae sp4 (PA)	30	0,08	0,11	13	0,03	0,10	14	0,04	0,19
121. Bethylidae sp5 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
122. Bethylidae sp6 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
123. Bethylidae sp7 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
124. <i>Bombus morio</i> (PO)	4	0,01	0,01	30	0,08	0,23	-	-	-
125. <i>Brachygastra lecheguana</i> (PR)	21	0,05	0,08	3	0,01	0,02	6	0,02	0,08
126. Braconidae sp3 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
127. Braconidae sp10 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	3	0,01	0,04
128. Braconidae sp11 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
129. Braconidae sp18 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
130. Braconidae sp19 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
131. Braconidae sp20 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
132. Braconidae sp21 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
133. Braconidae sp24 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
134. Braconidae sp26 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
135. Braconidae sp27 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
136. Braconidae sp31 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
137. Braconidae sp32 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
138. Braconidae sp33 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
139. Braconidae sp34 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
140. Braconidae sp35 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
141. Braconidae sp36 (PA)	9	0,02	0,03	-	-	-	1	-	0,01
142. Braconidae sp37 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
143. Braconidae sp38 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
144. Braconidae sp39 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
145. Braconidae sp40 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
146. <i>Camponotus rufipes</i> (ON)	308	0,80	1,15	225	0,59	1,76	251	0,65	3,32
147. Ceraphronidae sp8 (PA)	15	0,04	0,06	1	-	0,01	8	0,02	0,11
148. Ceraphronidae sp9 (PA)	6	0,02	0,02	3	0,01	0,02	4	0,01	0,05
149. Ceraphronidae sp10 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
150. Ceraphronidae sp15 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
151. Ceraphronidae sp16 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
152. Ceraphronidae sp17 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
153. Ceraphronidae sp18 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
154. Ceraphronidae sp19 (PA)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	-	-	-
155. Ceraphronidae sp21 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
156. Ceraphronidae sp22 (PA)	2	0,01	0,01	1	-	0,01	-	-	-
157. Ceraphronidae sp24 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
158. Ceraphronidae sp28 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
159. Chalcididae sp1 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
160. Chalcididae sp2 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
161. Chalcididae sp3 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
162. Chrysididae sp1 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
163. Diapriidae sp1 (PA)	46	0,12	0,17	2	0,01	0,02	11	0,03	0,15
164. Diapriidae sp5 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
165. Diapriidae sp7 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
166. Diapriidae sp8 (PA)	27	0,07	0,10	-	-	-	9	0,02	0,12
167. Diapriidae sp9 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
168. Diapriidae sp10 (PA)	39	0,10	0,15	3	0,01	0,02	5	0,01	0,07
169. Diapriidae sp11 (PA)	21	0,05	0,08	2	0,01	0,02	1	-	0,01
170. Diapriidae sp12 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
171. Diapriidae sp13 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
172. Diapriidae sp14 (PA)	4	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
173. Diapriidae sp15 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
174. Diapriidae sp16 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
175. Diapriidae sp17 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
176. Diapriidae sp18 (PA)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
177. Diapriidae sp21 (PA)	3	0,01	0,01	1	-	0,01	1	-	0,01
178. Diapriidae sp25 (PA)	8	0,02	0,03	-	-	-	-	-	-
179. Diapriidae sp28 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
180. Diapriidae sp29 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
181. Diapriidae sp31 (PA)	18	0,05	0,07	-	-	-	1	-	0,01
182. Dryinidae sp1 (PA)	1	-	-	48	0,13	0,38	-	-	-
183. Dryinidae sp2 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
184. Dryinidae sp4 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
185. Encyrtidae sp6 (PA)	1280	3,33	4,80	93	0,24	0,73	161	0,42	2,13
186. Encyrtidae sp8 (PA)	8	0,02	0,03	-	-	-	-	-	-
187. Encyrtidae sp9 (PA)	25	0,07	0,09	8	0,02	0,06	13	0,03	0,17
188. Encyrtidae sp12 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
189. Encyrtidae sp14 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
190. Encyrtidae sp16 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
191. Encyrtidae sp20 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
192. Encyrtidae sp21 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	2	0,01	0,03
193. <i>Epanthidium autumnale</i> (PO)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
194. <i>Epipona tatua</i> (PR)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
195. Eulophidae sp3 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
196. Eulophidae sp6 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
197. Eulophidae sp8 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
198. Eulophidae sp9 (PA)	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,03
199. Eulophidae sp12 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
200. Eulophidae sp13 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
201. Eulophidae sp14 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
202. Eulophidae sp16 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
203. Eulophidae sp18 (PA)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
204. Eulophidae sp19 (PA)	2	0,01	0,01	1	-	0,01	1	-	0,01
205. Eulophidae sp21 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
206. Eulophidae sp23 (PA)	84	0,22	0,31	10	0,03	0,08	8	0,02	0,11
207. Eulophidae sp24 (PA)	6	0,02	0,02	-	-	-	3	0,01	0,04
208. Eulophidae sp25 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
209. Eulophidae sp26 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
210. Eulophidae sp28 (PA)	22	0,06	0,08	30	0,08	0,23	30	0,08	0,40
211. Eulophidae sp31 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
212. Eulophidae sp32 (PA)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
213. Eulophidae sp39 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
214. Eulophidae sp44 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
215. Eulophidae sp45 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
216. Eulophidae sp46 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
217. Eupelmidae sp1 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
218. Eurytomidae sp1 (PA)	7	0,02	0,03	1	-	0,01	-	-	-
219. Eurytomidae sp4 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
220. Eurytomidae sp7 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
221. Evaniidae sp2 (PA)	6	0,02	0,02	-	-	-	1	-	0,01
222. Evaniidae sp4 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
223. Evaniidae sp5 (PA)	19	0,05	0,07	2	0,01	0,02	6	0,02	0,08

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
224. Figitidae sp2 (PA)	217	0,57	0,81	19	0,05	0,15	29	0,08	0,38
225. Figitidae sp6 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
226. Figitidae sp8 (PA)	303	0,79	1,14	61	0,16	0,48	60	0,16	0,79
227. Figitidae sp9 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
228. Figitidae sp11 (PA)	53	0,14	0,20	2	0,01	0,02	5	0,01	0,07
229. Figitidae sp13 (PA)	12	0,03	0,04	2	0,01	0,02	1	-	0,01
230. Figitidae sp14 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
231. Figitidae sp15 (PA)	12	0,03	0,04	-	-	-	-	-	-
232. Figitidae sp17 (PA)	17	0,04	0,06	6	0,02	0,05	4	0,01	0,05
233. Figitidae sp19 (PA)	9	0,02	0,03	2	0,01	0,02	-	-	-
234. Figitidae sp20 (PA)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
235. Figitidae sp21 (PA)	28	0,07	0,10	-	-	-	6	0,02	0,08
236. Figitidae sp24 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
237. Figitidae sp25 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
238. Figitidae sp26 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
239. Figitidae sp27 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
240. Figitidae sp28 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
241. Figitidae sp29 (PA)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	-	-	-
242. <i>Friesella schrottkyi</i> (PO)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
243. <i>Halictus</i> sp. (PO)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	-	-	-
244. Ichneumonidae sp1 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
245. Ichneumonidae sp2 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	2	0,01	0,03
246. Ichneumonidae sp3 (PA)	6	0,02	0,02	-	-	-	2	0,01	0,03
247. Ichneumonidae sp4 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
248. Ichneumonidae sp5 (PA)	5	0,01	0,02	-	-	-	2	0,01	0,03
249. Ichneumonidae sp6 (PA)	17	0,04	0,06	3	0,01	0,02	4	0,01	0,05

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
250. Ichneumonidae sp7 (PA)	-	-	-	-	-	-	2	0,01	0,03
251. Ichneumonidae sp8 (PA)	9	0,02	0,03	2	0,01	0,02	1	-	0,01
252. Ichneumonidae sp9 (PA)	52	0,14	0,19	2	0,01	0,02	3	0,01	0,04
253. Ichneumonidae sp10 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
254. Ichneumonidae sp13 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
255. Ichneumonidae sp15 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
256. Ichneumonidae sp17 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
257. Ichneumonidae sp18 (PA)	6	0,02	0,02	-	-	-	-	-	-
258. Ichneumonidae sp19 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
259. Ichneumonidae sp20 (PA)	166	0,43	0,62	22	0,06	0,17	41	0,11	0,54
260. Ichneumonidae sp21 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
261. Ichneumonidae sp22 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
262. Ichneumonidae sp23 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
263. Ichneumonidae sp24 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
264. Ichneumonidae sp25 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
265. Ichneumonidae sp26 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
266. Ichneumonidae sp27 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
267. <i>Lasioglossum</i> sp. (PO)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
268. <i>Megachile</i> sp. (PO)	20	0,05	0,07	60	0,16	0,47	2	0,01	0,03
269. Megaspilidae sp1 (PA)	43	0,11	0,16	7	0,02	0,05	4	0,01	0,05
270. <i>Melipona bicolor</i> (PO)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
271. <i>Melipona marginata</i> (PO)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
272. <i>Melipona quadrifasciata</i> (PO)	1	-	-	7	0,02	0,05	-	-	-
273. Microgastrinae sp1 (PA)	97	0,25	0,36	18	0,05	0,14	26	0,07	0,34
274. Microgastrinae sp2 (PA)	12	0,03	0,04	-	-	-	5	0,01	0,07
275. Microgastrinae sp4 (PA)	23	0,06	0,09	3	0,01	0,02	26	0,07	0,34

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
276. Microgastrinae sp6 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
277. Microgastrinae sp7 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
278. Mymaridae sp1 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
279. Mymaridae sp2 (PA)	22	0,06	0,08	4	0,01	0,03	9	0,02	0,12
280. Mymaridae sp4 (PA)	70	0,18	0,26	2	0,01	0,02	14	0,04	0,19
281. Mymaridae sp6 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
282. Mymaridae sp7 (PA)	15	0,04	0,06	-	-	-	4	0,01	0,05
283. Mymaridae sp8 (PA)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	-	-	-
284. Mymaridae sp12 (PA)	12	0,03	0,04	-	-	-	3	0,01	0,04
285. Mymaridae sp14 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
286. Mymaridae sp15 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
287. Mymaridae sp16 (PA)	13	0,03	0,05	2	0,01	0,02	3	0,01	0,04
288. Mymaridae sp18 (PA)	8	0,02	0,03	2	0,01	0,02	1	-	0,01
289. Mymaridae sp20 (PA)	7	0,02	0,03	-	-	-	1	-	0,01
290. Mymaridae sp21 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
291. Mymaridae sp22 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
292. Mymaridae sp24 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
293. Opiinae sp1 (PA)	176	0,46	0,66	16	0,04	0,13	18	0,05	0,24
294. Opiinae sp2 (PA)	38	0,10	0,14	6	0,02	0,05	8	0,02	0,11
295. <i>Oxaea flavescens</i> (PO)	4	0,01	0,01	78	0,20	0,61	1	-	0,01
296. <i>Paratrígona subnuda</i> (PO)	285	0,74	1,07	53	0,14	0,41	130	0,34	1,72
297. <i>Pepsis ruficornis</i> (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
298. Platygastriidae sp1 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
299. Platygastriidae sp10 (PA)	1003	2,61	3,76	114	0,30	0,89	217	0,57	2,87
300. Platygastriidae sp11 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
301. Platygastriidae sp14 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
302. Platygastriidae sp15 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
303. Platygastriidae sp16 (PA)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
304. <i>Plebeia droryana</i> (PO)	458	1,19	1,72	90	0,23	0,70	208	0,54	2,75
305. <i>Polistes billardieri ruficornis</i> (PR)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
306. <i>Polistes cinerascens</i> (PR)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
307. <i>Polybia dimidiata</i> (PR)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
308. <i>Polybia fastidiosuscula</i> (PR)	31	0,08	0,12	7	0,02	0,05	9	0,02	0,12
309. <i>Polybia ignobilis</i> (PR)	8	0,02	0,03	-	-	-	3	0,01	0,04
310. <i>Polybia minarum</i> (PR)	65	0,17	0,24	7	0,02	0,05	32	0,08	0,42
311. <i>Polybia occidentalis occidentalis</i> (PR)	5	0,01	0,02	1	-	0,01	4	0,01	0,05
312. <i>Polybia platycephala slyventris</i> (PR)	43	0,11	0,16	6	0,02	0,05	8	0,02	0,11
313. <i>Polybia sericea</i> (PR)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
314. Pompilidae sp1 (PA)	54	0,14	0,20	4	0,01	0,03	12	0,03	0,16
315. Proctotrupidae sp1 (PA)	54	0,14	0,20	18	0,05	0,14	12	0,03	0,16
316. Pteromalidae sp1 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
317. Pteromalidae sp2 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
318. Pteromalidae sp6 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
319. Pteromalidae sp7 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
320. Pteromalidae sp8 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
321. Pteromalidae sp10 (PA)	1	-	-	-	-	-	7	0,02	0,09
322. Pteromalidae sp11 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
323. Pteromalidae sp13 (PA)	8	0,02	0,03	6	0,02	0,05	-	-	-
324. Pteromalidae sp14 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
325. Pteromalidae sp15 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
326. Pteromalidae sp16 (PA)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	1	-	0,01
327. Pteromalidae sp18 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
328. Pteromalidae sp28 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
329. Pteromalidae sp35 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
330. Pteromalidae sp38 (PA)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
331. Pteromalidae sp39 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
332. Pteromalidae sp41 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
333. Pteromalidae sp42 (PA)	45	0,12	0,17	3	0,01	0,02	8	0,02	0,11
334. Pteromalidae sp43 (PA)	85	0,22	0,32	7	0,02	0,05	7	0,02	0,09
335. Pteromalidae sp44 (PA)	22	0,06	0,08	-	-	-	-	-	-
336. Pteromalidae sp45 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
337. Pteromalidae sp46 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
338. Pteromalidae sp47 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
339. Pteromalidae sp48 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
340. Pteromalidae sp49 (PA)	13	0,03	0,05	1	-	0,01	8	0,02	0,11
341. Scelioninae sp3 (PA)	7	0,02	0,03	3	0,01	0,02	3	0,01	0,04
342. Scelioninae sp9 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
343. Scelioninae sp13 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
344. Scelioninae sp14 (PA)	6	0,02	0,02	1	-	0,01	2	0,01	0,03
345. Scelioninae sp15 (PA)	1	-	-	-	-	-	2	0,01	0,03
346. Scelioninae sp17 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
347. Scelioninae sp18 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-
348. Scelioninae sp20 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
349. Scelioninae sp21 (PA)	115	0,30	0,43	22	0,06	0,17	34	0,09	0,45
350. Scelioninae sp23 (PA)	2	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
351. Scelioninae sp24 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
352. Scelioninae sp25 (PA)	6	0,02	0,02	-	-	-	1	-	0,01
353. Scelioninae sp26 (PA)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
354. Scelioninae sp29 (PA)	3	0,01	0,01	2	0,01	0,02	1	-	0,01
355. Scelioninae sp31 (PA)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
356. Scelioninae sp32 (PA)	3	0,01	0,01	-	-	-	1	-	0,01
357. Scelioninae sp33 (PA)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
358. Scelioninae sp34 (PA)	8	0,02	0,03	-	-	-	2	0,01	0,03
359. Scelioninae sp36 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
360. Scelioninae sp37 (PA)	3	0,01	0,01	1	-	0,01	-	-	-
361. Scelioninae sp39 (PA)	10	0,03	0,04	3	0,01	0,02	2	0,01	0,03
362. Scelioninae sp41 (PA)	1	-	-	-	-	-	1	-	0,01
363. Scelioninae sp43 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
364. Scelioninae sp44 (PA)	-	-	-	2	0,01	0,02	2	0,01	0,03
365. Scelioninae sp45 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	1	-	0,01
366. <i>Scolia</i> sp. (PA)	2	0,01	0,01	1	-	0,01	-	-	-
367. Scoliidae sp1 (PA)	3	0,01	0,01	5	0,01	0,04	-	-	-
368. Scoliidae sp2 (PA)	1	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
369. Scoliidae sp3 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
370. Scoliidae sp4 (PA)	1	-	-	1	-	0,01	-	-	-
371. Scoliidae sp5 (PA)	-	-	-	1	-	0,01	-	-	-
372. Sphecidae sp1 (PR)	2	0,01	0,01	-	-	-	2	0,01	0,03
373. Sphecidae sp2 (PR)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
374. Tenthredinidae sp1 (FI)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
375. <i>Tetragonisca angustula</i> (PO)	7	0,02	0,03	4	0,01	0,03	11	0,03	0,15
376. Tormidae sp1 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
377. Trichogrammatidae sp1 (PA)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
378. Trichogrammatidae sp2 (PA)	15	0,04	0,06	10	0,03	0,08	6	0,02	0,08
379. <i>Trigona hyalinata</i> (PO)	4	0,01	0,01	-	-	-	-	-	-

Táxons	P.T. Amarela			P.T. Azul			P.T. Transparente		
	X	M	%	X	M	%	X	M	%
380. <i>Trigona spinipes</i> (PO)	78	0,20	0,29	42	0,11	0,33	188	0,49	2,49
381. <i>Xylocopa frontalis</i> (PO)	-	-	-	2	0,01	0,02	-	-	-
Subtotal	6610	17,21	24,79	1465	3,82	11,45	1864	4,85	24,68
Lepidoptera (S = 4)									
382. <i>Actinote carycina</i> (FI)	9	0,02	0,03	1	-	0,01	-	-	-
383. <i>Glutophrissa drusilla</i> (FI)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
384. <i>Pieris brassicae</i> (FI)	1	-	-	-	-	-	-	-	-
385. Lepidoptera larva (FI)	1	-	-	6	0,02	0,05	8	0,02	0,11
Subtotal	12	0,02	0,03	7	0,02	0,06	8	0,02	0,11
Neuroptera (S = 3)									
386. <i>Chrysoperla externa</i> (PR)	2	0,01	0,01	1	-	0,01	-	-	-
387. <i>Hemerobius</i> sp. (PR)	36	0,09	0,13	50	0,13	0,39	36	0,09	0,48
388. Neuroptera larva (PR)	11	0,03	0,04	14	0,04	0,11	6	0,02	0,08
Subtotal	49	0,13	0,18	65	0,17	0,51	42	0,11	0,56
Orthoptera (S = 1)									
389. <i>Conocephalus saltator</i> (FI)	3	0,01	0,01	1	-	0,01	1	-	0,01
Subtotal	3	0,01	0,01	1	-	0,01	1	-	0,01
Thysanoptera (S = 4)									
390. <i>Caliothrips phaseoli</i> (FI)	5	0,01	0,02	9	0,02	0,07	4	0,01	0,05
391. <i>Frankliniella schultzei</i> (FI)	1557	4,05	5,84	1754	4,57	13,71	103	0,27	1,36
392. <i>Franklinothrips megalops</i> (PR)	-	-	-	-	-	-	1	-	0,01
393. <i>Franklinothrips vespiformis</i> (PR)	4	0,01	0,01	4	0,01	0,03	5	0,01	0,07
Subtotal	1566	4,08	5,87	1767	4,60	13,81	113	0,29	1,50
Abundância	26669	69,45	100,00	12793	33,32	100,00	7552	19,67	100,00
Riqueza (S)		323			202			211	
Bootstrap		366,63			232,85			245,70	
Shannon (H')		3,102			2,364			3,034	

Fonte: Do autor (2023).

Na Tabela 6 encontram-se as médias e os erros padrões dos índices de abundância e riqueza, e os valores de Shannon para os artrópodes coletados nas armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Em relação ao índice de abundância, foi constatado diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores obtidos nas armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. A maior média de abundância/armadilha foi encontrada em *pan trap* amarela, seguida pela *pan trap* azul e pela *pan trap* transparente.

No que se refere ao índice de riqueza, não houve diferença significativa entre os valores obtidos nas armadilhas *pan trap* azul e *pan trap* transparente. No entanto, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) do valor obtido na armadilha *pan trap* amarela, a qual apresentou maior média de riqueza/armadilha (TABELA 6).

Com relação a diversidade, notou-se que os valores das armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente diferiram significativamente ($p < 0,0001$) entre si pelo teste de Kruskal-Wallis. Maiores índices de diversidade foram observados em *pan trap* amarela e em *pan trap* transparente (TABELA 6).

Tabela 6 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância e riqueza, e valores de Shannon (H') dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Abundância $p < 0,0001$	Riqueza $p < 0,0001$	Shannon (H') $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela	69,45 $\pm$ 1,83 a	19,40 $\pm$ 0,37 a	3,102 a
Pan Trap Azul	33,32 $\pm$ 1,42 b	8,66 $\pm$ 0,21 b	2,364 c
Pan Trap Transparente	19,67 $\pm$ 0,81 c	8,26 $\pm$ 0,22 b	3,034 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

As tabelas 7, 8, 9 e 10 mostram o efeito das cores de armadilhas, amarelo, azul e transparente, sobre a atração das ordens mais frequentes dos insetos.

Com relação a abundância, notou-se que para as ordens Hymenoptera e Hemiptera os valores não diferiram significativamente entre as armadilhas *pan traps* azul e transparente, entretanto, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor obtido em armadilha *pan trap* amarela, a qual registrou as maiores médias de himenópteros e hemípteros/armadilha (TABELA 7).

Para as ordens Diptera e Coleoptera, observou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de abundância coletados nas armadilhas *pan traps*

amarela, azul e transparente. Maiores médias de dípteros e coleópteros/armadilha foram obtidas em *pan trap* amarela (TABELA 8).

Quanto a ordem Thysanoptera, verificou-se que não houve diferença significativa entre os valores de abundância das armadilhas *pan traps* amarela e azul, porém, tais valores diferem significativamente do valor obtido em *pan trap* transparente. Maiores médias de thysanópteros/armadilha foram registradas em *pan trap* azul e em *pan trap* amarela (TABELA 8).

Tabela 7 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância dos insetos das ordens Hymenoptera e Hemiptera coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Hymenoptera $p < 0,0001$	Hemiptera $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela	17,21 $\pm$ 0,64 a	6,63 $\pm$ 0,37 a
Pan Trap Azul	3,82 $\pm$ 0,20 b	1,31 $\pm$ 0,07 b
Pan Trap Transparente	4,85 $\pm$ 0,32 b	1,55 $\pm$ 0,08 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 8 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância dos insetos das ordens Diptera, Thysanoptera e Coleoptera coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Diptera $p < 0,0001$	Thysanoptera $p < 0,0001$	Coleoptera $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela	38,70 $\pm$ 1,52 a	4,08 $\pm$ 0,42 a	2,66 $\pm$ 0,18 a
Pan Trap Azul	21,16 $\pm$ 0,98 b	4,60 $\pm$ 0,49 a	2,23 $\pm$ 0,14 b
Pan Trap Transparente	11,72 $\pm$ 0,57 c	0,29 $\pm$ 0,03 b	1,10 $\pm$ 0,11 c

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Com relação a riqueza, observou-se que para as ordens Hymenoptera, Hemiptera e Diptera os valores não diferiram significativamente entre as armadilhas *pan traps* azul e transparente, contudo, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor obtido em armadilha *pan trap* amarela, a qual registrou as maiores médias de himenópteros, hemípteros e dípteros/armadilha (TABELA 9).

Quanto a ordem Thysanoptera, verificou-se que não houve diferença significativa entre as médias de riqueza das armadilhas *pan traps* amarela e azul, porém, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Tukey do valor obtido em *pan trap* transparente.

Maiores médias de riqueza de tripes/armadilha foram registradas em *pan trap* amarela e em *pan trap* azul (TABELA 10).

Para a ordem Coleoptera, constatou-se diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores de riqueza das armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. A maior média de riqueza de coleópteros/armadilha foi obtida em *pan trap* amarela (TABELA 10).

Tabela 9 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da riqueza dos insetos das ordens Hymenoptera, Hemiptera e Diptera coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Hymenoptera $p < 0,0001$	Hemiptera $p < 0,0001$	Diptera $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela	9,29 $\pm$ 0,25 a	2,42 $\pm$ 0,08 a	5,24 $\pm$ 0,10 a
Pan Trap Azul	3,07 $\pm$ 0,11 b	0,90 $\pm$ 0,05 b	2,73 $\pm$ 0,07 b
Pan Trap Transparente	3,09 $\pm$ 0,13 b	1,06 $\pm$ 0,05 b	2,91 $\pm$ 0,09 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 10 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da riqueza dos insetos das ordens Thysanoptera e Coleoptera coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Thysanoptera* $p < 0,0001$	Coleoptera $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela	0,70 $\pm$ 0,03 a	1,57 $\pm$ 0,06 a
Pan Trap Azul	0,64 $\pm$ 0,03 a	1,13 $\pm$ 0,05 b
Pan Trap Transparente	0,26 $\pm$ 0,02 b	0,79 $\pm$ 0,04 c

Nota: *Significativo pelo teste de Tukey a 5% de significância.

Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

Ao analisar as estratégias ecológicas, no que tange a abundância, constatou-se que para parasitoide e predador os valores diferiram significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre as armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. As maiores médias de parasitoides e predadores/armadilha foram obtidas em *pan trap* amarela (TABELA 11).

Em relação ao fitófago, verificou-se que não houve diferença significativa entre os valores das armadilhas *pan traps* amarela e azul, porém, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor obtido em *pan trap* transparente. Maiores médias de abundância de fitófagos/armadilha foram registradas em *pan trap* azul e em *pan trap* amarela (TABELA 11).

Para polinizador, observou-se que os valores não diferiram significativamente entre as armadilhas *pan traps* transparente e azul, todavia, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor obtido em armadilha *pan trap* amarela, a qual registrou as maiores médias de abundância de polinizadores/armadilha (TABELA 11).

Tabela 11 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados em armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago $p < 0,0001$	Polinizador $p < 0,0001$
P.T. Amarela	15,31 $\pm$ 0,51 a	26,63 $\pm$ 1,11 a	22,84 $\pm$ 0,82 a	2,66 $\pm$ 0,32 a
P.T. Transparente	2,97 $\pm$ 0,17 b	2,09 $\pm$ 0,11 b	11,53 $\pm$ 0,52 b	1,45 $\pm$ 0,24 b
P.T. Azul	2,44 $\pm$ 0,18 c	1,19 $\pm$ 0,11 c	27,48 $\pm$ 1,30 a	1,25 $\pm$ 0,13 b

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

No que diz respeito a riqueza dentro das estratégias ecológicas (TABELA 12), verificou-se que para parasitoide, predador e fitófago houve diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis entre os valores obtidos nas armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente. Maiores médias de riqueza de parasitoides, predadores e fitófagos/armadilha foram obtidas em *pan trap* amarela.

Quanto ao polinizador, verificou-se que não houve diferença significativa entre os valores das armadilhas *pan traps* amarela e azul, porém, tais valores diferem significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Kruskal-Wallis do valor obtido em *pan trap* transparente. Maiores médias de riqueza de polinizadores/armadilha foram registradas em *pan trap* amarela e em *pan trap* azul (TABELA 12).

Tabela 12 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da riqueza de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados em *pan traps* amarela, azul e transparente. Fevereiro a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador $p < 0,0001$	Fitófago $p < 0,0001$	Polinizador $p < 0,0001$
P.T. Amarela	8,17 $\pm$ 0,24 a	2,98 $\pm$ 0,08 a	6,05 $\pm$ 0,13 a	1,12 $\pm$ 0,06 a
P.T. Transparente	2,33 $\pm$ 0,11 b	1,34 $\pm$ 0,05 b	3,25 $\pm$ 0,09 c	0,46 $\pm$ 0,04 b
P.T. Azul	1,78 $\pm$ 0,09 c	0,97 $\pm$ 0,05 c	4,26 $\pm$ 0,10 b	0,97 $\pm$ 0,05 a

Nota: Significativo pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

A tabela 13, por sua vez, retrata as análises estatísticas da abundância dos principais fitófagos, parasitoides, predadores e polinizadores coletados nas *pan traps* amarelas, azuis e transparentes. No que tange a resposta dos insetos à cor das armadilhas *pan traps*, verificou-se que *Condylostylus* sp., *Chrysotus* sp., *Elaphropeza* sp., *M. scalaris*, Encyrtidae sp6, Figitidae sp8, Platygastriidae sp10, *P. subnuda*, *P. droryana*, *D. maidis* e *E. stigmatias* exibiram preferência pela cor amarela; enquanto Chloropidae sp1, *D. melanogaster* e *O. flavescens* apresentaram predileção pela cor azul. Contudo, *Augochlora* sp., *Conotelus* sp., *F. schultzei* e *T. spinipes* demonstraram-se indiferentes à cor da armadilha.

Tabela 13 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância dos principais fitófagos, parasitoides, predadores e polinizadores coletados em armadilhas *pan traps* amarelas, azuis e transparentes. Fevereiro a julho de 2020, Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons	Tratamentos		
	P.T. Amarela	P.T. Azul	P.T. Transparente
<i>Augochlora</i> sp. ($p < 0,0001$)	0,30 $\pm$ 0,03 a	0,20 $\pm$ 0,02 a	0,04 $\pm$ 0,01 b
Chloropidae sp1 ($p < 0,0001$)	7,13 $\pm$ 0,45 b	14,17 $\pm$ 0,66 a	6,98 $\pm$ 0,42 b
<i>Conotelus</i> sp. ($p < 0,0001$)	0,90 $\pm$ 0,07 a	1,33 $\pm$ 0,10 a	0,20 $\pm$ 0,03 b
<i>Condylostylus</i> sp. ($p < 0,0001$)	21,89 $\pm$ 1,02 a	0,27 $\pm$ 0,08 c	1,02 $\pm$ 0,09 b
<i>Chrysotus</i> sp. ($p < 0,0001$)	2,59 $\pm$ 0,27 a	0,01 $\pm$ 0,00 c	0,18 $\pm$ 0,03 b
<i>D. maidis</i> ($p < 0,0001$)	4,03 $\pm$ 0,32 a	0,78 $\pm$ 0,06 b	0,90 $\pm$ 0,07 b
<i>D. melanogaster</i> ($p < 0,0001$)	1,90 $\pm$ 0,21 b	5,04 $\pm$ 0,43 a	1,20 $\pm$ 0,20 c
<i>Elaphropeza</i> sp. ($p < 0,0001$)	0,64 $\pm$ 0,08 a	0,05 $\pm$ 0,01 b	0,04 $\pm$ 0,01 b
Encyrtidae sp6 ($p < 0,0001$)	3,33 $\pm$ 0,18 a	0,24 $\pm$ 0,02 c	0,42 $\pm$ 0,03 b
<i>E. stigmatias</i> ($p < 0,0001$)	1,02 $\pm$ 0,09 a	0,48 $\pm$ 0,05 b	0,82 $\pm$ 0,08 b
Figitidae sp8 ($p < 0,0001$)	0,79 $\pm$ 0,05 a	0,16 $\pm$ 0,02 b	0,16 $\pm$ 0,02 b
<i>F. schultzei</i> ($p < 0,0001$)	4,05 $\pm$ 0,42 a	4,57 $\pm$ 0,49 a	0,27 $\pm$ 0,03 b
<i>M. scalaris</i> ($p < 0,0001$)	1,92 $\pm$ 0,14 a	0,52 $\pm$ 0,14 b	0,38 $\pm$ 0,11 b
<i>O. flavescens</i> ($p < 0,0001$)	0,01 $\pm$ 0,01 b	0,20 $\pm$ 0,02 a	0,00 $\pm$ 0,00 b
Platygastriidae sp10 ($p < 0,0001$)	2,61 $\pm$ 0,22 a	0,30 $\pm$ 0,04 b	0,57 $\pm$ 0,06 b
<i>P. subnuda</i> ($p < 0,0001$)	0,74 $\pm$ 0,11 a	0,14 $\pm$ 0,04 b	0,34 $\pm$ 0,10 b
<i>P. droryana</i> ($p < 0,0001$)	1,19 $\pm$ 0,20 a	0,23 $\pm$ 0,07 b	0,54 $\pm$ 0,11 b
<i>T. spinipes</i> ($p = 0,0017$)	0,20 $\pm$ 0,02 ab	0,11 $\pm$ 0,01 b	0,49 $\pm$ 0,08 a

Nota: Valores seguidos de letras iguais nas linhas não diferem significativamente pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

4 DISCUSSÃO

As *pan traps* amarelas apresentaram maior suficiência amostral, 88,10%, seguidas por *pan traps* transparentes (86,75%) e azuis (85,88%) (FIGURA 2). Ferraz (2022) ao avaliar qual a melhor cor de armadilha *pan trap* a ser utilizada na amostragem de artrópodes em cultivo de cana-de-açúcar também verificou que a cor amarela apresenta maior suficiência amostral (83,06%), seguida pela cor branca (81,03%) e transparente (78,98%).

Armadilhas *pan traps* podem ser uma ferramenta valiosa em estudos sobre diversidade, distribuição, abundância sazonal e comportamento de forrageamento de insetos (CSANÁDY et al., 2021). No presente trabalho, a abundância, riqueza e diversidade de artrópodes foram significativamente maiores em *pan trap* amarela do que em *pan trap* azul e *pan trap* transparente. Leksono et al. (2015) também observaram maiores abundância e diversidade de insetos no dossel de pomares de macieira em armadilhas amarelas do que em armadilhas azuis. Em contexto semelhante, Acharya et al. (2021) também coletaram maior abundância de insetos em armadilhas *pan traps* amarelas. Por sua vez, Ferraz (2022) constatou que a riqueza e abundância de artrópodes coletados em cultivo de cana-de-açúcar são significativamente maiores em *pan traps* amarelas do que em *pan traps* brancas e *pan traps* transparentes.

Maior abundância, riqueza e diversidade de artrópodes coletados em *pan traps* amarelas pode estar relacionado a refletância ou comprimento de onda desta cor. De acordo com Vrdoljak e Samways (2012) *pan traps* amarelas e *pan traps* brancas, cores de alta refletância, capturam maior riqueza de espécies de insetos, além de influenciar a composição das comunidades capturadas.

No que concerne às principais ordens de insetos amostrados, verificou-se que a abundância e riqueza de Coleoptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera foram significativamente maiores em *pan traps* amarelas do que em *pan traps* azuis e *pan traps* transparentes. Este resultado evidencia que de modo geral as ordens citadas exibem preferência pela cor amarelo. Por outro lado, a ordem Thysanoptera não diferiu significativamente entre as cores amarelo e azul, porém, preferiu tais cores que nenhuma cor (*pan trap* transparente) (TABELAS 7, 8, 9 e 10).

Sob outra perspectiva, Moreira et al. (2016) observaram que a riqueza de espécies de Hymenoptera coletados em *pan traps* azuis e em *pan traps* amarelas não diferiram significativamente, mas ambas foram significativamente maiores do que a riqueza de espécies amostradas com armadilhas brancas.

Conforme Devigne e De Biseau (2014) *pan traps* amarelas são eficientes na amostragem de insetos, particularmente para Hymenoptera, Diptera e Hemiptera (Sternorrhyncha e Auchenorrhyncha). Por sua vez, Khanzada et al. (2016) também verificaram a eficácia de *pan traps* amarelas para a atração de insetos da ordem Hemiptera e Coleoptera.

Csanády et al. (2021) ao avaliarem a preferência de cinco cores de armadilhas *pan traps* (branco, amarelo, azul, roxo e vermelho) a Hymenoptera (Apidae e Formicidae), também confirmaram que a cor amarela foi a mais preferida por esses insetos.

Entretanto, de acordo com Buffington et al. (2021) espécies de himenópteros exibem preferências significativas não apenas por armadilhas amarelas, mas também por armadilhas brancas, amarelas fluorescentes, azuis e azuis fluorescentes. Baseado nestes resultados, os autores sugerem que as armadilhas *pan traps* amarelas por si só podem ser insuficientes para amostrar a verdadeira diversidade de certos grupos de himenópteros em uma região, sendo, portanto, recomendado o uso de demais cores.

Vrdoljak e Samways (2012) observaram que *pan traps* amarelas e *pan traps* brancas amostraram eficientemente Coleoptera, Diptera e Hymenoptera, contudo Lepidoptera foi subestimada. Em nosso estudo também se coletou baixa frequência de lepidópteros em *pan traps* amarelas, azuis e transparente em relação às ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera e Thysanoptera.

Neste sentido, Vrdoljak e Samways (2012) sugerem que armadilhas *pan traps* amarelas ou brancas podem ser usadas em levantamentos e avaliações comparativas de biodiversidade, enquanto para levantamentos de inventário completo, recomenda-se a inclusão de outras cores para capturar espécies mais raras que porventura são excluídas pelas cores de alta refletância.

Assim como no presente trabalho, Broughton e Harrison (2012) também coletaram mais Thysanoptera, especificamente *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895), *Thrips imaginis* Bagnall, 1926 e *Thrips tabaci* (Lind. 1888), em armadilhas azuis e amarelas, do que em armadilhas transparentes. Ademais, os autores verificaram que *Frankliniella occidentalis* exibiu preferência pela cor azul.

Thongjua et al. (2015) avaliaram a atração de várias cores de armadilhas adesivas para a captura de tripes, *Thrips palmi* Karny, 1925 (Thysanoptera: Thripidae) em cultivo de orquídea em casa de vegetação. Os autores constataram que armadilhas amarelas foram as mais eficazes com números médios de 18,19 tripes/armadilha, seguidas de armadilhas azuis, verdes, laranjas, brancas e pretas com números médios de 10,81; 9,69; 9,43; 9,25 e 8,25 tripes/armadilha, respectivamente, ao passo que armadilhas roxas foram as de menor eficácia, com número médio de 7,38 tripes/armadilha. Nesse trabalho foram capturados 4,60; 4,08 e 0,29 tripes/armadilha

em *pan traps* azuis, amarelas e transparentes, na devida ordem (TABELA 8). Maiores números médios de tripes/armadilhas observados em Thongjua et al. (2015) em relação ao presente estudo está relacionado ao tipo de armadilha e período de permanência da mesma no campo. Enquanto na presente pesquisa utilizou-se *pan traps* que ficaram ativas por 48 horas, em Thongjua et al. (2015) foram utilizadas armadilhas adesivas que eram retiradas para avaliação a cada 14 dias.

Para a espécie *F. occidentalis*, Blumthal et al. (2005) notaram que os comprimentos de onda correspondentes ao verde e amarelo (500 a 600 nm) parecem ser os responsáveis pela sua atração, e desta forma armadilhas amarelas podem ser mais apropriadas para a amostragem de *F. occidentalis* que armadilhas azuis. Além disso, ao testarem a preferência deste tripes a flores, os autores perceberam maior abundância em crisântemo (*Dendranthema grandiflorum* (Ramat.) Kitam.) e gérbera (*Gerbera jamesonii* Adlam) amarelos.

Por outro lado, Lopez-Reyes et al. (2022) afirmam que a resposta de *F. occidentalis* por cores varia intraespecificamente, ou seja, dentro da própria espécie, sob as mesmas circunstâncias experimentais, e que a planta hospedeira também pode influenciar na predileção de *F. occidentalis* por cores. Os autores observaram em experimentos de túnel de vento que algumas populações de *F. occidentalis* preferem a cor amarela, enquanto outras populações preferem a cor azul. Esta variação intraespecífica pode estar relacionada à origem das populações. Lopez-Reyes et al. (2022) constataram que populações de origem alemã exibiram preferência pela cor azul, enquanto populações de origem holandesa apresentaram predileção pela cor amarelo. No presente trabalho, a ordem Thysanoptera, representada por *Caliothrips phaseoli*, *Frankliniella schultzei*, *Franklinothrips megalops* e *Franklinothrips vespiformis*, não demonstrou preferência entre as cores amarelo e azul (TABELAS 8 e 10). Desta forma, recomenda-se o uso das duas cores para a amostragem de tripes em cultivos, sejam eles fitófagos ou predadores, já que a preferência pela cor também pode estar atrelada a origem das populações destes insetos, bem como pelas suas plantas hospedeiras.

Ainda para a espécie *F. occidentalis*, Van Tol et al. (2021) comprovaram que o tipo de cola utilizada em armadilhas adesivas também pode interferir na predileção por amarelo ou azul. Em experimentos no túnel de vento, os autores encontraram uma clara preferência do amarelo sobre o azul quando foi utilizada uma cola transparente, porém, ao usar uma cola mais difusa (esbranquiçada), a preferência pelo amarelo sobre o azul desapareceu, uma vez que a atração pelo amarelo diminuiu 58% enquanto a atração pelo azul aumentou 65%. Mesma tendência foi observada pelos autores em experimentos em estufas.

Quanto a abundância, Diptera foi a ordem mais coletada em *pan traps* amarelas, azuis e transparentes. Para riqueza, Hymenoptera foi a ordem que apresentou maior número de táxons em todas as cores avaliadas (TABELAS 7, 8, 9 e 10). Padron et al. (2021) ao monitorar a diversidade de Diptera e Hymenoptera nos Andes tropicais do sul do Equador, também coletaram maior abundância e riqueza de dípteros em *pan traps* amarelas, azuis e brancas.

No que tange às estratégias ecológicas, verificou-se que a abundância de fitófagos não diferiu significativamente entre *pan traps* azuis e *pan traps* amarelas, ao passo que as mesmas diferiram significativamente de *pan traps* transparentes. No entanto, para a riqueza de fitófagos observou-se diferença significativa entre *pan traps* amarelas, azuis e transparentes (TABELAS 11 e 12).

De acordo com Khanzada et al. (2016) *pan traps* amarelas são eficientes para a amostragem de insetos fitófagos, tais como pulgões *Lipaphis erysimi* (Kalt., 1843) (Hemiptera: Aphididae), moscas-brancas *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), percevejos *Bagrada picta* (Fabricius, 1775) e crisomelídeos *Phyllotreta cruciferae* (Goeze, 1777) em cultivo de mostarda.

Dentre os fitófagos mais abundantes coletados em *pan traps* amarelas destacam-se Chloropidae sp1, *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910), *Dalbulus maidis* (Delong & Wolcott, 1923) e *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830. Em *pan traps* azuis, Chloropidae sp1, *D. melanogaster*, *F. schultzei* e *Conotelus* sp. foram os mais abundantes, ao passo que Chloropidae sp1, *D. melanogaster*, *D. maidis* e *Euxesta stigmatias* Loew, 1868 foram os fitófagos mais capturados em *pan traps* transparentes (TABELA 5).

Dentre esses fitófagos, *F. schultzei*, *D. melanogaster*, *Conotelus* sp., *D. maidis* e *E. stigmatias* são constantemente relatados ocasionando danos em cultivos de milho, tomate, morango e maracujá (POTIN et al., 2016; OLIVEIRA, 2019; SANTOS; JELÍNEK; CARVALHO, 2021).

Em condições de campo, a espécie *D. melanogaster* (Diptera: Drosophilidae) exibiu preferência pela cor azul já que foi significativamente mais capturada em *pan traps* azuis que em *pan traps* amarelas e *pan traps* transparentes (TABELAS 5 e 13). Por outro lado, Padron et al. (2021) coletaram maior abundância de Drosophilidae em *pan trap* amarela que em *pan trap* azul e *pan trap* branca. De acordo com Mendes et al. (2021) a cor das armadilhas influencia na eficiência de captura de Drosophilidae. Os autores verificaram maior riqueza de espécies e abundância absoluta em *pan traps* azuis e em *pan traps* amarelas.

No que lhes concerne, *D. maidis* e *E. stigmatias* apresentaram predileção pela cor amarela, enquanto *F. schultzei* não mostrou preferência entre amarelo e azul (TABELA 13).

Em contraste, Hoback et al. (1999) observaram que a família Thripidae possui predileção pela cor azul. Os autores amostraram significativamente maior abundância de tripses em armadilhas adesivas azuis que em amarelas.

Estas observações podem contribuir com os programas de manejo integrado de pragas ao auxiliar na escolha de cores de armadilhas para uma amostragem mais eficiente. Em condições de campo, armadilhas adesivas e *pan traps* de cores amarelas mostram-se eficientes para a amostragem de *D. maidis* (MENESES et al., 2016).

Em relação aos parasitoides, armadilhas *pan traps* amarelas coletaram maior abundância e riqueza além de diferirem significativamente de *pan traps* azuis e de *pan traps* transparentes (TABELAS 11 e 12). Assim, estes resultados sugerem que os parasitoides apresentam preferência pela cor amarela.

Dentre os parasitoides coletados, a maioria pertence a ordem Hymenoptera. A diversidade, a riqueza e a abundância de levantamentos populacionais de himenópteros são significativamente impactadas pela cor da armadilha *pan trap* utilizada (BUFFINGTON et al., 2021).

Conforme Abrahamczyk, Steudel e Kessler (2010) *pan traps* amarelas amostram significativamente mais himenópteros do que as azuis, principalmente devido às respostas das famílias Ichneumonidae, Nyssonidae, Pompilidae e Crabronidae. Entretanto, os autores observaram que a eficácia relativa das armadilhas amarelas versus azuis foi impulsionada pela cobertura do dossel e, portanto, pelas condições de luz ou visibilidade das armadilhas.

Marchiori (2019) relatam que Ichneumonidae foi a família de parasitoide mais frequente em *pan traps* amarelas instaladas em áreas de mata nativa, ao passo que a superfamília Chalcidoidea apresentou maior riqueza. Wenceslau et al. (2022) constataram a eificência de *pan traps* amarelas na amostragem de himenópteros em fragmento florestal de mata atlântica. De acordo com os autores *pan trap* amarela atraiu Diapriidae, Dryinidae, Pompilidae e Mutillidae.

Os himenópteros Encyrtidae sp6, Platygastriidae sp10 e Figitidae sp8 juntamente com *Megaselia scalaris* (Loew, 1866) (Diptera: Phoridae) foram os parasitoides mais capturados em *pan traps* amarelas, azuis e transparentes, não necessariamente nesta ordem. Platygastriidae sp10, Encyrtidae sp6, *M. scalaris* e Figitidae sp8 foram significativamente mais amostrados em *pan traps* amarelas, exibindo, portanto, predileção por essa cor (TABELA 13). Resultado semelhante foi obtido por Padron et al. (2021) ao coletaram maior abundância de Platygastriidae, Encyrtidae, Phoridae e Figitidae em *pan trap* amarela que em *pan traps* azul e branca.

Sukovata et al. (2020) relatam que armadilhas amarelas capturaram mais parasitoides, Diptera (Phoridae e Tachinidae) e Hymenoptera (Pteromalidae, Ceraphronidae e Braconidae), do que armadilhas verdes. Porém, os autores notaram que o parasitoide de ovos *Telenomus tetratomus* (Thomson, 1861) (Hymenoptera: Platygasteridae) preferiu armadilhas verdes. No entanto, no presente trabalho Platygasteridae sp10 exibiu preferência pela cor amarela. Esta divergência pode ser explicada pela semelhança entre os comprimentos de onda das cores verde (495 a 570 nm) e amarelo (570 a 590 nm) (MARTINS; SUCUPIRA; SUAREZ, 2015).

Quanto aos predadores, armadilhas *pan traps* amarelas apresentaram maior abundância e riqueza além de diferirem significativamente de *pan traps* azuis e de *pan traps* transparentes (TABELAS 11 e 12). Os gêneros *Condylostylus*, *Chrysotus* e *Elaphropeza* foram os predadores mais capturados em *pan traps* amarelas. Em *pan traps* azuis os gêneros *Condylostylus* e *Hemerobius* e a morfoespécie Staphylinidae sp7 foram os mais coletados, já em *pan traps* transparentes os gêneros *Condylostylus*, *Chrysotus* e a morfoespécie Staphylinidae sp6 foram os mais amostrados (TABELA 5).

No presente trabalho, os dolichopodídeos *Condylostylus* sp. e *Chrysotus* sp., assim como *Elaphropeza* (Diptera: Hybotidae) foram significativamente mais amostrados em armadilhas amarelas. Hoback et al. (1999) também verificaram que Dolichopodidae possui preferência pela cor amarela. Os autores amostraram significativamente maior abundância deste predador em armadilhas adesivas amarelas que em azuis. Similarmente, Padron et al. (2021) capturaram maior abundância de Dolichopodidae em *pan trap* amarela, que em *pan trap* azul e *pan trap* branca.

Broughton e Harrison (2012) verificaram que os predadores, hemerobiídeos *Micromus tasmaniae* (Walker, 1860) e sirfídeos *Melangyna viridiceps* (Macquart, 1847), foram mais capturados em armadilhas azuis (1,6 vezes mais) do que em armadilhas amarelas, transparentes, brancas, vermelhas, verdes ou pretas.

No presente trabalho o hemerobiídeo *Hemerobius* sp. também foi mais coletado em *pan traps* azuis (50 indivíduos), aproximadamente 1,4 vezes mais que em *pan traps* amarelas (36 indivíduos) e *pan traps* transparentes (36 indivíduos). Embora os sirfídeos não tenham figurado entre os predadores mais abundantes no presente trabalho, os mesmos foram mais capturados em armadilhas amarelas (TABELA 5). Hoback et al. (1999) também amostraram maior abundância de Syrphidae em armadilhas amarelas que em armadilhas azuis.

Armadilhas *pan traps* coloridas é uma técnica eficiente, fácil e economicamente viável para amostrar quantitativamente as comunidades de insetos visitantes florais (VRDOLJAK; SAMWAYS, 2012). Com relação aos polinizadores, observou-se que *pan traps* amarelas

coletaram significativamente maiores médias de abundância, que *pan traps* transparentes e *pan traps* azuis. Já para a riqueza de polinizadores, *pan traps* amarelas apresentaram maior média, entretanto não diferiu significativamente de *pan traps* azuis; por outro lado, *pan traps* amarelas e *pan traps* azuis diferiram significativamente de *pan traps* transparentes (TABELAS 11 e 12).

Assim como no presente trabalho, em Krahner et al. (2021) a cor da armadilha *pan trap* teve um efeito significativo sobre o número de indivíduos e espécies de abelhas amostradas, sendo a *pan trap* amarela a que amostrou maiores números, enquanto a *pan trap* azul amostrou a maior abundância de *Bombus*. Por sua vez, Saunders e Luck (2013) também coletaram maior abundância de polinizadores (Diptera e Hymenoptera) em armadilhas *pan trap* amarela, em relação a *pan trap* azul e *pan trap* branca. Entretanto, em Moreira et al. (2016), as abelhas foram significativamente mais atraídas por armadilhas azuis em relação a armadilhas amarelas ou brancas.

Entre os polinizadores mais coletados em *pan traps* amarelas destacaram-se *Plebeia droryana* (Friese, 1900), *Paratrigona subnuda* Moure, 1947 e *Augochlora* sp., enquanto *P. droryana*, *Oxaea flavescens* (Klug, 1807) e *Augochlora* sp. foram mais capturadas em *pan traps* azuis. Já em *pan traps* transparentes *P. droryana*, *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793) e *P. subnuda* foram as mais amostradas.

As espécies *P. droryana* e *P. subnuda* foram significativamente mais amostradas em *pan traps* amarelas, exibindo, portanto, preferência por essa cor (TABELA 13). Resultado diferente foi encontrado por Silva (2019) em levantamento populacional de abelhas em cultivo de café. A autora coletou maior abundância de *P. subnuda* em *pan traps* brancas e *pan traps* azuis do que em *pan traps* amarelas.

A espécie *O. flavescens* preferiu a cor azul, já que foi significativamente mais coletada em *pan traps* desta cor. Por outro lado, *Augochlora* sp. e *T. spinipes* não responderam às cores de armadilhas avaliadas, contudo, foram mais capturadas em *pan traps* amarelas (TABELA 13). Silva (2019) também coletou maior abundância de *O. flavescens* em *pan trap* azuis, do que em *pan traps* brancas, amarelas e vermelhas. Para *T. spinipes*, Silva (2019) observou maior abundância em *pan traps* azuis que em *pan traps* amarelas.

Campbell e Hanula (2007) observaram que *pan traps* azuis coletam significativamente maior abundância de Hymenoptera visitantes florais em habitats florestais, que *pan traps* brancas e *pan traps* vermelhas. Entretanto, quanto a riqueza, os autores não observaram diferença significativa entre *pan traps* azuis e brancas, as quais coletaram maiores médias de espécies e diferiram significativamente das *pan traps* vermelhas.

Segundo Acharya et al. (2021) armadilhas *pan traps* de cor azul são eficazes para amostragem de abelhas em um ecossistema de pastagem de gado. Os autores constataram que *pan traps* azuis são mais atrativas para as abelhas do que as *pan traps* de cores roxa, amarela e verde. As armadilhas de cor roxa foram as segundas mais eficazes, seguidas das armadilhas de cor amarela e verde. Da mesma forma, a riqueza de espécies foi maior nas armadilhas azuis, seguidas pelas armadilhas roxas, amarelas e verdes, respectivamente.

St Clair et al. (2020) avaliaram a densidade de *Apis mellifera* Linnaeus, 1758 em cultivo de soja com armadilhas *pan traps* amarelas, azuis e brancas, e constataram diferença significativa entre a abundância amostrada coletando mais indivíduos em *pan traps* de cor azul. Em nosso trabalho, embora *A. mellifera* não tenha figurado entre os polinizadores mais coletados, a espécie também foi mais capturada em *pan traps* azuis em relação a *pan traps* amarelas e *pan traps* transparentes as quais não coletaram nenhum exemplar (TABELA 5).

Observa-se, então, que armadilhas *pan traps* são eficientes na coleta de abelhas (RUBENE et al., 2015), de forma que as cores das armadilhas podem interferir na atração de diferentes espécies de polinizadores (CSANÁDY et al., 2021).

A análise de similaridade (ANOSIM) aponta que as comunidades de insetos capturadas em *pan traps* amarelas, azuis e transparentes são diferentes (TABELA 1), conforme observa-se pela NMDS (FIGURA 6). Ferraz (2022) também verificou diferença significativa entre as comunidades de artrópodes associadas ao cultivo de cana-de-açúcar amostradas com *pan traps* amarelas e *pan traps* transparentes. Dessa forma, em linhas gerais, a cor da armadilha influencia na amostragem de artrópodes, especialmente insetos (HOBACK et al., 1999).

5 CONCLUSÕES

A cor da armadilha influencia na amostragem de insetos.

Armadilha *pan trap* amarela é mais eficiente na amostragem de insetos que armadilhas *pan traps* azul e transparente.

Armadilha *pan trap* amarela e armadilha *pan trap* azul são mais atrativas a ordem Thysanoptera que a armadilha *pan trap* transparente.

Armadilha *pan trap* amarela é mais indicada tanto para o monitoramento de pragas quanto para a amostragem de agentes de controle biológico e polinizadores do que armadilhas *pan traps* azul e transparente.

REFERÊNCIAS

- ABRAHAMCZYK, S.; STEUDEL, B.; KESSLER, M. Sampling Hymenoptera along a precipitation gradient in tropical forests: the effectiveness of different coloured pan traps. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 137, n. 3, p. 262-268, 2010.
- ACHARYA, R. S. et al. Color of pan trap influences sampling of bees in livestock pasture ecosystem. **Biology**, v. 10, n. 5, p. 445, 2021.
- ACHARYA, R. S. et al. Wild bees respond differently to sampling traps with vanes of different colors and light reflectivity in a livestock pasture ecosystem. **Scientific reports**, v. 12, n. 1, p. 1-11, 2022.
- BORGES, Z. M.; COURI, M. S. Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species. **Zootaxa**, v. 2179, n. 1, p. 1-72-1-72, 2009.
- BLUMTHAL, M. R. et al. Flower color preferences of western flower thrips. **HortTechnology**, v. 15, n. 4, p. 846-853, 2005.
- BROUGHTON, S.; HARRISON, J. Evaluation of monitoring methods for thrips and the effect of trap colour and semiochemicals on sticky trap capture of thrips (Thysanoptera) and beneficial insects (Syrphidae, Hemerobiidae) in deciduous fruit trees in Western Australia. **Crop protection**, v. 42, p. 156-163, 2012.
- BUFFINGTON, M. L. et al. Pan trap color preference across Hymenoptera in a forest clearing. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, n. 3, p. 298-311, 2021.
- CAMPBELL, J. W.; HANULA, J. L. Efficiency of Malaise traps and colored pan traps for collecting flower visiting insects from three forested ecosystems. **Journal of Insect Conservation**, v. 11, n. 4, p. 399-408, 2007.
- CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian Journal of Ecology**, Inglaterra, v.18, p.117-143, 1993.
- CLARKE, K. R., GORLEY, R. N., 2015. **PRIMER v7: User Manual/Tutorial**. PRIMER-E, Plymouth, 296pp.
- COLWELL, R. K. **EstimateS**: statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. Storrs-Mansfield, 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 12 jul. 2022.
- CSANÁDY, A. et al. Hymenopteran color preference using multiple colours of pan traps in Slovakia. **Acta Musei Silesiae. Scientiae Naturales**, v. 70, n. 1, p. 33-46, 2021.
- DEVIGNE, C.; DE BISEAU, J-C. Urban ecology: comparison of the effectiveness of five traps commonly used to study the biodiversity of flying insects. **Biodivers J**, v. 5, p. 165-174, 2014.
- DI RIENZO, J. et al. **Infostat**: software para análisis estadístico. 2018.
- DUAN, Y.; DIETRICH, C. H. A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural

changes. **European Journal of Entomology**, v. 115, 2018.

FERRAZ, M. S. O. **Ecologia da paisagem e controle biológico conservativo na cultura da cana-de-açúcar**. 2022. 184p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2022.

GOULET, H. HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world: an identification guide to families**. 1993.

GRAZIA, J.; RAFAEL, J. A.; IDE, S. **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. Ribeirão Preto: Hollos editora, 720p, 2012.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región Neotropical**. AmericanEntomological Institute, 2006.

HOBACK, W. W. et al. Trap color and placement affects estimates of insect family-level abundance and diversity in a Nebraska salt marsh. **Entomologia experimentalis et applicata**, v. 91, n. 3, p. 393-402, 1999.

JOSHI, N. K. et al. Comparative trapping efficiency to characterize bee abundance, diversity, and community composition in apple orchards. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 108, n. 5, p. 785-799, 2015.

KHANZADA, M. A. et al. Influence of different colours on the effectiveness of water pan traps to capture insects in mustard ecosystem. **Int J Biol Biotechnol**, v. 13, n. 2, p. 273-277, 2016.

KRAHNER, A. et al. Evaluation of four different methods for assessing bee diversity as ecological indicators of agro-ecosystems. **Ecological Indicators**, v. 125, p. 107573, 2021.

KRUG, C.; ALVES-DOS-SANTOS, I. The use of different methods to sample the bee fauna (Hymenoptera: Apoidea), a study in the mixed temperate rainforest in Santa Catarina State. **Neotropical entomology**, v. 37, p. 265-278, 2008.

LAMBSHEAD, P. J. D.; PLATT, H. M.; SHAW, K. M. Detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal Natural History**, London, v. 17, p. 859-874, 1983.

LEKSONO, A. S. et al. Komposisi Serangga Kanopi di Kebun Apel di Poncokusumo, Malang dan Bumiaji, Batu. **Research Journal of Life Science**, v. 2, n. 1, p. 01-07, 2015.

LOPEZ-REYES, K. et al. Colour Response in Western Flower Thrips Varies Intraspecifically. **Insects**, v. 13, n. 6, p. 538, 2022.

MARCHIORI, C. H. Hymenoptera parasitoids collected in southern of Goiás and western of Minas Gerais, Brazil. **Qeios**, 2019.

MARTINS, G. B. C.; SUCUPIRA, R. R.; SUAREZ, P. A. Z. A química e as cores. **Revista Virtual de Química**, v. 7, n. 4, p. 1508-1534, mai. 2015.

MCCRABY, K. W. A review of sampling and monitoring methods for beneficial arthropods in agroecosystems. **Insects**, v. 9, n. 4, p. 170, 2018.

MENDES, M. F. et al. First report of colored pan traps to capture Drosophilidae (Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 65, 2021.

MENESES, A. R. et al. Seasonal and vertical distribution of *Dalbulus maidis* (Hemiptera: Cicadellidae) in Brazilian corn fields. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 4, p. 750-754, 2016.

MOREIRA, E. F. et al. Are pan traps colors complementary to sample community of potential pollinator insects?. **Journal of Insect Conservation**, v. 20, n. 4, p. 583-596, 2016.

PADRON, P. S. et al. Use of colored pan traps method for monitoring insect (Diptera and Hymenoptera) diversity in the Southern Tropical Andes of Ecuador. **International Journal of Tropical Insect Science**, v. 41, n. 1, p. 643-652, 2021.

RUBENE, D. et al. Estimating bee and wasp (Hymenoptera: Aculeata) diversity on clear-cuts in forest landscapes-an evaluation of sampling methods. **Insect Conservation and Diversity**, v. 8, n. 3, p. 261-271, 2015.

SAUNDERS, M. E.; LUCK, G. W. Pan trap catches of pollinator insects vary with habitat. **Australian Journal of Entomology**, v. 52, n. 2, p. 106-113, 2013.

SHANNON, C.E. (1948) **A mathematical theory of communication**. Bell System Technical Journal, 1948, 379-423p.

SILVA, M. **Ocorrência de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) em áreas produtoras de café**. 2019. 87p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

ST CLAIR, A. L. et al. Pan traps for tracking honey bee activity-density: A case study in soybeans. **Insects**, v. 11, n. 6, p. 366, 2020.

StatSoft, Inc. **STATISTICA** (data analysis software system), version 7. www.statsoft.com. (2004)

SUKOVATA, L. et al. The importance of trap type, trap colour and capture liquid for catching *Dendrolimus pini* and their impact on by-catch of beneficial insects. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 22, n. 4, p. 319-327, 2020.

THONGJUA, T. et al. Attraction effect of thrips (Thysanoptera: Thripidae) to sticky trap color on orchid greenhouse condition. **Journal of Agricultural Technology**, v. 11, n. 8, p. 2451-2455, 2015.

VAN TOL, R. W. et al. Haze of glue determines preference of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) for yellow or blue traps. **Scientific reports**, v. 11, n. 1, p. 1-12, 2021.

VRDOLJAK, S. M.; SAMWAYS, M. J. Optimising coloured pan traps to survey flower visiting insects. **Journal of Insect Conservation**, v. 16, n. 3, p. 345-354, 2012.

WENCESLAU, J. F. C et al. Comparison of yellow pan, Malaise, and ethanolic traps for sampling parasitoid Vespoidea and other Hymenoptera in a semideciduous forest fragment of the Brazilian Atlantic Rainforest. **Bulletin of Insectology**, v. 75, n. 1, p. 33-45, 2022.

CAPÍTULO 6

INFLUÊNCIA DA ALTURA DE ARMADILHAS *PAN TRAPS* AMARELAS NA AMOSTRAGEM DE INSETOS ASSOCIADOS A CROTALÁRIA

RESUMO

A escolha da altura adequada para a instalação de armadilhas visando o monitoramento de insetos em programas de manejo integrado de pragas é fundamental. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a influência da altura de armadilhas *pan traps* amarelas na amostragem de insetos associados a plantas de crotalária (*Crotalaria juncea*). Para isso, entre os meses de março e julho de 2020 foram coletados insetos semanalmente em plantas de *C. juncea* utilizando *pan traps* amarelas instaladas em duas alturas, 0,8 e 1,8 m. As armadilhas ficaram ativas no campo por 48 horas. Foram capturados 8.905 insetos distribuídos em 176 táxons. A riqueza e a diversidade de insetos foram significativamente maiores em *pan traps* amarelas a 0,8 m, já a abundância não diferiu significativamente entre as alturas avaliadas, entretanto, maior valor foi encontrado em *pan traps* amarelas a 1,8 m. Quanto a estratégia ecológica, observou-se que a abundância e riqueza de parasitoides e polinizadores foram significativamente diferentes entre *pan traps* amarelas a 0,8 m e *pan traps* amarelas a 1,8 m. *Pan traps* amarelas a 0,8 m apresentaram maiores médias de abundância e riqueza de parasitoides, ao passo que *pan traps* amarelas a 1,8 m possuíam maiores médias de abundância e riqueza de polinizadores. Os fitófagos foram significativamente mais abundantes em *pan traps* amarelas a 1,8 m, todavia não constatou diferença significativa entre as riquezas de fitófagos nas duas alturas testadas. Em relação aos predadores não houve diferença significativa entre as abundâncias e entre as riquezas coletadas em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m, entretanto, os mesmos foram mais numerosos na altura 1,8 m. A análise de similaridade apontou que as entomofaunas amostradas em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m são dissimilares. Os predadores *Condylostylus* sp. e *Chrysotus* sp. foram os que mais contribuíram para a diferença entre as entomofaunas coletadas em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m. O primeiro foi mais abundante em armadilhas a 1,8 m, já o segundo, em armadilhas a 0,8 m. A análise de similaridade também inferiu que as comunidades de parasitoides e predadores foram diferentes nas duas alturas de amostragem. Logo, a altura de armadilhas *pan traps* amarelas influencia a diversidade e a riqueza de insetos coletados em plantas de crotalária.

Palavras-chave: *Condylostylus*, *Chrysotus*, Monitoramento

ABSTRACT

Choosing the right height for installing traps to monitor insects in integrated pest management programs is essential. Thus, the objective of this work was to evaluate the influence of the height of yellow pan traps on the sampling of insects associated with sunn hemp (*Crotalaria juncea*) plants. For this, between March and July 2020, insects were collected weekly from *C. juncea* plants using yellow pan traps installed at two heights, 0.8 and 1.8 m. The traps were active in the field for 48 hours. A total of 8,905 insects distributed in 176 taxa were captured. Insect richness and diversity were significantly higher in yellow pan traps at 0.8 m, while abundance did not differ significantly between the evaluated heights, however, a higher value was found in pan yellow traps at 1.8 m. Regarding the ecological strategy, it was observed that the abundance and richness of parasitoids and pollinators were significantly different between yellow pan traps at 0.8 m and yellow pan traps at 1.8 m. Yellow pan traps at 0.8 m had the highest means of abundance and richness of parasitoids, while yellow pan traps at 1.8 m had higher means of abundance and richness of pollinators. Phytophagous were significantly more abundant in yellow pan traps at 1.8 m, however, there was no significant difference between phytophagous richness at the two heights tested. In relation to predators, there was no significant difference between the abundances and richness collected in yellow pan traps at 0.8 m and in yellow pan traps at 1.8 m, however, they were more numerous at 1.8 m height. The similarity analysis showed that the insect fauna sampled in yellow pan traps at 0.8 m and in yellow pan traps at 1.8 m are dissimilar. The predators *Condylostylus* sp. and *Chrysotus* sp. were the ones that most contributed to the difference between the insect fauna collected in yellow pan traps at 0.8 m and in yellow pan traps at 1.8 m. The first was more abundant in traps at 1.8 m, while the second, in traps at 0.8 m. The similarity analysis also inferred that the parasitoid and predator communities were different at the two sampling's heights. Therefore, the height of yellow pan traps influences the diversity and richness of insects collected in sunn hemp plants.

Keywords: *Condylostylus*, *Chrysotus*, Monitoring

1 INTRODUÇÃO

Armadilhas *pan traps*, um dos métodos de coleta passiva mais simples e econômico, são amplamente empregadas para amostrar artrópodes pragas e benéficos em agroecossistemas e ecossistemas naturais (BEDUSCHI; TSCHARNTKE; SCHERBER, 2015; MOREIRA et al., 2016; PRADO et al., 2017; MARQUES et al., 2018; MCCRAVY, 2018; FRANCESCHINELLI et al., 2019; O'CONNOR et al., 2019; KOVACS-HOSTYANSZKI et al., 2021; LARCENAIRE et al., 2022; JAQUES et al., 2023).

Entretanto, vários fatores podem influenciar a eficiência de amostragem das armadilhas, como a temperatura, precipitação, vegetação ou floração circundante, iscas atrativas, abertura, design, coloração, localização e altura da armadilha (NOWINSZKY; JANOS; MARTA, 2012; DODDS, 2014; FLAHERTY et al., 2019; ULYSHEN; SHEEHAN, 2019; BURNER et al., 2020; MILLER; CROWE; SWEENEY, 2020; CAI et al., 2021; WESTERBERG et al., 2021).

Sob esta perspectiva, a escolha de uma altura adequada para a instalação de armadilhas visando o monitoramento de insetos em programas de manejo integrado de pragas é fundamental para garantir a representatividade das amostras obtidas e inferir conclusões precisas sobre a diversidade de espécies dos cultivos (ULYSHEN; SHEEHAN, 2019). Ademais, o conhecimento sobre os efeitos das variáveis que podem influenciar os resultados da captura dos insetos podem auxiliar a otimizar os levantamentos populacionais e contribuir para a implementação bem-sucedida dos mesmos.

Neste contexto, objetivou-se avaliar a influência da altura (0,8 m e 1,8 m) de *pan traps* amarelas na amostragem de insetos associados a plantas de crotalária (*Crotalaria juncea*). Em detalhes testou se há efeitos da altura de instalação da armadilha sobre a abundância, diversidade e riqueza de insetos, se há diferença na composição das entomofaunas entre as alturas testadas e se há interferência da altura da armadilha nas capturas de fitófagos, parasitoides, predadores e polinizadores associados a *C. juncea*.

2 METODOLOGIA

2.1 Área experimental

O experimento foi desenvolvido no sítio Vale dos Ipês, localizado no distrito de Paraíso Garcia, município de Santa Rita do Ibitipoca, mesorregião da Zona da Mata, Minas Gerais, coordenadas 21° 33' 46" S e 43° 54' 53" O, a uma altitude média de 1.101 m, clima temperado úmido (Cwa), segundo a classificação de Köppen-Geiger, com média térmica de 18,6 °C e média pluviométrica anual de 1.550 mm.

Na penúltima semana de dezembro de 2019 (21/12) iniciou-se o preparo da área experimental para o semeio dos adubos verdes com a realização da aração do solo. Passados cinco dias, 26/12/2019, efetuou-se a queimada dos restos culturais e no dia 31 de dezembro de 2019 foi realizada uma gradagem com o objetivo de incorporar as cinzas ao solo.

No dia quatro de janeiro de 2020 a área experimental foi dividida em quatro blocos com quatro parcelas cada. As parcelas possuíram dimensões de 11 m x 11 m (comprimento e largura, respectivamente) e foram espaçadas por 2 m (FIGURA 1).

As espécies de adubos verdes escolhidas para a cobertura do solo foram as Fabaceae *Crotalaria juncea* L. (crotalária), *Cajanus cajan* (L.) Huth (feijão guandu), *Canavalia ensiformis* (L.) DC. (feijão-de-porco) e *Mucuna pruriens* (L.) DC. (mucuna cinza). Entretanto, para este experimento avaliou-se apenas as parcelas cultivadas com crotalária. As sementes dos adubos verdes foram doadas pela empresa Piraí, de Piracicaba, São Paulo.

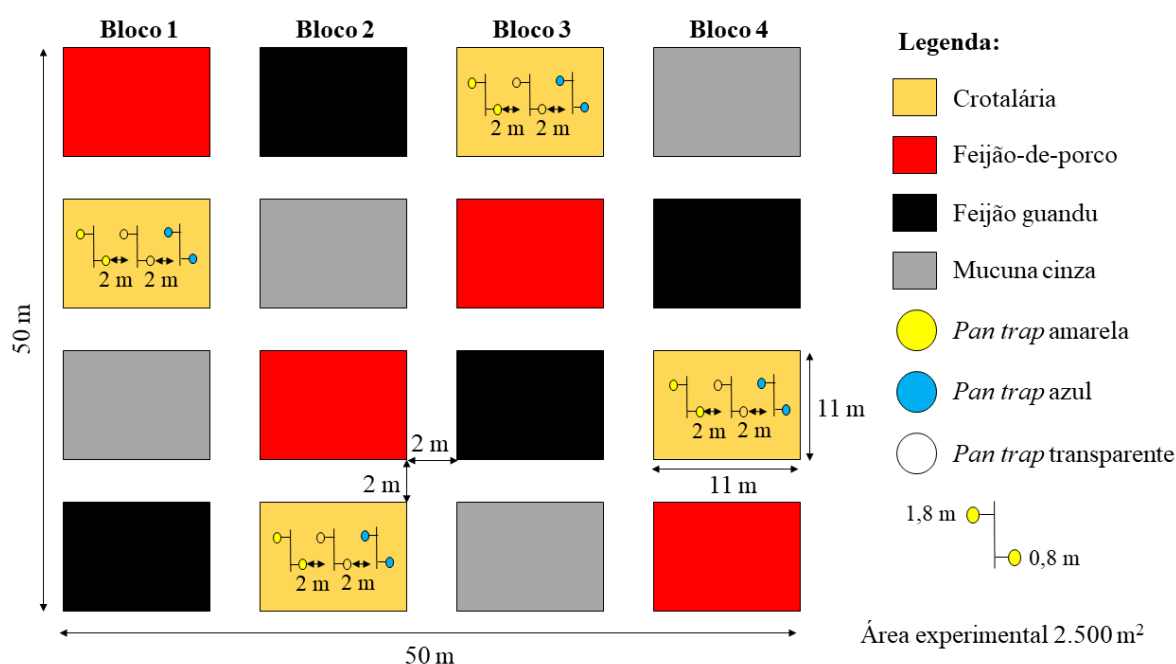
A semeadura dos adubos verdes foi realizada manualmente em covas de aproximadamente 3 cm de profundidade em parcelas previamente determinadas por meio de sorteio (FIGURA 1). Foram distribuídas em média 4 sementes por cova. Nas parcelas destinadas ao semeio de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza semeou-se 0,4; 1,2; 1,8 e 1,3 kg de sementes, respectivamente. Portanto, foram necessários 1,6; 4,8; 7,2 e 5,2 kg de sementes de crotalária, feijão guandu, feijão-de-porco e mucuna cinza, na devida ordem.

Capinas manuais e mecânicas foram realizadas no início do ciclo dos adubos verdes com o objetivo de manter o solo limpo, evitando assim a interferência de plantas espontâneas sobre a comunidade de artrópodes. Não se realizou manejo nutricional das plantas de adubos verdes.

2.2 Desenho experimental, amostragem e identificação dos insetos

As plantas de crotalária foram cultivadas em quatro parcelas subdivididas em quatro blocos casualizados (FIGURA 1). No início da fase de floração de *Crotalaria juncea*, sétima semana de amostragem, instalou-se na região central de cada parcela armadilhas *pan traps* amarela, azul e transparente dispostas em duas alturas 0,8 e 1,8 m sobre o mesmo ponto de amostragem. Optou-se por essas medidas após observar a altura que as inflorescências ficavam ordenadas nas plantas de crotalária (aproximadamente 1,8 m) e o hábito de forrageamento dos insetos (0,5 a 1,9 m). Cada armadilha conteve uma solução de água e sal a 10% em peso, além de gotas de detergente. As armadilhas permaneceram ativas no campo por 48 horas em cada semana e ficaram separadas por uma distância de 2 m (FIGURA 1).

Figura 1 - Desenho experimental mostrando as alturas que as *pan traps* ficaram dispostas em plantas de crotalária.



Fonte: Do autor (2023).

As amostragens das entomofaunas de crotalária presentes nas duas alturas de armadilhas ocorreram durante o período de março (27/03/2020) a julho de 2020 (04/07/2020). Realizou-se 18 coletas perfazendo quatro meses e duas semanas de avaliação.

Após as coletas, os insetos foram armazenados em frascos contendo álcool 70% e levados ao Laboratório de Agroecologia do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia

do Sudeste de Minas Gerais – Campus Barbacena para triagem e identificação. Nesse processo, utilizou-se microscópio estereoscópico com capacidade de aumento de até 80X. A identificação dos indivíduos coletados foi conduzida até o nível taxonômico mais basal possível e em morfoespécies, quando a identificação precisa era inviável utilizando chaves específicas e consultas na internet, Universal Chalcidoidea Database; Hymenoptera of the world: an identification guide to families (GOULET; HUBER, 1993); Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia (GRAZIA; RAFAEL; IDE, 2012); Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species (BORGES; COURI, 2009); A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes (DUAN; DIETRICH, 2018).

2.3 Análises faunísticas e estatísticas

Uma vez que as armadilhas *pan traps* amarelas demonstraram maior eficiência na amostragem de insetos, conforme verificado no capítulo cinco da presente tese, considerou-se apenas os dados coletados com as mesmas para fins de avaliação.

Assim, foram construídas as curvas de rarefação de Coleman, as curvas de indivíduos acumulados e as curvas de rarefação de indivíduos para os insetos coletados em armadilha *pan trap* amarela a 0,8 m e em armadilha *pan trap* amarela a 1,8 m.

Em seguida, para os dados referentes à amostragem de todos os insetos presentes nas duas alturas de amostragem, foi determinado o índice de abundância segundo Lamshead, Platt e Shaw (1983); riqueza (S) e o índice de diversidade (H') segundo Shannon (1948). Em seguida, foi calculado o índice de similaridade pela análise de Cluster segundo Pielou (1984); feita análise não-métrica multidimensional (NMDS) segundo Hammer et al. (2001); a análise de variância de similaridade (ANOSIM) segundo Clarke (1993) e a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) segundo Clarke (1993).

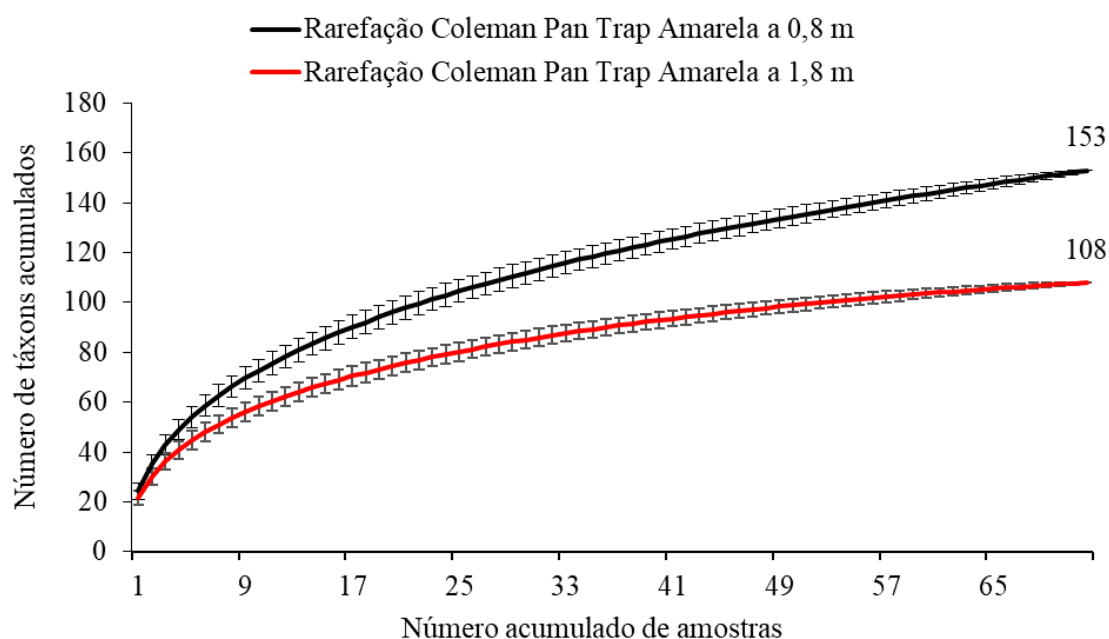
Posteriormente, os índices mencionados foram submetidos à análise de homogeneidade de variâncias e comparados pelo teste de Fisher ou Mann-Whitney, com valores de probabilidade menores que 5% ($p < 0,05$). Para a realização das análises utilizou-se os softwares Statistica® (STATSOFT, 2004), Past® (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001), Infostat® (DI RIENZO et al., 2018), EstimateS® (COLWELL, 2005) e Primer 6-Permanova+® (CLARKE; GORLEY, 2015).

3 RESULTADOS

3.1 Análises Faunísticas

Na figura 2 são apresentadas as curvas de riqueza acumulada dos insetos coletados nas armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 metros durante o período de amostragem. Observou-se que a armadilha *pan trap* amarela na altura 0,8 m acumulou maior riqueza de táxons que a armadilha *pan trap* amarela na altura 1,8 m. De acordo com o estimador de riqueza Bootstrap, seria possível encontrar 176 e 120 táxons nas armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, sucessivamente. Entretanto, foram coletados 153 táxons em armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 m e 108 em armadilhas *pan traps* amarelas a 1,8 m, resultando em uma suficiência amostral de 87,06% e 90,44% para *pan traps* amarelas a 0,8 e 1,8 m, respectivamente.

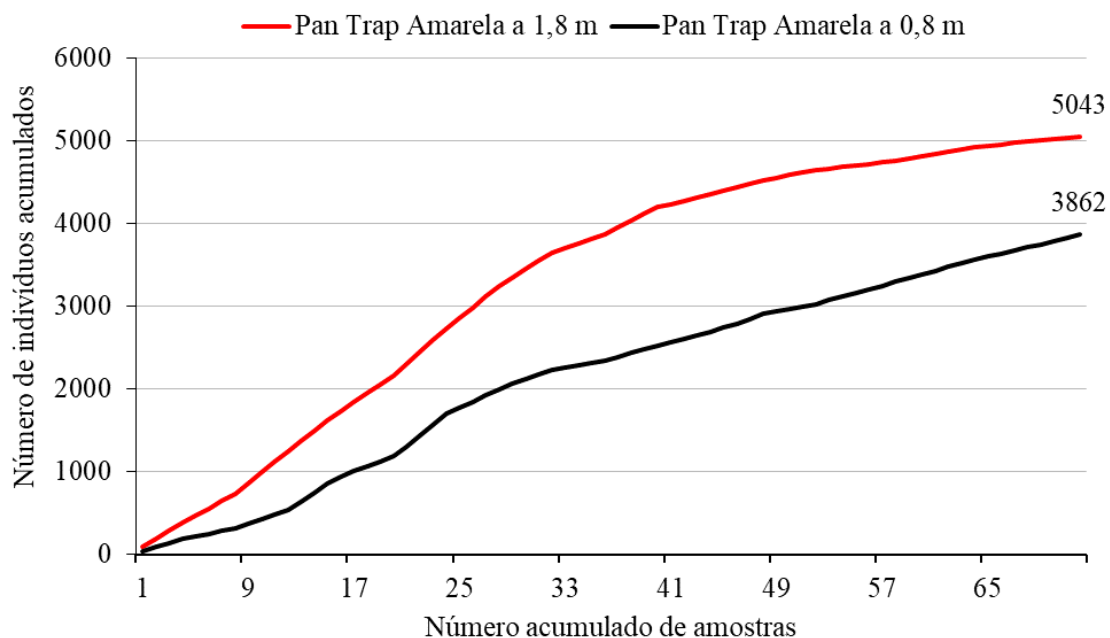
Figura 2 - Curvas de rarefação de Coleman dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Na figura 3 observa-se as curvas de acumulação de indivíduos obtidas nas armadilhas *pan traps* amarela a 0,8 m e amarela a 1,8 m. Percebe-se que a armadilha *pan trap* amarela a 1,8 m acumulou mais indivíduos que a armadilha *pan trap* amarela a 0,8 m.

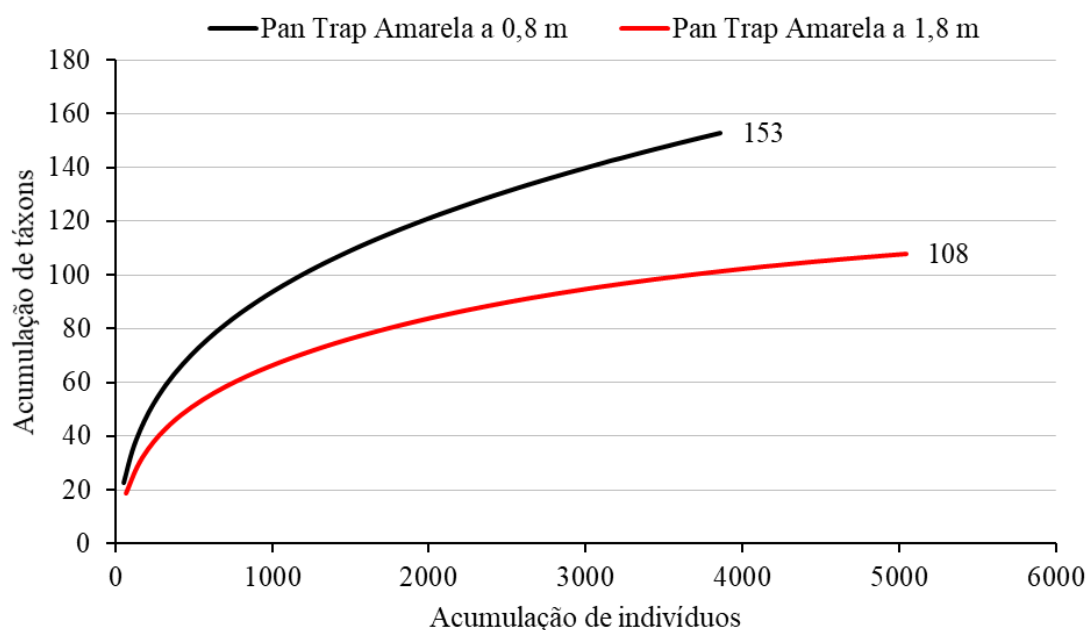
Figura 3 - Curvas de acumulação de indivíduos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A figura 4 mostra as curvas de rarefação de indivíduos para as armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 e 1,8 m de altura. Observa-se que a armadilha *pan trap* amarela na altura 0,8 m apresentou maior velocidade de acumulação de táxons que a *pan trap* amarela na altura 1,8 m, ainda que essa tenha acumulado maior quantidade de indivíduos.

Figura 4 - Curvas de rarefação de indivíduos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

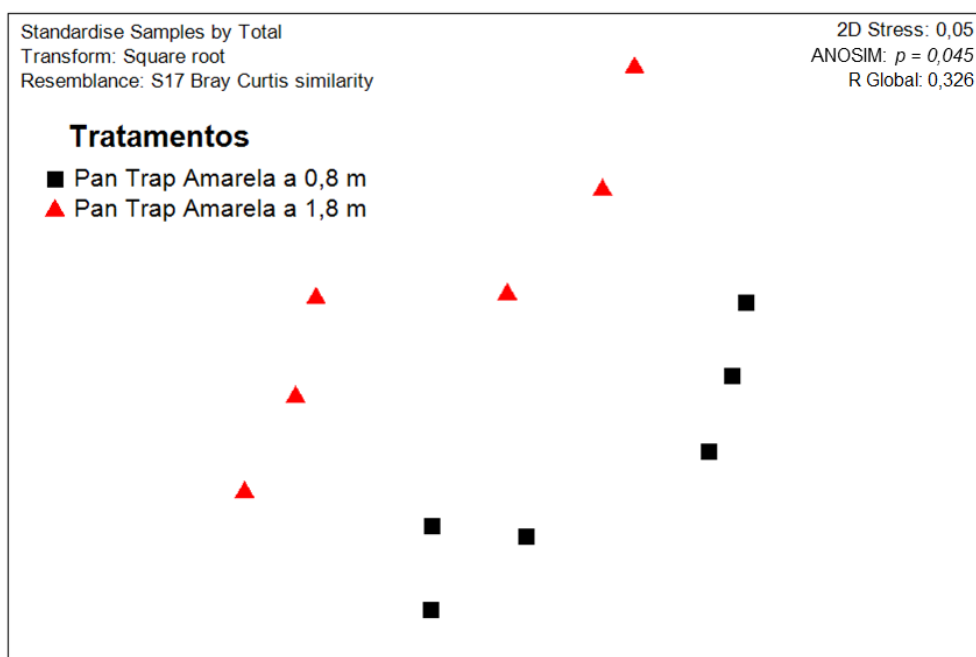
3.2 Análises de Cluster, Escalonamento Multidimensional Não-Métrico (NMDS) e Dissimilaridade

Quanto à similaridade entre as entomofaunas presentes em plantas de crotalária coletadas em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, a análise de Cluster (índice de Bray-Curtis) indicou semelhança de 58,87%.

A análise por escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) demonstra graficamente que as entomofaunas coletadas em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m são dissimilares (FIGURA 5). A análise de similaridade (ANOSIM) foi significativa ($p = 0,045$), o que comprova o observado pela NMDS, havendo, portanto, diferença entre as comunidades de insetos coletadas nas duas alturas de armadilhas.

A porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) indica que *Condylostylus* sp. e *Chrysotus* sp. foram os principais táxons responsáveis pelas diferenças entre as entomofaunas de crotalária coletadas em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 m e 1,8 m (dissimilaridade de 41,13%, TABELA 1).

Figura 5 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos táxons de insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

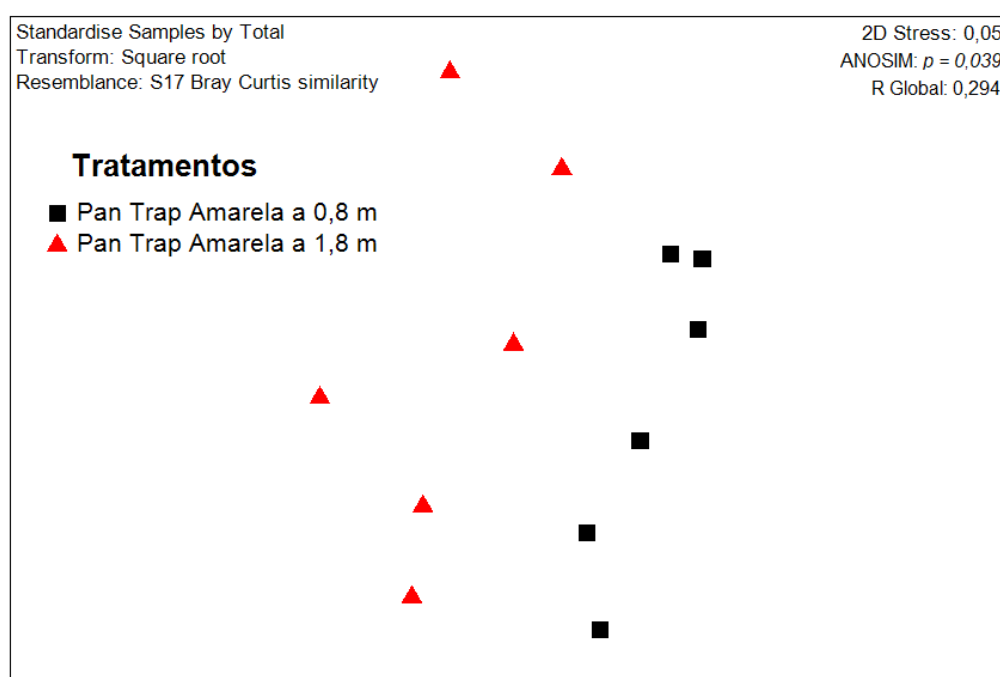
Tabela 1 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuiriam com 70% da diferença entre as entomofaunas. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 41,13%				
Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Condylostylus</i> sp.	624	1614	27,03	27,03
<i>Chrysotus</i> sp.	371	70	8,22	35,24
<i>Plebeia droryana</i>	122	413	7,94	43,19
Platygastridae sp10	187	418	6,31	49,49
<i>Paratrigona subnuda</i>	62	258	5,35	54,85
<i>Cryptarcha</i> sp.	21	185	4,48	59,32
Opiinae sp1	215	64	4,12	63,45
<i>Frankliniella schultzei</i>	187	320	3,63	67,08
<i>Conotelus</i> sp.	64	170	2,89	69,97
<i>Drosophila melanogaster</i>	399	316	2,27	72,24

Fonte: Do autor (2023).

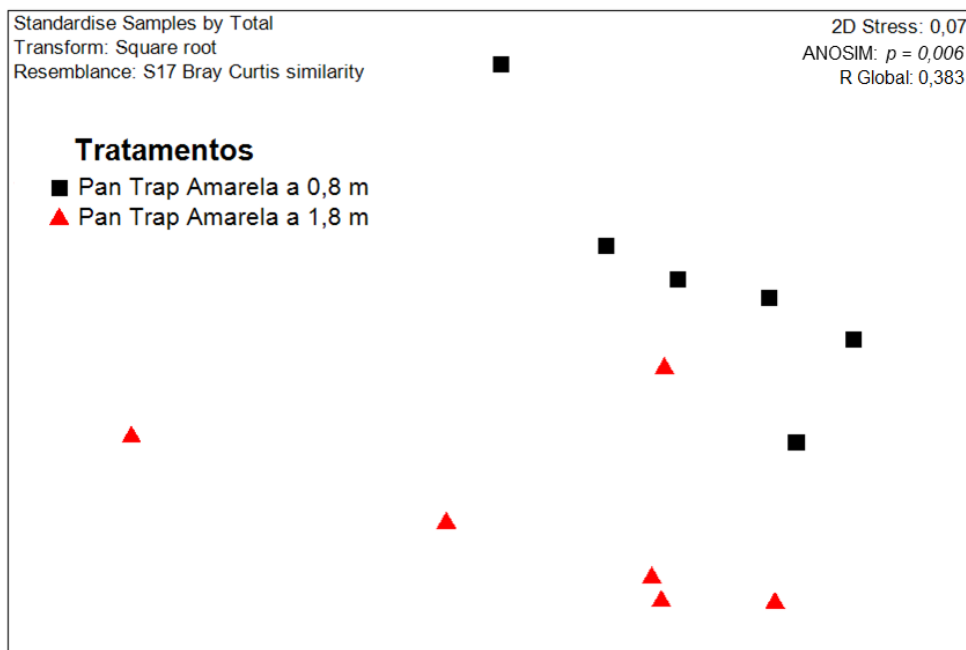
As análises NMDS das abundâncias de parasitoides (FIGURA 6) e predadores (FIGURA 7) sugerem que as composições das comunidades destes indivíduos foram diferentes nas duas alturas de amostragem (0,8 e 1,8 m) avaliadas, já que não houve sobreposição dos dados. As análises de similaridade foram significativas para parasitoide ($p = 0,039$) e para predador ($p = 0,006$), corroborando com as observações feitas nas NMDS. Já as NMDS das abundâncias de fitófagos (FIGURA 8) e polinizadores (FIGURA 9) apontam similaridade entre as composições das comunidades destes indivíduos nas duas alturas amostradas, pois houve uma pequena sobreposição. As análises de similaridade (ANOSIM) não foram significativas para fitófagos ($p = 0,147$) e para polinizadores ($p = 0,292$).

Figura 6 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos parasitoides coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



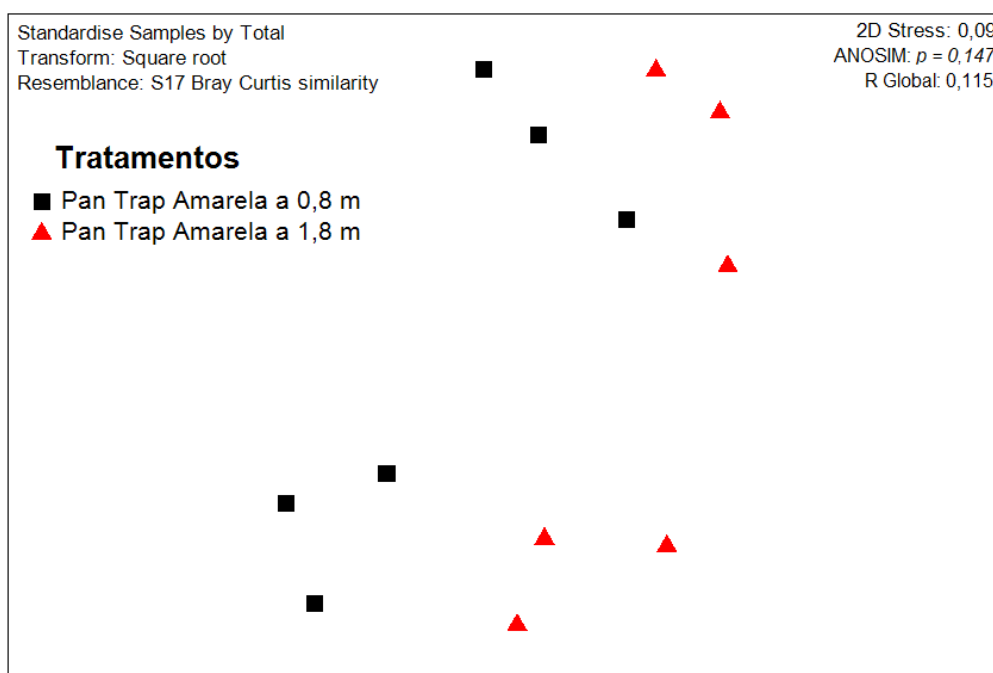
Fonte: Do autor (2023).

Figura 7 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos predadores coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



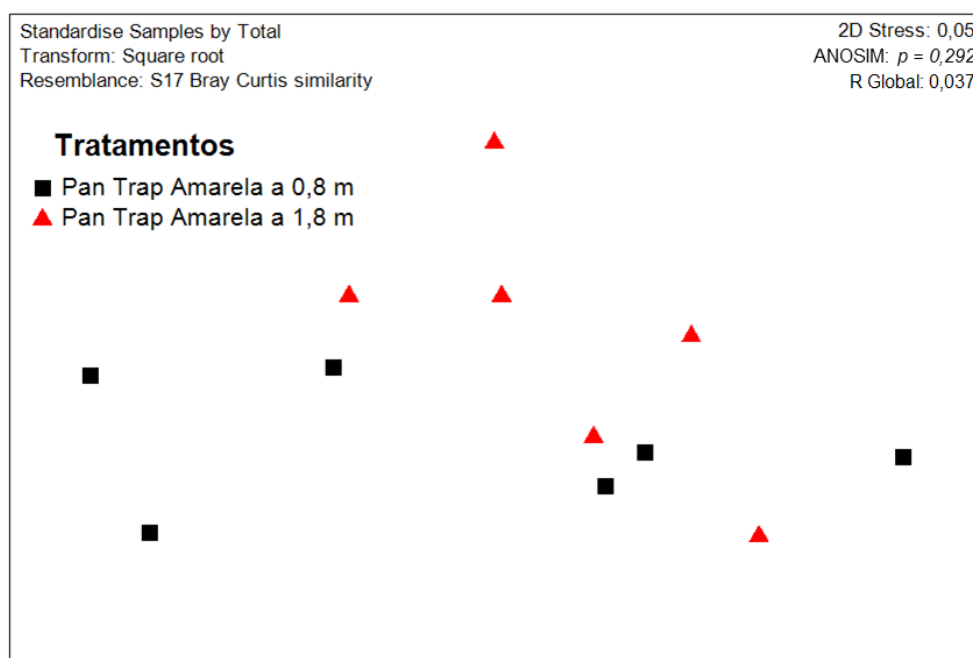
Fonte: Do autor (2023).

Figura 8 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos fitófagos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

Figura 9 - Análise multidimensional por escalonamento não-métrico (NMDS) baseada na abundância dos polinizadores coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.



Fonte: Do autor (2023).

A porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) indica que Platygasteridae sp10 e Opiinae sp1 foram os principais responsáveis pelas diferenças entre as comunidades de parasitoides coletadas em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 m e 1,8 m em plantas de crotalária (dissimilaridade de 44,91%, TABELA 2).

Tabela 2 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 80% da diferença entre as comunidades de parasitoides. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 44,91%				
Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
Platygasteridae sp10	187	418	22,67	22,67
Opiinae sp1	215	64	14,82	37,49
Encyrtidae sp6	158	83	7,36	44,85
<i>Megaselia scalaris</i>	126	68	5,69	50,54
Ichneumonidae sp20	75	21	5,30	55,84
Aphelinidae sp4	74	24	4,91	60,75
Figitidae sp8	69	28	4,02	64,77
Evaniidae sp5	37	0	3,63	68,40

Dissimilaridade = 44,91%

Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
Diapriidae sp25	30	1	2,85	71,25
Mymaridae sp18	19	5	1,37	72,62
Pteromalidae sp43	19	5	1,37	73,99
Microgastrinae sp1	34	21	1,28	75,27
Mymaridae sp2	2	15	1,28	76,55
Opiinae sp2	17	4	1,28	77,82
Scelioninae sp21	31	18	1,28	79,10
Figitidae sp11	12	1	1,08	80,18

Fonte: Do autor (2023).

Para predadores, a porcentagem de dissimilaridade (SIMPER) indica que *Condylostylus* sp. e *Chrysotus* sp. foram os principais táxons responsáveis pelas diferenças entre as comunidades destes indivíduos amostradas em plantas de crotalária em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 m e 1,8 m (dissimilaridade de 45,86%, TABELA 3).

Quanto aos fitófagos, o teste SIMPER indica que *Cryptarcha* sp. e *Frankliniella schultzei* foram os que mais contribuíram para as diferenças entre as comunidades capturadas em plantas de crotalária em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 m e 1,8 m (dissimilaridade de 28,33%, TABELA 4). Por fim, no que diz respeito aos polinizadores, o teste SIMPER inferiu que *Plebeia droryana* e *Paratrigona subnuda* foram as espécies que mais contribuíram para as diferenças entre as comunidades coletadas em plantas de crotalária em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 m e 1,8 m (dissimilaridade de 53,07%, TABELA 5).

Tabela 3 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 94% da diferença entre as comunidades de predadores. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 45,86%

Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Condylostylus</i> sp.	624	1614	70,41	70,41
<i>Chrysotus</i> sp.	371	70	21,41	91,82
Staphylinidae sp6	83	106	1,64	93,46
<i>Brachygastra lecheguana</i>	4	19	1,07	94,52

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 4 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 90% da diferença entre as comunidades de fitófagos. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 28,33%				
Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Cryptarcha</i> sp.	21	185	23,63	23,63
<i>Frankliniella schultzei</i>	187	320	19,16	42,80
<i>Conotelus</i> sp.	64	170	15,27	58,07
<i>Drosophila melanogaster</i>	399	316	11,96	70,03
<i>Euxesta stigmatias</i>	47	97	7,20	77,23
Cicadellidae sp3	31	0	4,47	81,70
<i>Diabrotica speciosa</i>	7	30	3,31	85,01
<i>Dalbulus maidis</i>	65	82	2,45	87,46
Chloropidae sp1	72	87	2,16	89,63
Cicadellidae sp10	14	0	2,02	91,64

Fonte: Do autor (2023).

Tabela 5 - Teste de dissimilaridade entre *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m, mostrando a contribuição (C%) e a contribuição acumulativa (AC%) dos táxons que contribuíram com 100% da diferença entre as comunidades de polinizadores. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Dissimilaridade = 53,07%				
Táxons	Amarela a 0,8 m	Amarela a 1,8 m	C %	AC %
	Abundância	Abundância		
<i>Plebeia droryana</i>	122	413	55,22	55,22
<i>Paratrigona subnuda</i>	62	258	37,19	92,41
<i>Trigona spinipes</i>	49	31	3,42	95,83
<i>Augochlora</i> sp.	8	15	1,33	97,15
<i>Apis mellifera</i>	1	6	0,95	98,10
<i>Halictus</i> sp.	0	3	0,57	98,67
<i>Megachile</i> sp.	1	4	0,57	99,24
<i>Trigona hyalinata</i>	0	2	0,38	99,62
<i>Augochloropsis</i> sp.	4	5	0,19	99,81
<i>Bombus morio</i>	1	2	0,19	100,00

Fonte: Do autor (2023).

3. 3 Abundância, diversidade e riqueza de insetos

Entre os meses de março e julho de 2020 foram realizadas 18 coletas, totalizando 144 amostras (8 amostras por semana), nas quais foram capturados 8.905 insetos distribuídos em 176 táxons (TABELA 6).

Dos 8.905 insetos coletados em plantas de crotalária, 3.862 indivíduos estavam presentes em armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 m e 5.043 em armadilhas *pan traps* amarelas a 1,8 m de altura (TABELA 6). Na entomofauna coletada com *pan traps* amarelas a 0,8 m os detritívoros representaram 1,29%, fitófagos (27,11%), onívoros (0,13%), parasitoides (34,90%), polinizadores (6,50%) e predadores (30,06%), ao passo que na entomofauna capturada com *pan traps* amarelas a 1,8 m os detritívoros corresponderam a 1,05%, fitófagos (27,82%), onívoros (0,38%), parasitoides (18,26%), polinizadores (14,71%) e predadores (37,78%) (TABELA 6).

Tabela 6 - Abundância (X), média/armadilha (M), frequência (%), riqueza (S), bootstrap e índice de Shannon (H') dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarela a 0,8 e a 1,8 m de altura. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
Detritívoro (S = 1)						
1. <i>Sarcophaga</i> sp.	50	0,69	1,29	53	0,74	1,05
Subtotal	50	0,69	1,29	53	0,74	1,05
Fitófago (S = 32)						
2. <i>Amblyophalus exaltatus</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
3. <i>Astylus variegatus</i>	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
4. <i>Bolbonata corrugata</i>	-	-	-	4	0,06	0,08
5. <i>Bucephalogonia xanthophis</i>	16	0,22	0,41	10	0,14	0,20
6. <i>Caliothrips phaseoli</i>	5	0,07	0,13	-	-	-
7. <i>Calopteron reticulatum</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
8. <i>Ceresa ustulata</i>	6	0,08	0,16	7	0,10	0,14
9. <i>Chloropidae</i> sp1	72	1,00	1,86	87	1,21	1,73
10. <i>Cicadellidae</i> sp3	31	0,43	0,80	-	-	-
11. <i>Cicadellidae</i> sp10	14	0,19	0,36	-	-	-
12. <i>Collaria scenica</i>	2	0,03	0,05	2	0,03	0,04
13. <i>Conoderus scalaris</i>	-	-	-	1	0,01	0,02
14. <i>Conotelus</i> sp.	64	0,89	1,66	170	2,36	3,37
15. <i>Cryptarcha</i> sp.	21	0,29	0,54	185	2,57	3,67
16. <i>Cyphonia clavigera</i>	4	0,06	0,10	-	-	-
17. <i>Cyphonia trifida</i>	2	0,03	0,05	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
18. <i>Dalbulus maidis</i>	65	0,90	1,68	82	1,14	1,63
19. <i>Delphacidae</i> sp1	8	0,11	0,21	7	0,10	0,14
20. <i>Diabrotica sinuata</i>	-	-	-	1	0,01	0,02
21. <i>Diabrotica speciosa</i>	7	0,10	0,18	30	0,42	0,59
22. <i>Diabrotica virgifera</i>	4	0,06	0,10	6	0,08	0,12
23. <i>Drosophila melanogaster</i>	399	5,54	10,33	316	4,39	6,27
24. <i>Enchenopa fusca</i>	-	-	-	1	0,01	0,02
25. <i>Entylia carinata</i>	1	0,01	0,03	3	0,04	0,06
26. <i>Erythrogonia</i> sp.	7	0,10	0,18	-	-	-
27. <i>Euxesta stigmatias</i>	47	0,65	1,22	97	1,35	1,92
28. <i>Frankliniella schultzei</i>	187	2,60	4,84	320	4,44	6,35
29. <i>Moissonia</i> sp.	43	0,60	1,11	46	0,64	0,91
30. <i>Neomegalotomus parvus</i>	2	0,03	0,05	2	0,03	0,04
31. <i>Planicephalus</i> sp.	36	0,50	0,93	23	0,32	0,46
32. <i>Stirellus</i> sp.	-	-	-	1	0,01	0,02
33. Tenthredinidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-
Subtotal	1047	14,54	27,11	1403	19,49	27,82
Onívoro (S =1)						
34. <i>Camponotus rufipes</i>	5	0,07	0,13	19	0,26	0,38
Subtotal	5	0,07	0,13	19	0,26	0,38
Parasitoide (S = 100)						
35. Agaonidae sp1	-	-	-	2	0,03	0,04
36. Agaonidae sp2	-	-	-	2	0,03	0,04
37. Aphelinidae sp2	2	0,03	0,05	-	-	-
38. Aphelinidae sp4	74	1,03	1,92	24	0,33	0,48
39. Aphidiinae sp1	4	0,06	0,10	1	0,01	0,02
40. Aulacidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-
41. Bethylidae sp4	11	0,15	0,28	4	0,06	0,08
42. Bethylidae sp7	1	0,01	0,03	-	-	-
43. Braconidae sp10	1	0,01	0,03	-	-	-
44. Braconidae sp11	1	0,01	0,03	-	-	-
45. Braconidae sp15	1	0,01	0,03	-	-	-
46. Braconidae sp19	2	0,03	0,05	-	-	-
47. Braconidae sp20	1	0,01	0,03	-	-	-
48. Braconidae sp28	1	0,01	0,03	-	-	-
49. Braconidae sp29	1	0,01	0,03	-	-	-
50. Braconidae sp36	1	0,01	0,03	-	-	-
51. Ceraphronidae sp6	1	0,01	0,03	-	-	-
52. Ceraphronidae sp9	4	0,06	0,10	3	0,04	0,06
53. Ceraphronidae sp19	8	0,11	0,21	1	0,01	0,02
54. Ceraphronidae sp22	-	-	-	1	0,01	0,02
55. Ceraphronidae sp25	1	0,01	0,03	-	-	-

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
56. Diapriidae sp1	8	0,11	0,21	5	0,07	0,10
57. Diapriidae sp8	5	0,07	0,13	2	0,03	0,04
58. Diapriidae sp10	11	0,15	0,28	1	0,01	0,02
59. Diapriidae sp18	1	0,01	0,03	-	-	-
60. Diapriidae sp21	8	0,11	0,21	-	-	-
61. Diapriidae sp25	30	0,42	0,78	1	0,01	0,02
62. Encyrtidae sp6	158	2,19	4,09	83	1,15	1,65
63. Encyrtidae sp9	11	0,15	0,28	17	0,24	0,34
64. Eulophidae sp12	5	0,07	0,13	1	0,01	0,02
65. Eulophidae sp19	-	-	0,00	1	0,01	0,02
66. Eulophidae sp21	1	0,01	0,03	-	-	-
67. Eulophidae sp23	7	0,10	0,18	2	0,03	0,04
68. Eulophidae sp28	2	0,03	0,05	3	0,04	0,06
69. Eulophidae sp44	1	0,01	0,03	1	0,01	0,02
70. Eurytomidae sp1	2	0,03	0,05	-	-	-
71. Eurytomidae sp7	-	-	-	1	0,01	0,02
72. Evaniidae sp5	37	0,51	0,96	-	-	-
73. Figitidae sp2	14	0,19	0,36	7	0,10	0,14
74. Figitidae sp8	69	0,96	1,79	28	0,39	0,56
75. Figitidae sp11	12	0,17	0,31	1	0,01	0,02
76. Figitidae sp13	3	0,04	0,08	2	0,03	0,04
77. Figitidae sp17	5	0,07	0,13	-	-	-
78. Figitidae sp21	9	0,13	0,23	-	-	-
79. Figitidae sp25	2	0,03	0,05	2	0,03	0,04
80. Ichneumonidae sp3	1	0,01	0,03	-	-	-
81. Ichneumonidae sp8	5	0,07	0,13	-	-	-
82. Ichneumonidae sp9	1	0,01	0,03	-	-	-
83. Ichneumonidae sp14	1	0,01	0,03	-	-	-
84. Ichneumonidae sp20	75	1,04	1,94	21	0,29	0,42
85. Ichneumonidae sp22	1	0,01	0,03	-	-	-
86. Ichneumonidae sp24	-	-	-	2	0,03	0,04
87. Ichneumonidae sp26	1	0,01	0,03	-	-	-
88. <i>Megaselia rufipes</i>	5	0,07	0,13	-	-	-
89. <i>Megaselia scalaris</i>	126	1,75	3,26	68	0,94	1,35
90. Megaspilidae sp1	-	-	-	1	0,01	0,02
91. Microgastrinae sp1	34	0,47	0,88	21	0,29	0,42
92. Microgastrinae sp2	1	0,01	0,03	4	0,06	0,08
93. Microgastrinae sp4	1	0,01	0,03	-	-	-
94. Microgastrinae sp6	-	-	-	1	0,01	0,02
95. Microgastrinae sp7	3	0,04	0,08	-	-	-
96. Mymaridae sp2	2	0,03	0,05	15	0,21	0,30
97. Mymaridae sp4	21	0,29	0,54	32	0,44	0,63

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
98. Mymaridae sp7	4	0,06	0,10	6	0,08	0,12
99. Mymaridae sp17	3	0,04	0,08	-	-	-
100. Mymaridae sp18	19	0,26	0,49	5	0,07	0,10
101. Mymaridae sp20	6	0,08	0,16	-	-	-
102. Mymaridae sp22	1	0,01	0,03	-	-	-
103. Mymaridae sp23	1	0,01	0,03	-	-	-
104. Opiinae sp1	215	2,99	5,57	64	0,89	1,27
105. Opiinae sp2	17	0,24	0,44	4	0,06	0,08
106. Pipunculidae sp1	6	0,08	0,16	-	-	-
107. Platygastriidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-
108. Platygastriidae sp10	187	2,60	4,84	418	5,81	8,29
109. Platygastriidae sp11	-	-	-	1	0,01	0,02
110. Pompilidae sp1	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
111. Proctotrupidae sp1	14	0,19	0,36	14	0,19	0,28
112. Pteromalidae sp2	2	0,03	0,05	-	-	-
113. Pteromalidae sp12	1	0,01	0,03	-	-	-
114. Pteromalidae sp13	3	0,04	0,08	3	0,04	0,06
115. Pteromalidae sp15	1	0,01	0,03	-	-	-
116. Pteromalidae sp16	3	0,04	0,08	-	-	-
117. Pteromalidae sp18	2	0,03	0,05	2	0,03	0,04
118. Pteromalidae sp37	2	0,03	0,05	-	-	-
119. Pteromalidae sp38	-	-	-	2	0,03	0,04
120. Pteromalidae sp43	19	0,26	0,49	5	0,07	0,10
121. Pteromalidae sp45	-	-	-	1	0,01	0,02
122. Scelioninae sp3	1	0,01	0,03	3	0,04	0,06
123. Scelioninae sp10	2	0,03	0,05	-	-	-
124. Scelioninae sp20	1	0,01	0,03	-	-	-
125. Scelioninae sp21	31	0,43	0,80	18	0,25	0,36
126. Scelioninae sp23	-	-	-	1	0,01	0,02
127. Scelioninae sp26	2	0,03	0,05	-	-	-
128. Scelioninae sp29	2	0,03	0,05	-	-	-
129. Scelioninae sp30	1	0,01	0,03	-	-	-
130. Scelioninae sp34	2	0,03	0,05	-	-	-
131. Scelioninae sp36	1	0,01	0,03	-	-	-
132. Scelioninae sp41	1	0,01	0,03	1	0,01	0,02
133. Tachinidae sp1	1	0,01	0,03	-	-	-
134. Trichogrammatidae sp2	-	-	-	10	0,14	0,20
Subtotal	1348	18,72	34,90	921	12,79	18,26
Polinizador (S = 11)						
135. <i>Apis mellifera</i>	1	0,01	0,03	6	0,08	0,12
136. <i>Augochlora</i> sp.	8	0,11	0,21	15	0,21	0,30
137. <i>Augochloropsis</i> sp.	4	0,06	0,10	5	0,07	0,10

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
138. <i>Bombus morio</i>	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
139. <i>Halictus</i> sp.	-	-	-	3	0,04	0,06
140. <i>Megachile</i> sp.	1	0,01	0,03	4	0,06	0,08
141. <i>Paratrigona subnuda</i>	62	0,86	1,61	258	3,58	5,12
142. <i>Plebeia droryana</i>	122	1,69	3,16	413	5,74	8,19
143. <i>Tetragonisca angustula</i>	3	0,04	0,08	3	0,04	0,06
144. <i>Trigona hyalinata</i>	-	-	-	2	0,03	0,04
145. <i>Trigona spinipes</i>	49	0,68	1,27	31	0,43	0,61
Subtotal	251	3,49	6,50	742	10,31	14,71
Predador (S = 31)						
146. <i>Allograpta exotica</i>	1	0,01	0,03	4	0,06	0,08
147. <i>Asilidae</i> sp1	-	-	-	1	0,01	0,02
148. <i>Brachygastra lecheguana</i>	4	0,06	0,10	19	0,26	0,38
149. <i>Carabidae</i> sp7	-	-	-	3	0,04	0,06
150. <i>Chrysoperla externa</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
151. <i>Chrysotus</i> sp.	371	5,15	9,61	70	0,97	1,39
152. <i>Clitostethus arcuatus</i>	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
153. <i>Condyllostylus</i> sp.	624	8,67	16,16	1614	22,42	32,00
154. <i>Cycloneda sanguinea</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
155. <i>Doru luteipes</i>	2	0,03	0,05	-	-	-
156. <i>Elaphropeza</i> sp.	19	0,26	0,49	21	0,29	0,42
157. <i>Franklinothrips vespiformis</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
158. <i>Harmonia axyridis</i>	-	-	-	1	0,01	0,02
159. <i>Hemerobius</i> sp.	7	0,10	0,18	3	0,04	0,06
160. <i>Hyalidocoris insignis</i>	3	0,04	0,08	-	-	-
161. <i>Neuroptera</i> larva	1	0,01	0,03	-	-	-
162. <i>Ocyptamus antiphates</i>	3	0,04	0,08	-	-	-
163. <i>Olla</i> sp.	2	0,03	0,05	-	-	-
164. <i>Orius insidiosus</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
165. <i>Polybia fastidiosuscula</i>	3	0,04	0,08	11	0,15	0,22
166. <i>Polybia ignobilis</i>	1	0,01	0,03	3	0,04	0,06
167. <i>Polybia minarum</i>	11	0,15	0,28	12	0,17	0,24
168. <i>Polybia platycephala slyventris</i>	1	0,01	0,03	13	0,18	0,26
169. <i>Pseudodorus clavatus</i>	1	0,01	0,03	-	-	-
170. <i>Staphylinidae</i> sp6	83	1,15	2,15	106	1,47	2,10
171. <i>Staphylinidae</i> sp7	3	0,04	0,08	14	0,19	0,28
172. <i>Toxomerus floralis</i>	6	0,08	0,16	3	0,04	0,06
173. <i>Toxomerus laenas</i>	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
174. <i>Toxomerus musicus</i>	1	0,01	0,03	2	0,03	0,04
175. <i>Toxomerus papaveroi</i>	6	0,08	0,16	1	0,01	0,02
176. <i>Toxomerus purus</i>	2	0,03	0,05	-	-	-
Subtotal	1161	16,13	30,06	1905	26,46	37,78

Táxons/Grupo Funcional	P.T. Amarela 0,8 m			P.T. Amarela 1,8 m		
	X	M	%	X	M	%
Abundância	3862	53,64	100,00	5043	70,04	100,00
Riqueza (S)		153			108	
Bootstrap		175,74			119,42	
Shannon (H')		3,459			2,851	

Fonte: Do autor (2023).

Na Tabela 7 encontram-se as médias e os erros padrões dos índices de abundância e riqueza, e os valores de Shannon para os insetos coletados nas armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Em relação ao índice de abundância, não foi constatado diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney entre os valores obtidos nas duas alturas avaliadas. A maior média de abundância/armadilha foi encontrada em *pan trap* amarela a 1,8 m.

No que se refere ao índice de riqueza, a *pan trap* amarela a 0,8 m de altura apresentou maior média/armadilha e diferiu significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Fisher da média obtida em *pan trap* amarela a 1,8 m (TABELA 7).

Com relação a diversidade, notou-se que os valores das armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 e 1,8 m diferiram significativamente ($p < 0,0001$) pelo teste de Mann-Whitney. Maior índice de diversidade foi observado na altura 0,8 m (TABELA 7).

Tabela 7 – Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância e riqueza, e valores de Shannon (H') dos insetos coletados em armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Abundância ^{n.s}	Riqueza*	Shannon (H')
	$p = 0,2727$	$p < 0,0001$	$p < 0,0001$
Pan Trap Amarela a 0,8 m	53,64 $\pm$ 2,97	22,56 $\pm$ 0,57	3,459
Pan Trap Amarela a 1,8 m	70,04 $\pm$ 5,19	18,79 $\pm$ 0,55	2,851

Nota: ^{n.s}Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 5% de significância.

*Significativo pelo teste de Fisher a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

As tabelas 8 e 9 mostram o efeito das alturas de armadilhas *pan traps* amarelas sobre as estratégias ecológicas.

No que tange a abundância, constatou-se que para parasitoide houve diferença significativa ($p = 0,0001$) pelo teste de Fisher entre as médias registradas nas *pan traps* amarelas a 0,8 e a 1,8 m. Maior média de parasitoide/armadilha foi obtida na altura de 0,8 m (TABELA 8).

Em relação ao predador, não se verificou diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney entre os valores das armadilhas *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Maior média de abundância de predadores/armadilha foi notada em *pan trap* amarela a 1,8 m (TABELA 8).

Para fitófago e polinizador os valores obtidos em *pan trap* amarela a 0,8 m e em *pan trap* amarela a 1,8 m diferiram significativamente, ($p = 0,0013$) e ($p < 0,0001$), respectivamente, pelo teste de Mann-Whitney. As maiores médias de fitófagos e polinizadores/armadilha foram obtidas em *pan trap* amarela a 1,8 m (TABELA 8).

Tabela 8 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da abundância de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados em armadilhas *pan traps* nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide* $p = 0,0001$	Predador ^{ns} $p = 0,3465$	Fitófago $p = 0,0013$	Polinizador $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela a 1,8 m	12,79 $\pm$ 0,99	26,46 $\pm$ 2,96	19,49 $\pm$ 1,28	10,31 $\pm$ 1,34
Pan Trap Amarela a 0,8 m	18,72 $\pm$ 1,05	16,13 $\pm$ 1,22	14,54 $\pm$ 0,99	3,49 $\pm$ 0,44

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 1% de significância.

^{ns}Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 1% de significância.

*Significativo pelo teste de Fisher a 1% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

No que diz respeito a riqueza dentro das estratégias ecológicas (TABELA 9), verificou-se que para parasitoide houve diferença significativa ($p < 0,0001$) pelo teste de Mann-Whitney entre os valores obtidos nas armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 e 1,8 m. Maior média de riqueza de parasitoides/armadilha foi obtida em *pan trap* amarela a 0,8 m.

Para predador não houve diferença significativa pelo teste de Mann-Whitney entre os valores obtidos nas duas alturas de armadilhas avaliadas (TABELA 9).

Em relação ao fitófago, também não houve diferença significativa pelo teste de Fisher entre as médias de *pan traps* amarelas nas alturas de 0,8 e 1,8 m (TABELA 9).

Quanto ao polinizador, verificou-se que houve diferença significativa pelo teste de Fisher entre as médias de armadilhas *pan traps* nas alturas 0,8 e 1,8 m. A maior média de riqueza de polinizadores/armadilha foi registrada em *pan trap* amarela a 1,8 m (TABELA 9).

Tabela 9 - Média/armadilha ($\pm$ EP) da riqueza de parasitoides, predadores, fitófagos e polinizadores coletados em *pan traps* amarelas nas alturas 0,8 e 1,8 m. Março a julho de 2020. Santa Rita do Ibitipoca, MG.

Tratamentos	Parasitoide $p < 0,0001$	Predador ^{ns} $p = 0,5689$	Fitófago ^{*ns} $p = 0,8719$	Polinizador [*] $p < 0,0001$
Pan Trap Amarela a 0,8 m	10,57 $\pm$ 0,39	3,40 $\pm$ 0,14	6,33 $\pm$ 0,26	1,69 $\pm$ 0,12
Pan Trap Amarela a 1,8 m	6,07 $\pm$ 0,26	3,25 $\pm$ 0,21	6,28 $\pm$ 0,23	2,54 $\pm$ 0,12

Nota: Significativo pelo teste de Mann-Whitney a 1% de significância.

^{n.s}Não significativo pelo teste de Mann-Whitney a 1% de significância.

*Significativo pelo teste de Fisher a 1% de significância.

^{*n.s}Não significativo pelo teste de Fisher a 1% de significância.

Fonte: Do autor (2023).

4 DISCUSSÃO

Quanto à riqueza de insetos associada às alturas de armadilhas *pan trap* amarelas, verificou-se que armadilhas a 0,8 m coletaram maior riqueza de espécies (153) que armadilhas a 1,8 m (108). Entretanto, a suficiência amostral foi maior em armadilhas *pan trap* amarela a 1,8 m (90,44%) que em armadilha *pan trap* amarela a 0,8 m (87,06%) (FIGURA 2). De acordo com Templ et al. (2019) a altura da vegetação, o número médio de flores e a quantidade de vegetação podem exercer influência sobre a eficiência amostral.

O maior número de insetos coletados em *pan traps* amarelas a 1,8 m pode estar relacionado a maior quantidade de recursos florais fornecidos pelas plantas de crotalária nessa altura. Em Milberg, Eriksson e Bergman (2021) a abundância de flores afetou significativamente vários grupos e espécies de insetos. Souza-silva, Fontenelle e Martins (2001) também confirmam que a abundância de visitantes florais é significativamente maior quando um número maior de plantas está em florescimento.

Quanto aos fitófagos, verificou-se que a abundância foi significativamente maior em *pan trap* amarela a 1,8 m (TABELA 8). Ribeiro et al. (2021) verificaram que armadilhas do tipo McPhail mais altas, posicionadas em torno de 10 m de altura, coletam significativamente mais exemplares do fitófago *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) do que aquelas a aproximadamente 2 m de altura.

Por sua vez, Cai et al. (2021) constataram que a localização e a altura das armadilhas exercem influências significativas sobre a captura de adultos de *Protaetia brevitarsis* (Lewis, 1879), importante fitófago do cultivo da videira. Os autores coletaram significativamente mais besouros *P. brevitarsis* em armadilhas a 1,5 e a 1 m acima do solo do que com armadilhas a 0,5 m de altura.

Apesar da cigarrinha *D. maidis* figurar entre os fitófagos mais coletados em *pan traps* amarelas a 0,8 m, ela foi mais capturada em *pan traps* amarelas a 1,8 m de altura. Resultado semelhante foi observado por Meneses et al. (2016) ao avaliar a distribuição sazonal e vertical de *D. maidis* em cultivo de milho. Os autores amostraram maior abundância deste fitófago em armadilhas adesivas e *pan traps* amarelas a 1,5 m de altura do que em armadilhas adesivas e *pan traps* amarelas a 0,5 m de altura tanto na estação seca quanto na chuvosa.

Esperava-se maior abundância de tripses *F. schultzei* em *pan traps* mais próximas às inflorescências de crotalária, 1,8 m de altura, conforme constatou-se no presente trabalho, já que estes insetos se alimentam de flores de várias espécies de plantas, incluindo Fabaceae

(KAKKAR et al., 2012; LIMA; MONTEIRO; ZUCCHI, 2013; LIMA; ZUCCHI, 2016; HEALEY et al., 2017).

Os Nitidulidae *Cryptarcha* sp. e *Conotelus* sp. demonstram apresentar predileção por pólen. Espécies do gênero *Conotelus* habitam flores frescas quando adultas, enquanto as larvas se desenvolvem em corolas caídas (EWING; CLINE, 2005). Ademais, *Conotelus* sp. pode causar danos em cultivos de maracujá (POTIN et al., 2016; SANTOS; JELÍNEK; CARVALHO, 2021). Por outro lado, *Conotelus* sp. destaca-se dentre os polinizadores capazes de promover a polinização cruzada em plantas de pimenta-de-macaco *Xylopia aromatica* (Annonaceae) (SARAVY; SCHUCHMANN; MARQUES, 2021).

Maiores médias de abundância e riqueza de parasitoides nas alturas mais baixas (0,8 m) pode ser reflexo do hábito de forrageio destes indivíduos. Embora tenham utilizado armadilhas de Malaise, Chan-Canché et al. (2020) observaram diferença significativa para as abundâncias de Bethylidae, Diapriidae e Ichneumonidae com mais indivíduos nas armadilhas ao nível do solo do que nas armadilhas levantadas a 1,5 m. No presente trabalho a abundância das famílias Bethylidae, Diapriidae e Ichneumonidae foram maiores em armadilhas *pan trap* amarelas a 0,8 m em relação a armadilhas *pan trap* amarelas a 1,8 m (TABELA 6).

Outra possível hipótese para explicar maiores abundância e riqueza de parasitoides em *pan traps* amarelas a 0,8 m em relação a *pan traps* amarelas a 1,8 m seria a competição por recursos florais, já que houve maior abundância de predadores, polinizadores e fitófagos em armadilhas a 1,8 m de altura. Jeavons et al. (2022) afirmam que insetos com necessidades minúsculas de néctar, como parasitoides, podem sofrer forte competição exploradora com polinizadores. A competição também pode reduzir o acesso de agentes polinizadores aos recursos florais (THOMSON; PAGE, 2020). Wignall et al. (2020) verificaram que a competição por néctar entre *Apis mellifera* e *Bombus* spp. varia sazonalmente e é mais forte no verão do que na primavera ou no outono.

Paralelamente, a cor das flores, a refletância ultravioleta e a disponibilidade de néctar também afetam a abundância dos parasitoides (HATT et al., 2018). Dentre os parasitoides associados a plantas de crotalária amostrados em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m, Opiinae sp1, Platygastriidae sp10, Encyrtidae sp6 e *Megaselia scalaris* (Loew, 1866) foram as mais abundantes. Opiinae sp1, Encyrtidae sp6 e *M. scalaris* foram mais amostrados em *pan traps* amarelas a 0,8 m enquanto Platygastriidae sp10 foi aproximadamente duas vezes mais abundante em *pan trap* a 1,8 m que em *pan trap* a 0,8 m (TABELA 6). Estes resultados reforçam a hipótese de que a ocorrência das espécies está atrelada ao habitat de forrageamento das mesmas. Indivíduos da família Platygastriidae parecem ser capazes de

forragear em plantas de grande porte. Ao examinarem a presença e o comportamento de insetos e pássaros visitantes florais como potenciais vetores de pólen em árvores de mimosa *Acacia dealbata* Link. (Fabaceae), Griffin et al. (2020) coletaram 146 adultos de Platygastriidae usando a técnica de batida dos galhos floridos. Plantas de *A. dealbata* podem atingir de 6 a 15 m de altura, e assim como crotalária apresentam inflorescências amarelas.

Não obstante, Rahat et al. (2005) constataram que adultos de Platygastriidae, especificamente o parasitoide *Trissolcus basalis* (Wollaston, 1858), se beneficiam do acesso ao néctar floral, o que pode explicar a maior ocorrência de Platygastriidae em armadilhas mais próximas das inflorescências de crotalária, *pan trap* amarela a 1,8 m.

Ao analisarem a atratividade floral para himenópteros parasitoides e a relação da atração com a altura da planta, Sivinski et al. (2011) observaram que Ichneumonidae, Braconidae e Chalcidoidea, bem como a soma dos mesmos, não foram significativamente influenciados pela altura da planta. Entretanto, a interação entre altura da planta e área floral influenciou significativamente a abundância de Braconidae e Chalcidoidea amostrados. No presente trabalho, a altura de armadilhas *pan traps* amarelas influenciou significativamente a abundância e riqueza de parasitoides coletados (TABELAS 8 e 9).

Indivíduos da família Platygastriidae geralmente engloba parasitoides de ovos de insetos como dípteros (Cecidomyiidae), percevejos das famílias Plataspidae e Pentatomidae, e lepidópteros (BUHL; DUSO, 2008; KIM et al., 2011; GARDNER et al., 2013; FOROUZAN et al., 2018; KENIS et al., 2019). A subfamília Opiinae pode estar associada ao controle biológico de moscas-das-frutas (MEIRELLES et al., 2016; MARINHO; COSTA; ZUCCHI, 2018). Representantes da família Encyrtidae são parasitoides de psilídeos, cochonilhas, microlepidópteros como o minador-dos-citros *Phyllocnistis citrella* Stainton, 1856 (Lepidoptera: Gracillariidae) e ovos de percevejo (EDWARDS; HOY, 1998; CLOYD; SADOOF, 2000; DAANE et al., 2005; HE et al., 2015; TRIAPITSYN et al., 2020). Por sua vez, a espécie *M. scalaris* é um parasitoide generalista que pode exercer o parasitismo do percevejo *Nezara viridula* (Linnaeus 1758) (Hemiptera: Pentatomidae), de *Pachylia ficus* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Sphingidae), de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), de abelhas *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae), de cupins *Macrotermes gilvus* (Hagen, 1858) (Blattodea: Termitidae) e de vespas *Mischocyttarus cassununga* Von Ihering, 1903 (Hymenoptera, Vespidae) (RICCHIUTI et al., 2016; CHAM et al., 2018; SOUZA et al., 2019; NOKNOY et al., 2020; DESHMUKH et al., 2021; EL-HAWAGRY; EBRAHIM; NADA, 2021; TANG et al., 2021; FRANCISCO; DE CASTRO JACQUES; SILVEIRA, 2022).

Dentre os predadores mais abundantes coletados em *pan traps* amarelas a 1,8 m e em *pan traps* amarelas a 0,8 m se destacam *Condylostylus* sp., *Chrysotus* sp. e Staphylinidae sp6, de forma que apenas *Chrysotus* sp. exibiu preferência por armadilhas a 0,8 m. Esse predador foi cinco vezes mais abundante em *pan traps* amarelas a 0,8 m que em *pan traps* amarelas a 1,8 m. Paralelamente, outro dolícopodídeo, *Condylostylus* sp., foi 2,5 vezes mais abundante em armadilhas a 1,8 metros de altura (TABELA 6).

Os gêneros *Condylostylus* e *Chrysotus* (Diptera: Dolichopodidae) contemplam predadores generalistas de pulgões, psílídeos, tripes, moscas-brancas, ácaros, cochonilhas e pequenos lepidópteros (BORTOLOTTTO; MENEZES JR; HOSHINO, 2016; CICERO et al., 2017; HARTERREITEN-SOUZA et al., 2021; SUJII et al., 2022).

Na presente pesquisa, *Condylostylus* sp. foi mais abundante em armadilhas mais altas (1,8 m) inseridas próximo às inflorescências de crotalária. Plantas de cobertura do solo comumente empregadas no Brasil para a adubação verde, dentre elas feijão caupi, trigo mourisco, crotalária, girassol e mamona, podem aumentar a densidade populacional de dolícopodídeos nos agroecossistemas, já que as mesmas fornecem recursos alimentares adicionais como pólen e néctar a estes predadores (BORTOLOTTTO et al., 2021).

A família Staphylinidae abriga besouros predadores dos ácaros *Tetranychus urticae* (koch, 1936) e *Oligonychus coffeae* (Nietner, 1861), de ovos de Nitidulidae e Muscidae, ovos e larvas de Scarabaeidae, pulgões e *Bradysia* sp. (MILLER; WILLIAMS, 1983; FRANK; BENNETT; CROMROY, 1992; SHIMODA; SHINKAJI; AMANO, 1997; JO; SMITLEY, 2003; PERUMALSAMY et al., 2009; ECHEGARAY; CLOYD; NECHOLS, 2015; VICKERMAN; DOWIE; PLAYLE, 2020). Frank e Reichhart (2004) destacam a importância da manutenção de áreas com flores em cultivos como reservatório de hibernação para estes predadores.

Com relação aos polinizadores, observou-se que *pan traps* amarelas a 1,8 m coletaram maiores médias de abundância e riqueza/armadilha e diferiu significativamente das armadilhas *pan traps* amarelas a 0,8 m (TABELAS 8 e 9). Em cultivos de milho, Wheelock e O'Neal (2016), por sua vez, verificaram que armadilhas instaladas na altura dos pendões (altura inicial 1,5 m e altura máxima 2,74 m, variação em função do crescimento da cultura) descrevem uma comunidade de polinizadores mais abundante e rica em espécies do que as armadilhas na altura da espiga (1,22 m) ou na altura do solo (0,31 m).

As abelhas *Plebeia droryana* (Friesse, 1900), *Paratrigona subnuda* Moure, 1947 e *Trigona spinipes* (Fabricius, 1793) foram as espécies mais amostradas nas duas alturas avaliadas e mais capturadas em *pan traps* amarelas a 1,8 m, ou seja, próximo às inflorescências

de crotalária. Dingha et al. (2021) atestam que o número de polinizadores aumenta linearmente com o aumento do número de flores. Além disso, a abundância floral e a qualidade do néctar (açúcar total por inflorescência) afetam positivamente a visitação e escolha dos polinizadores (FOWLER; ROTHERAY; GOULSON, 2016). Não obstante, características das flores como morfologia, cor, tempo e química de floração também influencia a abundância de polinizadores (MCCALL; PRIMACK, 1992).

No entanto, ao estimar a diversidade, riqueza e abundância de abelhas em habitats urbanos amostradas em armadilhas *pan traps* a nível de solo e a 0,7 m de altura, Gonzalez et al. (2016) não encontraram diferenças significativas na abundância e na riqueza de espécies entre as alturas avaliadas.

As abelhas *P. droryana*, *P. subnuda* e *T. spinipes* podem contribuir com a polinização de cultivos agrícolas, dentre eles canola, café, goiaba, juçara, maçã, mirtilo, morango, pêssego, pitanga e tomate (CARVALHO; MARCHINI; ROS, 1999; MALAGODI-BRAGA, 2002; STEINER et al., 2010; DORNELES et al., 2013; SANTOS; BARTELLI; NOGUEIRA-FERREIRA, 2014; ARAÚJO, 2018; FUZARO et al., 2019; SILVA, 2019; FERRAZ et al., 2020; SANTOS, 2020; SILVA et al., 2020). Embora *T. spinipes* possa polinizar alguns cultivos, esta abelha pode ser prejudicial à cultura do mirtilo, principalmente na época da floração (SILVEIRA et al. 2010). Santos et al. (2012) observaram que *T. spinipes* danificam inflorescências de brócolis ao coletar fibras para construção de ninhos.

Em linhas gerais, a altura da armadilha *pan trap* amarela influencia a comunidade de insetos amostrados em crotalária. Vega, Barbosa e Panduro (1990) também confirmam que a atividade dos insetos, conforme refletida nas capturas das armadilhas, varia com a altura das *pan traps* em policultivo de milho, feijão e abóbora. Em perspectiva semelhante, Miller, Crowe e Sweeney (2020) atestam que a altura de armadilhas influencia à captura de insetos.

Ao abordar a estratégia ecológica observou-se que as comunidades de parasitoides e de predadores em crotalária diferem significativamente entre as alturas de armadilhas *pan traps* amarelas, ao passo que as comunidades de fitófagos e de polinizadores foram similares nas duas alturas avaliadas, 0,8 e 1,8 m (FIGURAS 6, 7, 8 e 9).

Chan-Canché et al. (2020) verificaram que a altura de armadilhas Malaise influencia na amostragem de himenópteros parasitoides, observando algumas famílias exclusivamente em armadilhas a nível de solo (Signiphoridae e Dryinidae) e outras (Ceraphronidae, Encyrtidae e Trichogrammatidae) exclusivamente em armadilhas a 1,5 m acima do nível do solo. Além disso, os autores observaram que as famílias Bethyidae, Diapriidae e Ichneumonidae tiveram mais indivíduos capturados ao nível do solo do que em armadilhas levantadas. Em nosso trabalho,

as morfoespécies *Platygastridae* sp10 e *Opiinae* sp1 foram os principais responsáveis pela diferença entre as comunidades de parasitoides amostradas em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m. Enquanto *Platygastridae* sp10 foi mais coletada na altura 1,8 m, *Opiinae* sp1 foi mais capturado em armadilhas a 0,8 m.

Bruck e Lewis (1998) ao avaliarem a influência da altura da armadilha nos números de captura de predadores de *Ostrinia nubilalis* (Hübner, 1796) em milho e cultivos adjacentes relatam que as armadilhas a 1 m de altura capturaram significativamente mais *Chrysoperla carnea* (Stephens, 1836), *Coccinella septempunctata* Linnaeus, 1758 e *Cycloneda munda* (Say, 1835) do que armadilhas ao nível do solo, ao passo que as abundâncias coletadas das espécies *Coleomegilla maculata* (De Geer, 1775) e *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville, 1842) não sofreram influência da altura de armadilha. Em nossa pesquisa, os dolicipodídeos *Condylostylus* sp. e *Chrysotus* sp. foram os táxons que mais contribuíram para a diferença entre as artropodofaunas de predadores coletadas em *pan traps* amarelas a 0,8 m e em *pan traps* amarelas a 1,8 m. O primeiro foi mais abundante em armadilhas a 1,8 m, já o segundo, em armadilhas a 0,8 m (TABELA 6). Estes resultados sugerem que a altura de armadilha influencia no monitoramento de predadores e que a variação pode ocorrer dentro dos nichos ecológicos e das próprias famílias.

Dodds (2014) testou a influência de duas alturas de armadilhas (sub-bosque: 0,5 a 1 m; nível do dossel: 10 a 12 m) sobre a amostragem de pragas florestais, Scolytinae (Coleoptera: Curculionidae), Cerambycidae (Coleoptera) e Siricidae (Hymenoptera), em cultivo de pinheiro nos Estados Unidos da América. O autor verificou mediante os índices de similaridade de Jaccard e Sørensen que as comunidades dos fitófagos amostradas foram altamente semelhantes nas duas alturas avaliadas, assim como o observado para a comunidade de fitófagos no presente trabalho.

Em síntese, essa pesquisa científica evidencia que a altura de instalação de armadilhas *pan traps* amarelas pode influenciar a amostragem de insetos.

5 CONCLUSÕES

A altura de armadilhas *pan traps* amarelas (0,8 e 1,8 m) influencia a diversidade e riqueza de insetos coletados em plantas de crotalária.

As comunidades de parasitoides e predadores são diferentes nas duas alturas de amostragem (0,8 e 1,8 m).

Pan trap amarela instalada na altura de 1,8 m coleta maior abundância e riqueza de polinizadores/armadilha que *pan trap* amarela a 0,8 m, possivelmente por estar mais próxima das inflorescências de crotalária durante o período de floração.

Pan trap amarela instalada na altura 0,8 m coleta maior abundância e riqueza de parasitoides/armadilha que *pan trap* amarela a 1,8 m, possivelmente porque há competição por recursos florais com predadores, polinizadores e fitófagos durante a floração.

REFERÊNCIAS

- ABRAHAMCZYK, S.; STEUDEL, B.; KESSLER, M. Sampling Hymenoptera along a precipitation gradient in tropical forests: the effectiveness of different coloured pan traps. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 137, n. 3, p. 262-268, 2010.
- ACHARYA, R. S. et al. Color of pan trap influences sampling of bees in livestock pasture ecosystem. **Biology**, v. 10, n. 5, p. 445, 2021.
- ARAÚJO, D. F. D. **A polinização de mirtilo (*Vaccinium corymbosum* L. var. Southern Highbush), uma cultura de clima temperado introduzida em ambiente tropical**. 2018. 99p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, 2018.
- BEDUSCHI, T.; TSCHARNTKE, T.; SCHERBER, C. Using multi-level generalized path analysis to understand herbivore and parasitoid dynamics in changing landscapes. **Landscape Ecology**, v. 30, p. 1975-1986, 2015.
- BORGES, Z. M.; COURI, M. S. Revision of *Toxomerus* Macquart, 1855 (Diptera: Syrphidae) from Brazil with synonymic notes, identification key to the species and description of three new species. **Zootaxa**, v. 2179, n. 1, p. 1–72-1–72, 2009.
- BORTOLOTTTO, O. C.; MENEZES JR, A. O.; HOSHINO, A. T. Abundância de inimigos naturais de pulgões do trigo em diferentes distâncias da borda da mata. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, p. 187-191, 2016.
- BORTOLOTTTO, O. C. et al. Dolichopodidae abundance in different cover crop species. **Ciência Rural**, v. 52, 2021.
- BRUCK, D. J.; LEWIS, L. C. Influence of adjacent cornfield habitat, trap location, and trap height on capture numbers of predators and a parasitoid of the European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) in central Iowa. **Environmental Entomology**, v. 27, n. 6, p. 1557-1562, 1998.
- BUFFINGTON, M. L. et al. Pan trap color preference across Hymenoptera in a forest clearing. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 169, n. 3, p. 298-311, 2021.
- BUHL, P. N.; DUSO, C. *Platygaster robiniae* n. sp. (Hymenoptera: Platygastridae) parasitoid of *Obolodiplosis robiniae* (Diptera: Cecidomyiidae) in Europe. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 101, n. 2, p. 297-300, 2008.
- BURNER, R. C. et al. Sampling beetle communities: Trap design interacts with weather and species traits to bias capture rates. **Ecology and evolution**, v. 10, n. 24, p. 14300-14308, 2020.
- CAI, H. et al. Influence of trap color, type, and placement on capture efficacy for *Protaetia brevitarsis* (Coleoptera: Scarabaeidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 114, n. 1, p. 225-230, 2021.
- CARVALHO, C. A. L.; MARCHINI, L. C.; ROS, P. B. Fontes de pólen utilizadas por *Apis mellifera* L. e algumas espécies de Trigonini (Apidae) em Piracicaba (SP). **Bragantia**, v. 58, p. 49-56, 1999.
- CHAM, D. T. et al. *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae), an opportunist parasitoid of

honey bees in Cameroon. **African Entomology**, v. 26, n. 1, p. 254-258, 2018.

CHAN-CANCHÉ, R. et al. Sampling of parasitoid Hymenoptera: influence of the height on the ground. **Journal of Hymenoptera Research**, v. 78, p. 19, 2020.

CICERO, J. M. et al. Predatory behavior of long-legged flies (Diptera: Dolichopodidae) and their potential negative effects on the parasitoid biological control agent of the Asian citrus psyllid (Hemiptera: Liviidae). **Florida entomologist**, v. 100, n. 2, p. 485-487, 2017.

CLARKE, K. R. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. **Australian Journal of Ecology**, Inglaterra, v.18, p.117-143, 1993.

CLARKE, K. R., GORLEY, R. N., 2015. **PRIMER v7: User Manual/Tutorial**. PRIMER-E, Plymouth, 296pp.

CLOYD, R. A.; SADO, C. S. Effects of plant architecture on the attack rate of *Leptomastix dactylopii* (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the citrus mealybug (Homoptera: Pseudococcidae). **Environmental Entomology**, v. 29, n. 3, p. 535-541, 2000.

COLWELL, R. K. **EstimateS**: statistic estimation of species richness and shared species from samples. Version 7.5. Storrs-Mansfield, 2005. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 12 jul. 2022.

CSANÁDY, A. et al. Hymenopteran color preference using multiple colours of pan traps in Slovakia. **Acta Musei Silesiae. Scientiae Naturales**, v. 70, n. 1, p. 33-46, 2021.

DAANE, K. M. et al. The biology of *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the red gum lerp psyllid (Hemiptera: Psylloidea). **Biological Control**, v. 32, n. 2, p. 228-235, 2005.

DESHMUKH, S. S. et al. First record of a parasitoid, *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith)(Lepidoptera: Noctuidae) from India. **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 31, n. 1, p. 1-4, 2021.

DINGHA, B. N. et al. Pollinators on Cowpea *Vigna unguiculata*: Implications for Intercropping to Enhance Biodiversity. **Insects**, v. 12, n. 1, p. 54, 2021.

DI RIENZO, J. et al. **Infostat**: software para análisis estadístico. 2018.

DODDS, K. J.. Effects of trap height on captures of arboreal insects in pine stands of northeastern United States of America. **The Canadian Entomologist**, v. 146, n.1, p. 80-89, 2014.

DORNELES, L. L. et al. Biologia da polinização de *Euterpe edulis* Martius (Arecaceae) e associação com abelhas sociais (Apidae: Apini) em sistema agrofl orestal na Ilha de Santa Catarina. **Iheringia, Série Botânica.**, v. 68, n. 1, p. 47-57, 2013.

DUAN, Y.; DIETRICH, C. H. A key to genera of South American Deltocephalini (Hemiptera: Cicadellidae: Deltocephalinae) with descriptions of new taxa and nomenclatural changes. **European Journal of Entomology**, v. 115, 2018.

ECHEGARAY, E. A.; CLOYD, R. A.; NECHOLS, J. R. Rove beetle (Coleoptera: Staphylinidae) predation on *Bradysia* sp. nr. *coprophila* (Diptera: Sciaridae). **Journal of Entomological Science**, v. 50, n. 3, p. 225-237, 2015.

- EDWARDS, O. R.; HOY, M. A. Biology of *Ageniaspis citricola* (Hymenoptera: Encyrtidae), a Parasitoid of the Leafminer *Phyllocnistis dtrella* (Lepidoptera: Gracillariidae). **Annals of the Entomological Society of America**, v. 91, n. 5, p. 654-660, 1998.
- EL-HAWAGRY, M. S. A.; EBRAHIM, A. M. E.; NADA, M. S. E. First detection of *Megaselia scalaris* (Loew) (Diptera: Phoridae) as a facultative endoparasitoid of *Nezara viridula* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae). **Egyptian Journal of Biological Pest Control**, v. 31, n. 1, p. 1-7, 2021.
- EWING, C. P.; CLINE, A. R. Key to adventive sap beetles (Coleoptera: Nitidulidae) in Hawaii, with notes on records and habits. **The Coleopterists Bulletin**, v. 59, n. 2, p. 167-183, 2005.
- FERRAZ, M. et al. Abelhas polinizadoras e produção de frutos e sementes em café convencional. **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, v. 3, n. 4, p. 4227-4237, 2020.
- FLAHERTY, L. et al. Pheromone-enhanced lure blends and multiple trap heights improve detection of bark and wood-boring beetles potentially moved in solid wood packaging. **Journal of Pest Science**, v. 92, n. 1, p. 309-325, 2019.
- FOROUZAN, F. et al. Effect of cold storage on biological traits of *Psix saccharicola* (Hymenoptera: Platygasteridae), an egg parasitoid of *Acrosternum arabicum* (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of economic entomology**, v. 111, n. 3, p. 1144-1150, 2018.
- FOWLER, R. E.; ROTHERAY, E. L.; GOULSON, D. Floral abundance and resource quality influence pollinator choice. **Insect Conservation and Diversity**, v. 9, n. 6, p. 481-494, 2016.
- FRANCESCHINELLI, E. V. et al. Native bee fauna of tomato crops: a comparison of active sampling and pan trapping methods. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 109, 2019.
- FRANCISCO, S. C. C.; DE CASTRO JACQUES, G.; SILVEIRA, L. C. P. Occurrence of *Megaselia scalaris* Loew (Diptera: Phoridae) in *Mischocyttarus cassununga* Von Ihering (Hymenoptera: Vespidae: Polistinae) nests. **EntomoBrasilis**, v. 15, p. e995-e995, 2022.
- FRANK, J. H.; BENNETT, F. D.; CROMROY, H. L. Distribution and prey records for *Oligota minuta* (Coleoptera: Staphylinidae), a predator of mites. **The Florida Entomologist**, v. 75, n. 3, p. 376-380, 1992.
- FRANK, T.; REICHHART, B. Staphylinidae and Carabidae overwintering in wheat and sown wildflower areas of different age. **Bulletin of Entomological Research**, v. 94, n. 3, p. 209-217, 2004.
- FUZARO, L. et al. Floral visitors of canola (*Brassica napus* L.) hybrids in Cerrado Mineiro region, Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 86, 2019.
- GARDNER, W. A. et al. Discovery of *Paratelenomus saccharalis* (Dodd) (Hymenoptera: Platygasteridae), an egg parasitoid of *Megacopta cribraria* F. (Hemiptera: Plataspididae) in its expanded North American range. **Journal of Entomological Science**, v. 48, n. 4, p. 355-359, 2013.
- GONZALEZ, V. H. et al. Pan traps and bee body size in unmanaged urban habitats. **Journal of Hymenoptera Research**, v. 51, p. 241-247, 2016.

GOULET, H. HUBER, J. T. **Hymenoptera of the world: an identification guide to families.** 1993.

GRAZIA, J.; RAFAEL, J. A.; IDE, S. **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia.** Ribeirão Preto: Hollos editora, 720p, 2012.

GRIFFIN, A. R. et al. Potential pollen vectors of the mass flowering tree *Acacia dealbata*, within its natural range in southern Tasmania. In: **Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania.** 2020. p. 9-26.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, D. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, Espanha, v.4, n.1, 9pp, 2001.

HANSON, P. E.; GAULD, I. D. **Hymenoptera de la región Neotropical.** AmericanEntomological Institute, 2006.

HARTERREITEN-SOUZA, E. S. et al. Spatiotemporal dynamics of active flying Diptera predators among different farmland habitats. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 23, n. 3, p. 334-341, 2021.

HATT, S. et al. 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.

HEALEY, M. A. et al. Relative abundance and temporal distribution of adult *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and *Frankliniella schultzei* (Trybom) on French bean, lettuce, tomato and zucchini crops in relation to crop age. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v. 20, n. 3, p. 859-865, 2017.

HE, L-F. et al. Reproductive modes and daily fecundity of *Aenasius bambawalei* (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of *Phenacoccus solenopsis* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Florida Entomologist**, p. 358-360, 2015.

JAQUES, S. A. et al. Crop-Specific Effects on Pan-Trap Sampling of Potential Pollinators as Influenced by Trap Color and Location. **Agronomy**, v. 13, n. 2, p. 552, 2023.

JEAVONS, E. et al. Exploitative competition for floral resources reduces sugar intake but differently impacts the foraging behaviour of two non-bee flower visitors. **Oikos**, v. 2022, n. 1, 2022.

JO, Y-K.; SMITLEY, D. R. Predation of *Ataenius spretulus* (Coleoptera: Scarabaeidae) eggs and grubs by species of Carabidae and Staphylinidae on golf courses in Michigan. **Environmental Entomology**, v. 32, n. 6, p. 1370-1376, 2003.

KAKKAR, G. et al. Abundance of *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) in flowers on major vegetable crops of south Florida. **Florida Entomologist**, v. 95, n. 2, p. 468-475, 2012.

KENIS, M. et al. *Telenomus remus*, a candidate parasitoid for the biological control of *Spodoptera frugiperda* in Africa, is already present on the continent. **Insects**, v. 10, n. 4, p. 92, 2019.

KIM, I-K. et al. Prolonged embryonic stage and synchronized life-history of *Platygaster*

robiniae (Hymenoptera: Platygasteridae), a parasitoid of *Obolodiplosis robiniae* (Diptera: Cecidomyiidae). **Biological Control**, v. 57, n. 1, p. 24-30, 2011.

KOVACS-HOSTYANSZKI, A. et al. Non-rotational set-aside fields improve reproductive success of cavity-nesting bees and wasps at the landscape scale, but have no effect on other wild bees and hoverflies in mid-summer. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 308, p. 107255, 2021.

KRAHNER, A. et al. Evaluation of four different methods for assessing bee diversity as ecological indicators of agro-ecosystems. **Ecological Indicators**, v. 125, p. 107573, 2021.

LAMBSHEAD, P. J. D.; PLATT, H. M.; SHAW, K. M. Detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal Natural History**, London, v. 17, p. 859-874, 1983.

LARCENAIRE, C. et al. Effects of Forest Management on the Insect Assemblage of Black Cherry (*Prunus serotina*) in the Allegheny National Forest. **Plants**, v. 11, n. 19, p. 2596, 2022.

LEKSONO, A. S. et al. Komposisi Serangga Kanopi di Kebun Apel di Poncokusumo, Malang dan Bumiaji, Batu. **Research Journal of Life Science**, v. 2, n. 1, p. 01-07, 2015.

LIMA, E. F. B.; MONTEIRO, R. C.; ZUCCHI, R. A. Thrips species (Insecta: Thysanoptera) associated to Fabaceae of agricultural importance in Cerrado and Amazon-Caatinga ecotone from Brazilian Mid-North. **Biota Neotropica**, v. 13, p. 283-289, 2013.

LIMA, E. F. B.; ZUCCHI, R. A. Thrips on fabaceous plants and weeds in an ecotone in northeastern Brazil. **Ciência Rural**, v. 46, p. 393-398, 2016.

MALAGODI-BRAGA, K. S. **Estudo de agentes polinizadores em cultura de morango (*Fragaria x ananassa* Duchesne - Rosaceae)**. 2002. 110p. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2002.

MARINHO, C. F.; COSTA, V. A.; ZUCCHI, R. A. Annotated checklist and illustrated key to braconid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae) of economically important fruit flies (Diptera, Tephritidae) in Brazil. **Zootaxa**, v. 4527, n. 1, p. 21–36-21–36, 2018.

MARQUES, E. S. A.; PRICE, P. W.; COBB, N. S. Resource abundance and insect herbivore diversity on woody fabaceous desert plants. **Environmental Entomology**, v. 29, n. 4, p. 696-703, 2000.

MARQUES, L. H. et al. Impact of transgenic soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins on the non-target arthropod community associated with soybean in Brazil. **PLoS One**, v. 13, n. 2, p. e0191567, 2018.

MCCALL, C.; PRIMACK, R. B. Influence of flower characteristics, weather, time of day, and season on insect visitation rates in three plant communities. **American Journal of Botany**, v. 79, n. 4, p. 434-442, 1992.

MCCRABY, K. W. A review of sampling and monitoring methods for beneficial arthropods in agroecosystems. **Insects**, v. 9, n. 4, p. 170, 2018.

MEIRELLES, R. N. et al. Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do

Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, 2016.

MENDES, M. F. et al. First report of colored pan traps to capture Drosophilidae (Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 65, 2021.

MENESES, A. R. et al. Seasonal and vertical distribution of *Dalbulus maidis* (Hemiptera: Cicadellidae) in Brazilian corn fields. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 4, p. 750-754, 2016.

MILBERG, P.; ERIKSSON, V.; BERGMAN, K-O. Assemblages of flower-visiting insects in clear-cuts are rich and dynamic. **European Journal of Entomology**, v. 118, p. 182-191, 2021.

MILLER, K. V.; WILLIAMS, R. N. Biology and host preference of *Atheta coriaria* (Coleoptera: Staphylinidae), an egg predator of Nitidulidae and Muscidae. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 76, n. 2, p. 158-161, 1983.

MILLER, D. R., CROWE, C. M., SWEENEY, J. D. Trap height affects catches of bark and woodboring beetles (Coleoptera: Curculionidae, Cerambycidae) in baited multiple-funnel traps in Southeastern United States. **Journal of economic entomology**, v. 113, n.1, p. 273-280, 2020.

MOREIRA, E. F. et al. Are pan traps colors complementary to sample community of potential pollinator insects?. **Journal of Insect Conservation**, v. 20, p. 583-596, 2016.

NOKNOY, R. et al. Parasitism of Soldiers of the Termite, *Macrotermes gilvus* (Hagen), by the Scuttle Fly, *Megaselia scalaris* (Loew)(Diptera: Phoridae). **Insects**, v. 11, n. 5, p. 318, 2020.

NOWINSZKY, L.; JANOS, P.; MARTA, L. Efficiency of light-traps influenced by environmental factors. **International Journal of Science and Nature**, v. 3, p. 521-525, 2012.

O'CONNOR, R. S. et al. Monitoring insect pollinators and flower visitation: The effectiveness and feasibility of different survey methods. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 10, n. 12, p. 2129-2140, 2019.

PERUMALSAMY, K. et al. Life table and predation of *Oligota pygmaea* (Coleoptera: Staphylinidae) a major predator of the red spider mite, *Oligonychus coffeae* (Acarina: Tetranychidae) infesting tea. **Biological Control**, v. 51, n. 1, p. 96-101, 2009.

PIOVESAN, B. et al. Entomofauna and potential pollinators of strawberry crop under semi-hydroponic conditions. **Horticultura Brasileira**, v. 37, p. 324-330, 2019.

POTIN, D. M. et al. *Conotelus* sp.(Coleoptera: Nitidulidae), a new insect pest of passion fruit in the Amazon Biome. **Florida Entomologist**, v. 99, n. 3, p. 580-582, 2016.

PRADO, S. G. et al. Sampling bees in tropical forests and agroecosystems: a review. **Journal of Insect Conservation**, v. 21, p. 753-770, 2017.

RAHAT, S. et al. Effect of plant nectars on adult longevity of the stinkbug parasitoid, *Trissolcus basalis*. **International Journal of Pest Management**, v. 51, n. 4, p. 321-324, 2005.

RIBEIRO, J. G. G. et al. Influence of the height of multilure traps in the collection of *Ceratitis capitata* (Wiedemann)(Diptera: Tephritidae). **EntomoBrasilis**, v. 14, p. e934-e934,

2021.

RICCHIUTI, L. et al. Infestation of *Apis mellifera* colonies by *Megaselia scalaris* (Loew, 1866) in Abruzzo and Molise regions, central-southern Italy. **Journal of Apicultural Research**, v. 55, n. 2, p. 187-192, 2016.

RUBENE, D. et al. Estimating bee and wasp (Hymenoptera: Aculeata) diversity on clear-cuts in forest landscapes-an evaluation of sampling methods. **Insect Conservation and Diversity**, v. 8, n. 3, p. 261-271, 2015.

SANTOS, A. J. N. et al. Stingless bees damage broccoli inflorescences when collecting fibers for nest building. **Scientia Agricola**, v. 69, p. 281-283, 2012.

SANTOS, A. O. R.; BARTELLI, B. F.; NOGUEIRA-FERREIRA, F. H. Potential pollinators of tomato, *Lycopersicon esculentum* (Solanaceae), in open crops and the effect of a solitary bee in fruit set and quality. **Journal of economic entomology**, v. 107, n. 3, p. 987-994, 2014.

SANTOS, K. C. dos. **Ocorrência de abelhas (Hymenoptera: Apoidea) em cultivo de Rosáceas e seus efeitos na polinização e qualidade de frutos**. 2020. 100 p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2020.

SANTOS, R. S.; JELÍNEK, J.; CARVALHO, R. A. Record of *Conotelus luteicornis* Erichson (Coleoptera: Nitidulidae) in passion fruit vine in Acre state, Brazil. **Revista Ceres**, v. 68, p. 368-370, 2021.

SARAVY, F. P.; SCHUCHMANN, K.-L.; MARQUES, M. I. Diversity of Insect Flower Visitors of *Xylopia aromatica* (Magnoliales, Annonaceae) in a Brazilian Savanna. **Diversity**, v. 13, n. 12, p. 661, 2021.

SAUNDERS, M. E.; LUCK, G. W. Pan trap catches of pollinator insects vary with habitat. **Australian Journal of Entomology**, v. 52, n. 2, p. 106-113, 2013.

SHIMODA, T.; SHINKAJI, N.; AMANO, H. Prey stage preference and feeding behaviour of *Oligota kashmirica benefica* (Coleoptera: Staphylinidae), an insect predator of the spider mite *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Experimental & applied acarology**, v. 21, n. 10, p. 665-675, 1997.

SILVA, C. I. et al. **Atlas de polens e plantas usados por abelhas**. Consultoria inteligente em serviços ecossistêmicos, 1ª edição. Sorocaba, 2020.

SILVA, M. **Ocorrência de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) em áreas produtoras de café**. 2019. 87p. Tese (Doutorado em Entomologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

SILVEIRA, T. M. T. et al. Damage influence of the irapuá bee on blueberry flower over the effective fruit production and the fruits. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, p. 303-307, 2010.

SIVINSKI, J. et al. Conserving natural enemies with flowering plants: Estimating floral attractiveness to parasitic Hymenoptera and attraction's relationship to flower and plant morphology. **Biological Control**, v. 58, n. 3, p. 208-214, 2011.

SOUZA, T. S. et al. *Megaselia* Rondani (Diptera: Phoridae) larvae as a Sphingidae (Lepidoptera) parasitoid. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 86, 2019.

SOUZA-SILVA, M.; FONTENELLE, J. C. R.; MARTINS, R. P. Seasonal abundance and species composition of flower-visiting flies. **Neotropical Entomology**, v. 30, p. 351-359, 2001.

ST CLAIR, A. L. et al. Pan traps for tracking honey bee activity-density: A case study in soybeans. **Insects**, v. 11, n. 6, p. 366, 2020.

StatSoft, Inc. **STATISTICA** (data analysis software system), version 7. www.statsoft.com. (2004)

STEINER, J. et al. Bees and melittophilous plants of secondary Atlantic forest habitats at Santa Catarina Island, southern Brazil. **Oecologia Australis**, v. 14, n. 1, p. 16-39, 2010.

SUJII, E. R. et al. Comunidade de inimigos naturais e controle biológico natural do pulgão, *Aphis gossypii* glover (Hemiptera: Aphididae) e do curuquerê, *Alabama argillacea* hübner (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do algodoeiro no Distrito Federal. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 74, p. 329-336, 2022.

TANG, Y. et al. First report on *Megaselia scalaris* Loew (Diptera: Phoridae) infestation of the invasive pest *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in China. **Insects**, v. 12, n. 1, p. 65, 2021.

TEMPL, B. et al. Habitat-dependency of transect walk and pan trap methods for bee sampling in farmlands. **Journal of Apicultural Science**, v. 63, n. 1, p. 93-115, 2019.

THOMSON, D. M.; PAGE, M. L. The importance of competition between insect pollinators in the Anthropocene. **Current Opinion in Insect Science**, v. 38, p. 55-62, 2020.

TRIAPITSYN, S. V. et al. Two new species of *Ooencyrtus* (Hymenoptera, Encyrtidae), egg parasitoids of the bagrada bug *Bagrada hilaris* (Hemiptera, Pentatomidae), with taxonomic notes on *Ooencyrtus telenomicida*. **Journal of Hymenoptera Research**, 2020.

ULYSHEN, M. D.; SHEEHAN, T. N. Trap height considerations for detecting two economically important forest beetle guilds in southeastern US forests. **Journal of Pest Science**, v. 92, n. 1, p. 253-265, 2019.

VEGA, F. E.; BARBOSA, P.; PANDURO, A. P. An adjustable water-pan trap for simultaneous sampling of insects at different heights. **Florida Entomologist**, p. 656-660, 1990.

VICKERMAN, G. P.; DOWIE, W.; PLAYLE, K. E. The potential of *Tachyporus* spp. (Coleoptera: Staphylinidae) as predators of cereal aphids. In: **Integrated crop protection in cereals**. CRC Press, 2020. p. 69-80.

WESTERBERG, L. et al. Color pan traps often catch less when there are more flowers around. **Ecology and Evolution**, v. 11, n. 9, p. 3830-3840, 2021.

WHEELOCK, M. J.; O'NEAL, M. E. Insect pollinators in Iowa cornfields: community identification and trapping method analysis. **PLoS One**, v. 11, n. 7, p. e0143479, 2016.

WIGNALL, V. R. et al. Seasonal variation in exploitative competition between honeybees and bumblebees. **Oecologia**, v. 192, n. 2, p. 351-361, 2020.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Em sistemas agroecológicos, sob a ótica do controle biológico conservativo, é mais vantajoso para o agricultor manter o solo coberto com diferentes plantas de adubos verdes (*Crotalaria juncea*, *Cajanus cajan*, *Canavalia ensiformis* e *Mucuna pruriens*) do que com pastagem (*Brachiaria decumbens*), uma vez que o solo apresenta maior diversidade de artrópodes e maiores abundância e riqueza de parasitoides quando cultivado com adubos verdes.

Crotalária (*C. juncea*), feijão guandu (*C. cajan*), feijão-de-porco (*C. ensiformis*) e mucuna cinza (*M. pruriens*) atraem importantes agentes de controle biológico e polinizadores. Entretanto, a inserção destas espécies em cultivos agrícolas deve ser realizada com cautela já que as mesmas podem hospedar insetos fitófagos.

Plantas de mucuna cinza demonstraram-se mais promissoras para a atração de parasitoides, ao passo que plantas de crotalária e feijão guandu foram mais atrativas aos polinizadores, apresentando, portanto, potencial para serem empregadas por meliponicultores para conservação e manejo de abelhas nativas sem ferrão.

Novas pesquisas devem ser realizadas para verificar se o uso destas plantas de cobertura do solo nas entrelinhas, nas bordas ou em faixas de cultivos agrícolas, bem como em sistemas agroflorestais, favorece e promove a diversidade funcional nos agroecossistemas.

Paralelamente, verificou-se que *pan trap* amarela é mais eficiente para a amostragem de insetos, particularmente representantes das ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera, e que a altura da instalação de armadilhas *pan traps* pode influenciar na amostragem dos insetos, especialmente as comunidades de parasitoides e predadores. Neste contexto, para levantamentos de insetos mais abrangente, sejam pragas, agentes de controle biológico ou polinizadores, recomenda-se a inserção de armadilhas *pan traps* em diferentes alturas.